

Reyes Avalos, Walter; Mogollón Calderón, Anghela; Fuentes Muñoz, Adelhí; Medina Morillo, Marco
Ciclo de muda de larvas de *Cryphiops caementarius* (Crustacea, Palaemonidae)
AquaTIC, núm. 38, enero-junio, 2013, pp. 57-67
Universidad de Zaragoza
Zaragoza, España

Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49428034006>



AquaTIC,
ISSN (Versión impresa): 1578-4541
editor@revistaaquatic.com
Universidad de Zaragoza
España

Ciclo de muda de larvas de *Cryphiops caementarius* (Crustacea, Palaemonidae)

Walter Reyes Avalos¹, Anghela Mogollón Calderón², Adelhí Fuentes Muñoz², Marco Medina Morillo²

¹ Docente del Departamento Académico de Biología, Microbiología y Biotecnología. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional del Santa. Av. Pacífico 508 Nuevo Chimbote-Ancash (Perú).

² Egresados de la Escuela Académico Profesional de Biología en Acuicultura. Universidad Nacional del Santa.

e-mail: wreyes_avalos@hotmail.com

Resumen

El objetivo fue caracterizar los estados y subestados del ciclo de muda de larvas del camarón de río *C. caementarius*, en base a la retracción de la epidermis y la setogénesis ocurrida en el telson. Una hembra ovífera de 5 cm de longitud total fue capturada del río Lacramarca y mantenida en un acuario hasta eclosión de embriones. Las larvas fueron mantenidas en agua salobre (20‰) con suave aireación y alimentadas con nauplios de *Artemia*. Los estados y subestados del ciclo de muda de las zoea 1 y zoea 2 fueron descritos observando el borde posterior del telson. La zoea 1 eclosiona en estado de intermuda C y continúa con el subestado Do donde hay apólisis; en D₁ hay mayor separación de la epidermis y setogénesis; en D₂₋₃ se observan los conductos tubulares más definidos y en D₄ las nuevas setas salen por completo del exoesqueleto antiguo. En zoea 2, fueron observados todos los estados y subestados del ciclo de muda, con excepción de las divisiones del subestado D₁. La ecdisis (E) fue bien documentada y es un proceso muy corto (aprox. 30 s) que comenzó con el movimiento de flexión y estiramiento del abdomen para luego producirse la ruptura de la región anterior y dorsal del protocéfalo por donde empieza la salida del cuerpo de la larva. Después de la ecdisis una nueva zoea aparece y comienza un nuevo ciclo de muda.

Palabras Claves: Muda, ecdisis, larvas, *Cryphiops*, setogénesis

Summary

Molt cycle of larvae *Cryphiops caementarius* (Crustacea, Palaemonidae)

The aim was to characterize the stages and substages of the moult cycle of freshwater prawn larvae *C. caementarius*, based on the retraction of the epidermis and setogenesis in the telson. A female ovigerous of 5 cm in length was captured and maintained in an aquarium until hatching of embryos. The larvae were kept in brackish water (20 ‰) with gentle aeration and fed with *Artemia* nauplii. The stages and substages cycle molt zoea 1 and zoea 2 were described per observation the back edge of the telson. The stage 1 zoea hatches in intermolt C and continues substage where there apolysis Do; in D₁ is no greater separation of the epidermis and setogenesis; D₂₋₃ in the tubular conduits are observed more defined and D₄ new setae shedding the old exoskeleton. In zoea 2 were observed all stages and substages molting cycle, except for those substage divisions D₁. Ecdysis (E) was well documented and is a very short (about 30 s) that began with the bending and stretching of the abdomen to occur after the rupture of the anterior and dorsal protocephalon where starts output of the body of the larvae. After a new zoea ecdysis appears and begins a new cycle of molting.

Key words: Molt, ecdysis, larvae, *Cryphiops*, setogenesis.

Introducción

El camarón de río *Cryphiops caementarius* (Molina 1782) es una especie de importancia biológica, comercial y económica en el Perú (Yépez & Bandin, 1997; Lleellish y cols., 2005), de amplia distribución latitudinal tanto al norte hasta el río Taymi en Lambayeque (Amaya & Guerra, 1978) como al sur peruano (Viacava y cols., 1978) e incluso llega hasta el río Maipo en el norte de Chile (Jara, 1997), pero las mayores densidades poblacionales se concentran en los ríos de Arequipa - Perú (Zacarías & Yépez, 2008), desde donde se extraen para abastecer el mercado nacional.

Todos los crustáceos mudan para crecimiento, metamorfosis y reproducción (Kuballa & Elizur, 2007). La muda es un proceso bioquímico, metabólico y morfológico (Aiken & Waddy, 1987) que es estimulado por la secreción de ecdisteroides producidos y secretados por el órgano Y, en larvas y adultos de crustáceos (Lachaise y cols., 1993) pero al mismo tiempo es regulado por hormonas sintetizadas y secretadas por el complejo glándula del seno-órgano X del pedúnculo ocular (Snyder & Chang, 1986; Webster & Dirksen, 1991). Sin embargo, también hay mudas embrionarias como en *Homarus americanus* cuya eclosión se produce después de que el embrión ha realizado dos mudas (Helluy & Beltz, 1991), en cambio en *Palaemon serratus* (Van-Wonnhoudt & Bellon-Humbert, 1996) y *C. caementarius* (Reyes y cols., 2009), la eclosión se produce después de una muda embrionaria.

El ciclo de muda en crustáceos es clasificado en cinco estados (A-E), habiéndose establecido los estados de postmuda (A y B), intermuda (C), premuda (D) y ecdisis (E), basándose en la observación de los cambios secuenciales del desarrollo de la epidermis y de la setogénesis, con los cuales se determinan también varios subestados que depende de la especie (Chan y cols. 1988). La setogénesis generalmente es utilizado como criterio para determinar los estados y subestados en crustáceos decápodos como *Panulirus argus* (Lipcius & Herrnkind, 1982), *Penaeus merguensis* (Longmuir, 1983), *Penaeus vannamei* (Chan y cols. 1988), *Panulirus ornatus* (Turnbull, 1989), *Jasus frontalis* (Elorza & Dupré, 1996), *Carcinus maenas* y *Orconectes limosus* (Phlippen y cols, 2000), *Pleoticus muelleri* (Díaz y cols., 2003), *C. caementarius* (Reyes & Lujan, 2003), *Penaeus monodon* (Promwikorn y cols., 2004), *Ovalipes trimaculatus* (Álvarez y cols., 2009), entre otros.

En adultos de *C. caementarius* se han establecido los estados y subestados del ciclo de muda en base al grado de retracción de la epidermis y a la setogénesis del borde interno del exopodito de los urópodos (Reyes & Lujan, 2003), pero se desconoce este proceso en larvas. Además, el proceso de muda es primordial para el buen manejo de la etapa larval, pues la muda no debe estar desligada de los estudios fisiológicos, metabólicos y nutricionales del desarrollo larval de todo crustáceo decápodo.

En larvas de crustáceos, los estados de muda se determinan observando la setogénesis en diversas partes del cuerpo del animal, debido a la ligera opacidad de los tejidos y la delgadez de la cutícula (Van Herp & Bellon-Humbert, 1978). En larvas de *Rhithropanopeus harrisi* (Freeman & Costlow, 1980) y de *Hyas araneus* (Anger, 1983), se observan la setogénesis en la epidermis, el telson, antenas, maxilípedos y en las espinas del caparazón dorsal y rostral. En *A. leptodactylus* los estados de muda se determinan en urópodos y exopoditos de antenas (Van Herp & Bellon-Humbert, 1978) y en *M. amazonicum* en la epidermis y en las setas de los urópodos (Hayd y cols. 2008).

Por consiguiente el objetivo fue caracterizar los estados y subestados del ciclo de muda en larvas del camarón de río *C. caementarius*, en base a la retracción de la epidermis y la setogénesis en el telson de la larva.

Materiales y métodos

Una hembra ovífera de *C. caementarius* de 5 cm de longitud total fue capturada del río Lacramarca (09°07'70"S y 78°34'20"W) Provincia del Santa, Departamento de Ancash (Perú), la cual fue transportada hasta el laboratorio donde fue identificada según Méndez (1981) y mantenida en un acuario con 20 l de agua y aireación constante.

Después de la eclosión, la población de aproximadamente 3500 larvas, fue mantenida en un acuario de 10 l con agua salobre (20 ‰) y suave aireación. La temperatura del agua fue de $21,2 \pm 1,2^{\circ}\text{C}$. Las larvas fueron alimentadas una vez al día con nauplios recién eclosionados de *Artemia franciscana* (2 nauplios ml^{-1}). Los cambios de agua y la limpieza del acuario fueron realizados cada dos días.

Para hacer el seguimiento del ciclo de muda, cuatro veces al día fueron extraídas larvas de la población mantenida en el acuario, las que fueron examinarlas en un microscopio de luz convencional Carl Zeiss, seleccionadas en un determinado estadio y mantenidas individualmente en un recipiente de 50 ml, con las mismas condiciones de la población de procedencia. La medición de las partes evaluadas de las larvas fue realizada con un ocular micrométrico y las fotografías fueron tomadas con una cámara digital LINUX.

Los estadios larvales (zoeas) de *C. caementarius* fueron identificados según Morales y cols. (2006) y los estados y subestados del ciclo de muda de cada zoea fueron descritas usando la caracterización morfológica del ciclo de muda de adultos de la misma especie (Reyes & Luján, 2003). El grado de retracción de la epidermis y la setogénesis fue observado en el borde posterior del telson de las zoea 1 y zoea 2 debido a que en los siguientes estadios las características fueron las mismas. La caracterización del ciclo de muda de zoea 1 fue observada inmediatamente a la eclosión de los embriones (Fig. 1 a) y la de zoea 2 inmediatamente después de la ecdisis de zoea 1. La ecdisis de zoea 2 fue filmada con una cámara digital LINUX y de ahí las principales etapas fueron registradas y extraídas como fotos. Las mediciones de las partes de las larvas, las fotografías de los estados del ciclo de muda y la filmación de la ecdisis fueron realizadas bajo un microscopio Carl Zeiss

Resultados

La duración del ciclo de muda de zoea 1 fue de 2 a 3 días y de zoea 2 de 3 a 4 días, ambas a $21,2 \pm 1,2^{\circ}\text{C}$. La descripción de los estados y subestados del ciclo de muda se indican a continuación:

Zoea 1

Estado A: Postmuda temprana: No fue observado al nacimiento de la larva.

Estado B: Postmuda tardía: No fue observado al nacimiento de la larva.

Estado C: Intermuda (Fig. 1 b): Cutícula delgada y transparente. Epidermis esponjosa, granular y estuvo bien pegada a la cutícula.

Estado D: Premuda

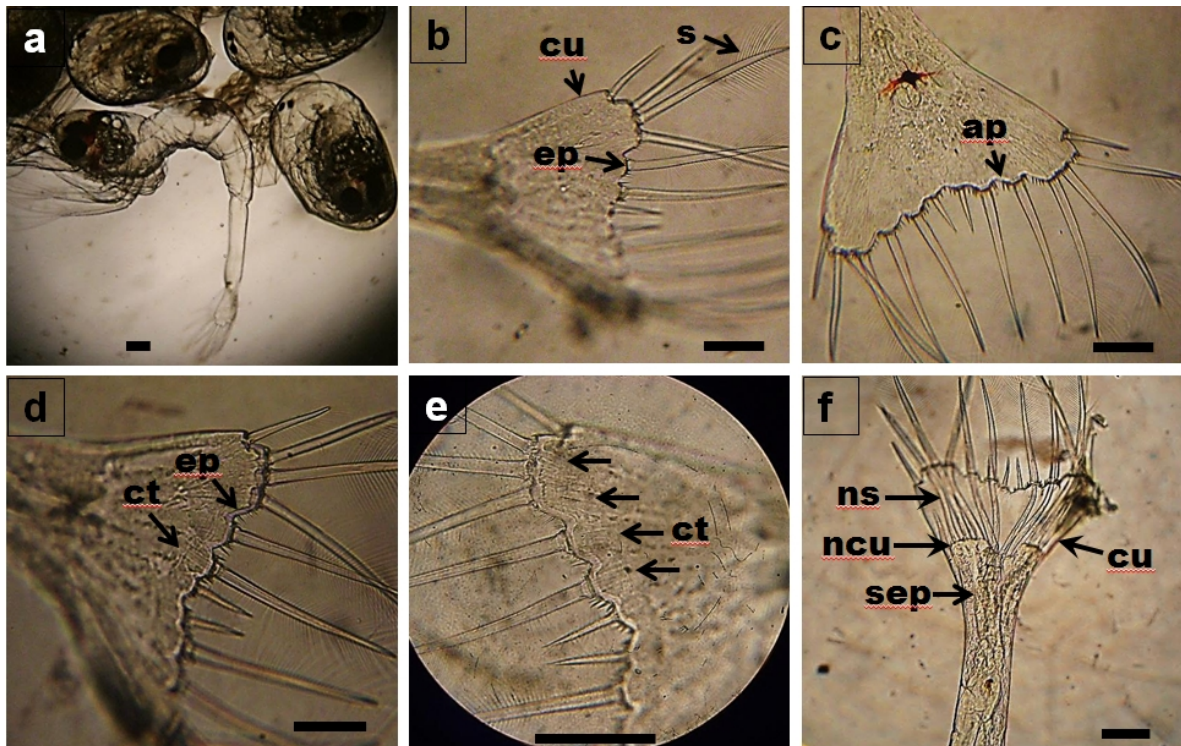
Subestado Do (Fig. 1 c): La matriz epidermal se separa de la cutícula (apólisis) quedando una pequeña zona transparente donde fue observada las bases de las nuevas setas.

Subestado D_1 (Fig. 1 d): La base de las nuevas setas inician invaginación epidermal cuya profundidad de sus proyecciones invaginadas fue diferente en cada seta, por lo que se observaron solo algunos conductos tubulares. El borde de la epidermis fue muy tenue.

Subestado D_{2-3} (Fig. 1 e): La invaginación de la epidermis en la base de las nuevas setas continúa en el borde posterior del telson ocasionando que los conductos tubulares fueran más visibles y uniformes. La superficie epidermal fue granular.

Subestado D_4 (Fig. 1 f): Las nuevas setas completamente formadas fueron biplumosas. El borde de la nueva cutícula fue más evidente. Toda la superficie epidermal del telson y del sexto segmento abdominal de la larva fue muy granular y alcanza la mayor retracción desde la vieja cutícula y las nuevas setas salen casi por completo del exoesqueleto antiguo.

Figura 1. Zoea 1 de *C. caementarius*. a) Embriones y zoea recién eclosionada (5x). b) Telson en estado de muda C. 10x. c) Telson en estado D, subestado D_0 . 10 x. d) Telson en subestado D_1 . 10x. e) Telson en subestado D_{2-3} . 40X. f) Abdomen y telson en subestado D_4 . 10X. ap: apólisis. ct: conductos tubulares. cu: cutícula. ep: borde de la epidermis. ncu: nueva cutícula. ns: nuevas setas. s: setas biplumosas. sep: superficie epidermal. Barra = 100 μ m.



Zoea 2

Estado A: Postmuda temprana (Fig. 2 a): La superficie epidermal fue esponjosa y granular, observándose internamente una ligera la delimitación de los urópodos. Cutícula delgada

Estado B: Postmuda tardía (Fig. 2 b): La superficie epidermal aún se muestra esponjosa y granular, observándose con mayor nitidez la formación de los exopoditos y endopoditos de los urópodos.

Estado C: Intermuda (Fig. 2 c): La superficie epidermal fue menos granular y estuvo bien pegada a la cutícula.

Estado D: Premuda

Subestado Do (Fig. 2 d): Se inicia la retracción de la epidermis de la cutícula (apólisis) quedando una zona transparente donde fue observado levemente las bases de algunas nuevas setas.

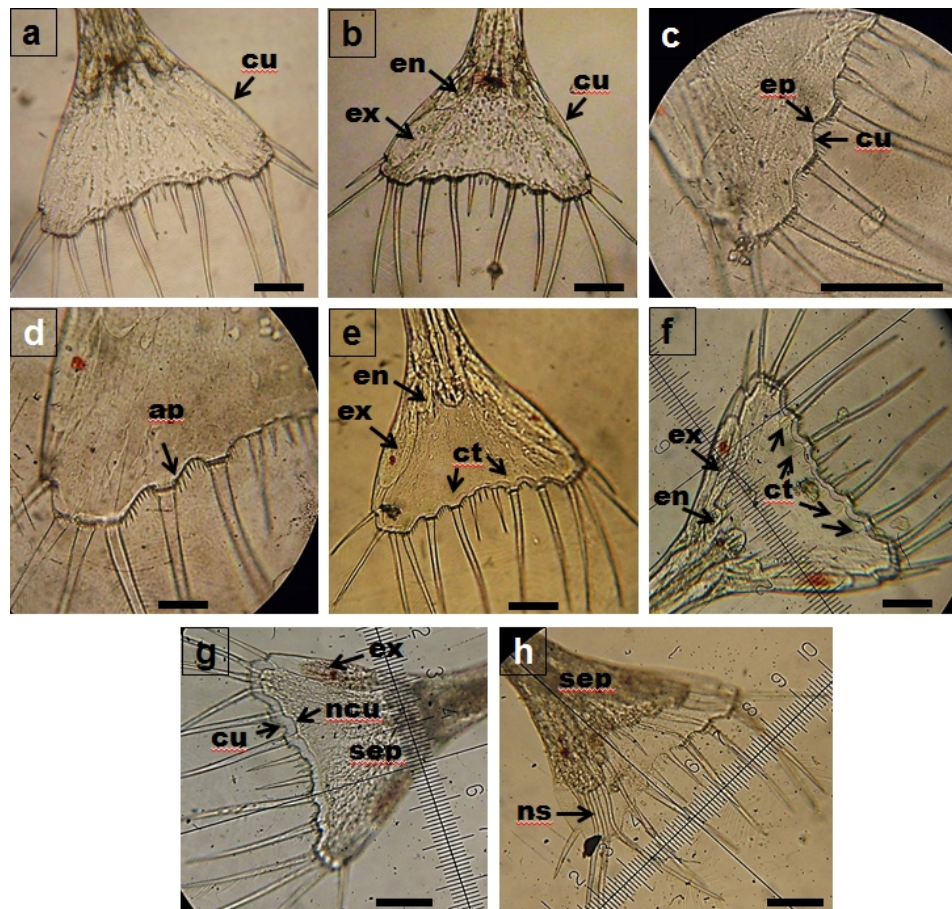
Subestado D₁ (Fig. 2 e): La separación de la epidermis fue mayor. En la base de algunas de las nuevas setas la invaginación epidermal fue muy leve observándose algunos conductos tubulares. La superficie epidermal fue ligeramente granular.

Subestado D₂ (Fig. 2 f): La separación de la epidermis continúa siendo mayor. El borde de la epidermis fue más evidente. La invaginación de la epidermis se produce en la base de todas las nuevas setas ocasionando que los conductos tubulares fueran más visibles y uniformes pero de corta proyección.

Subestado D₃ (Fig. 2 g): La separación de la epidermis de la cutícula fue máxima. La superficie de la epidermis del telson y de los urópodos fue muy granular.

Subestado D₄ (Fig. 2 h): Las nuevas setas fueron biplumosas. Toda la superficie epidermal del telson, de los urópodos y del sexto segmento abdominal de la larva fue muy granular y alcanza la mayor retracción desde la vieja cutícula y las nuevas setas salieron casi por completo del exoesqueleto antiguo.

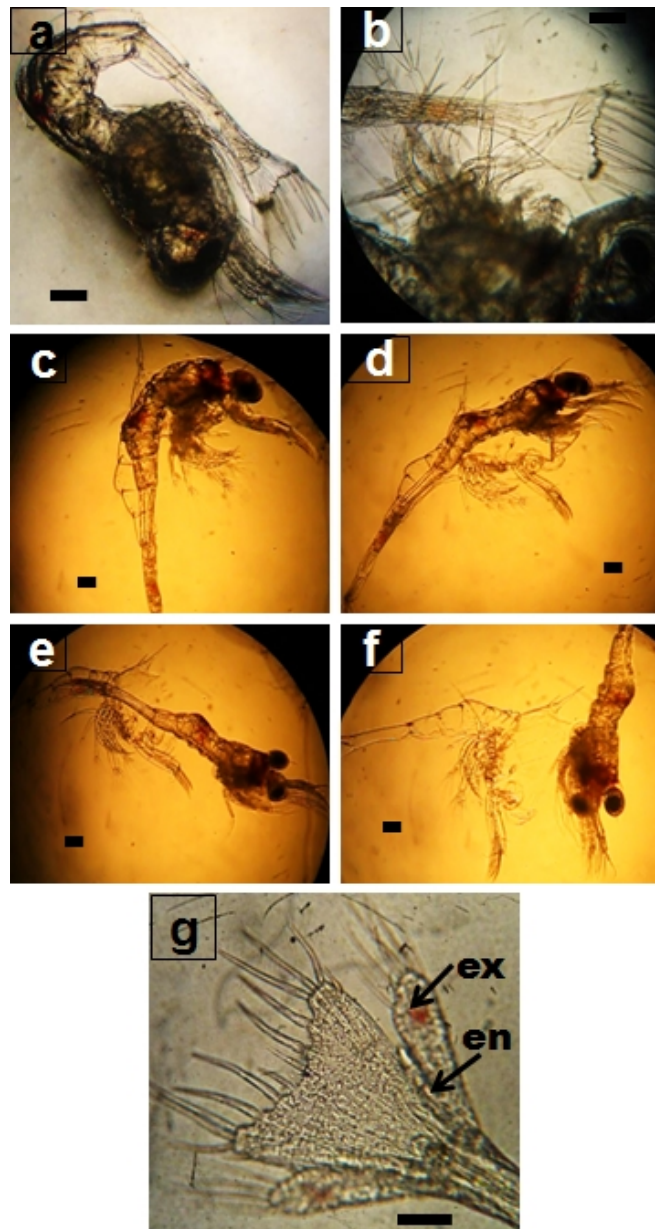
Figura 2. Zoea 2 de *C. caementarius*. a) Telson en estado A. 10 x. b) Telson en estado B. 10X. c) Telson en estado C. 40X. d) Telson en estado Do. 40X. e) Telson en subestado D₁. 10 X. f) Telson en subestado D₂. 10 X. g) Telson es subestado D₃. 10X. h) Telson en subestado D₄. 10X. ap: apólisis. ct: conductos tubulares. cu: cutícula. ep: borde de la epidermis. ncu: nueva cutícula. ns: nuevas setas. sep: superficie epidermal. en: endopodito de los urópodos. ex: exopodito de los urópodos. Barra = 100 µm.



Estado E: Ecdisis (Fig. 3): La ecdisis de la zoea 2 fue un proceso muy corto (aprox. 30 s) que comenzó con el movimiento de flexión y estiramiento del abdomen de la larva tratando de producir el desprendimiento de la epidermis de la cutícula (Fig. 3 a y

b). Luego se produce la ruptura de la región anterior y dorsal del protocéfalo y la larva se curva para desprender simultáneamente los maxilípedos, anténulas, antenas y ojos (Fig. 3 c) y empezar a salir el cuerpo de la larva (Fig. 3 d). El movimiento del cuerpo continua y con la agitación de los maxilípedos ya libres (Fig. 3 e) la larva sale finalmente del antiguo exoesqueleto (Fig. 3 f). Después de la ecdisis la zoea ya fue una zoea 3, caracterizado por el despliegue de los exopoditos y endopoditos de los urópodos (Fig. 3 g), y comienza un nuevo ciclo de muda.

Figura 3. Ecdisis de zoea 2 de *C. caementarius*. a y b) Movimientos de flexión del abdomen para iniciar retracción del cuerpo del viejo exoesqueleto. c y d) Ruptura de la región anterior y dorsal del viejo exoesqueleto y desprendimiento de apéndices cefalotorácicos. e y f) Salida de la larva del viejo exoesqueleto. g) Telson de zoea 3 en estado A. en: endopodito de los urópodos. Ex: exopodito de los urópodos. Barra = 100 μ m.



Discusión

El ciclo de muda de *C. caementarius* se basó en la observación de la región del borde posterior del telson, pues esta parte del cuerpo de la larva es plana, delgada, transparente y los cambios morfológicos fueron observados fácilmente. En varios trabajos se utilizan esta región del cuerpo de las larvas para determinar el ciclo de muda de diversos crustáceos (McNamara y cols., 1980; Anger, 1983; Hayd y cols., 2008). Por consiguiente, los estados y subestados del ciclo de muda de *C. caementarius* fueron distinguibles en el borde posterior del telson de las larvas, pero debido a las pocas estructuras morfológicas, probablemente por la velocidad con que se produce el desarrollo de las larvas, no fue posible evidenciar una completa invaginación epidermal de las nuevas setas y la setogénesis como el observado en adultos de la especie (Reyes & Luján 2003). Similares problemas de tales eventos es reportado en larvas de *H. araneus* (Anger, 1983) y *M. amazonicum* (Hayd y cols., 2008).

La zoea 1 de *C. caementarius* nace en estado C del ciclo de muda (Fig. 1 a y b), pues esto es evidencia de que hay una ecdisis metanaupliar embrionaria antes de la eclosión, con lo cual se corrobora lo reportado por Reyes y cols. (2009) en la misma especie. En cambio, nuestra observación difiere de los reportados para larvas de otras especies de crustáceos que nacen en estadio A del ciclo de muda como en *M. olfersii* (McNamara y cols., 1980), *H. araneus* (Anger, 1983) y *M. amazonicum* (Hayd y cols., 2008). Nosotros consideramos que el nacimiento de la larva de *C. caementarius* en intermuda (estado C) puede ser considerada como una estrategia energética para enfrentar las adversidades ambientales, puesto que en estado de muda C hay acumulación de reservas y rápido crecimiento de tejidos (Anger, 1983; Kuballa & Elizur, 2007).

Aproximadamente a las 24 horas de nacida la zoea 1 recién inicia la premuda D (Fig. 1 c), observándose el subestado Do caracterizado por el inicio de la retracción de la epidermis desde la cutícula (apólisis), continuado con D₁ donde hubo mayor separación de la epidermis y setogénesis (Fig. 1 d), mientras que en D₂₋₃ se observaron claramente la presencia de los conductos tubulares definidos pero cortos en su proyección (Fig. 1 e); sin embargo, no hubo mayores cambios morfológicos como para separarlos en diferentes subestados. En cambio en D₄ las nuevas setas salen casi por completo del exoesqueleto antiguo (Fig. 1 f). Similares características morfológicas de la premuda son descritas para la zoea 1 de *H. araneus* (Anger, 1983) y de *M. olfersii*, excepto que se describen las subdivisiones D₁' y D₁''' (McNamara y cols., 1980), que nosotros no encontramos evidencia suficiente para caracterizar las subdivisiones del subestado D₁.

En zoea 2 de *C. caementarius* fueron observados todos los estados y subestados del ciclo de muda, con excepción de que no fue observado las divisiones del subestado D₁ (Fig. 2). En zoea 2 de *H. araneus* (Anger, 1983) y de *M. amazonicum* (Hayd y cols., 2008), también se consideran los estados y subestados de postmuda, intermuda, pero en premuda se agrupa el subestado D₂₋₄. Esto sugiere que las evidencias morfológicas de la setogénesis son diferentes entre especies o que depende del momento de la observación.

La naturaleza granular de la epidermis del telson, urópodos y del cuerpo de las larvas en los estados de premuda D₄ de la zoea 1 y zoea 2, así como en postmuda A y B de la zoea 2, serían indicadores morfológicos de la proximidad de la ecdisis o de una reciente ecdisis, respectivamente, producidos por la proliferación celular o por el presión interna dado el ingreso de agua para facilitar la ecdisis. Previo a la muda de

las larvas de *Palaemonetes pugio*, hay un incremento de la densidad de las células de la epidermis en el cuerpo (Freeman, 1990), y en *O. limosus* hay ingreso de agua en el estado avanzado de premuda D₄ para facilitar la ecdisis (Phlippen et al., 2000).

El proceso de la ecdisis de zoea 2 de *C. caementarius* fue bien documentado (Fig. 3) en el presente estudio, pues duró muy pocos segundos (aprox. 30 s) y comenzó con el movimiento de flexión y estiramiento del abdomen para luego producirse la ruptura de la región anterior y dorsal del protocéfalo por donde empieza a salir fácilmente el cuerpo de la larva. Esta es la primera observación de la ecdisis de larvas de *C. caementarius* y difiere completamente a lo reportado en larvas de *A. leptodactylus* (Van Herp & Bellon-Humbert, 1978) y de *M. amazonicum* cuyas ecdisis duran pocos minutos y la larva sale cuando hay ruptura dorsal de la membrana entre el cefalotórax y el pleón (Hayd y cols., 2008), similar a lo que sucede en juveniles de *P. vannamei* (Chan y cols., 1988) y en adultos de *P. merguensis* (Longmuir, 1983), *C. maenas*, *O. limosus* (Phlippen y cols., 2000) y *C. caementarius* (Reyes & Luján, 2003).

Bibliografía

1. Álvarez, J., C. Véliz & J. Meruane. 2009. Estados del ciclo de muda de la jaiba nadadora *Ovalipes trimaculatus* (de Haan, 1833) basados en observaciones de la morfología externa. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 44(1): 217-225.
2. Aiken, D.E. & S.L. Waddy. 1987. Molting and growth in crayfish: A review. *Canadian Technical Report of Fisheries and Aquatic Sciences*, 1587: 1-34.
3. Anger, K. 1983. Molt cycle and morphogenesis in *Hyas araneus* larvae (Decapoda, Majidae), reared in the laboratory. *Helgoländer Meeresunters*, 36: 285-302.
4. Chan, S., S. Rankin & L. Keeley. 1988. Characterization of the molt stages in *Penaeus vannamei*: setogenesis and hemolymph levels of total protein, ecdysteroids and glucose. *Biol. Bull.*, 175(2): 185-192.
5. Díaz A., A. Patriella & J. Fenucci. 2003. Ciclo de muda y reproducción de la población del langostino *Pleoticus muelleri* (Crustacea, Penaeoidea) de Mar de Plata. *Ciencias Marinas*, 29(3):343-355.
6. Elorza A. & E. Dupré. 1996. Determinación de los estados del ciclo de muda de la langosta de Juan Fernández (*Jasus frontalis* Milne Edwards, 1837). *Invest. Mar.*, 24: 67-76.
7. Phlippen, M.K., S.G. Webster, J.S. Chung & H. Dirksen. 2000. Ecdysis of decapod crustaceans is associated with a dramatic release of crustacean cardioactive peptide into the haemolymph. *The Journal of Experimental Biology*, 203: 521-536.
8. Freeman, J.A. 1990. Regulation of tissue growth in crustacean larvae by feeding regime. *Biol. Bull.*, 178: 217-221.

9. Freeman, J. & J. Costlow. 1980. The molt cycle and its hormonal control in *Rhithropanopeus harrisi* larvae. *Developmental Biology*, 74: 479-485
10. Hayd, L.A., K. Anger & W.C. Valenti. 2008. The moulting cycle of larval Amazon River prawn *Macrobrachium amazonicum* reared in the laboratory. *Nauplius* 16(2): 55-63.
11. Helluy, S.M. & B.S. Beltz. 1991. Embryonic development of the American lobster (*Homarus americanus*): quantitative staging and characterization of an embryonic molt cycle. *Biol. Bull.*, 180(3): 355-371.
12. Jara, C.G. 1997. Antecedentes sobre el desarrollo de la carcinología en Chile. *Invest. Mar.*, Valparaíso, 25: 245-254.
13. Lachaise, F., A. Le Roux, M. Hubert & R. Lafont. 1993. The molting gland of crustaceans: localization, activity and endocrine control (A review). *Journal of Crustacean Biology*, 13(2): 198-234.
14. Llipich, R.N & W.F. Herrnkind. 1982. Molt cycle alterations in behavior, feeding and diel rhythms of a decapod crustacean, the spiny lobster *Panulirus argus*. *Marine Biology*, 68: 241-252.
15. Longmuir, E. 1983. Setal development, moult-staging and ecdysis in the banana prawn *Penaeus merguensis*. *Marine Biology*, 77: 183-190.
16. McNamara, J.C., G.S. Moreira & P.S. Moreira. 1980. Respiratory metabolism of *Macrobrachium olfersii* (Wiegmann) zoea during the moulting cycle from eclosion to first ecdysis. *Biol. Bull.*, 159: 692-699.
17. Méndez, M. 1981. Claves de identificación y distribución de los langostinos y camarones (Crustacea: Decapoda) del mar y ríos de la costa del Perú. *Bol. Inst. Mar Perú*, 5: 1-170.
18. Morales, M.C., M. Rivera, J. Meruane, C. Galleguillos & H. Hosokawa. 2006. Morphological characterization of larval stages and first juvenile of the freshwater prawn (*Cryphiops caementarius* Molina, 1782) (Decapoda: Palaemonidae) under laboratory conditions. *Aquaculture*, 261(3): 908-931.
19. Kuballa, A. & E. Elizur. 2007. Novel molecular approach to study moulting in crustaceans. *Bull. Fish. Res. Agen*, 20:53-57.

20. Phlippen, M.K, S.G. Webster, J.S. Chung & H. Dirksen. 2000. Ecdysis of decapod crustaceans is associated with a dramatic release of crustacean cardioactive peptide into the haemolymph. *The Journal of Experimental Biology* 203: 521–536.
21. Promwikorn, W., K. Pornpimol & P. Thaweethamseewee. 2004. Index of molt staging in the black tiger shrimp (*Penaeus monodon*). *Songklanakarin J. Sci. Technol*, 26(5).
22. Reyes, W.E. & H. Lujan. 2003. Estados y subestados del ciclo de muda del camarón de río (*Cryphiops caementarius* Molina, 1872) (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). CIVA 2003 (<http://www.civa2003.org>), 808-817
23. Reyes, W.E., H. Luján, L. Moreno & M. Pesantes. 2009. Caracterización de estadios embrionarios de *Cryphiops caementarius* (Crustacea, Palaemonidae). *SCIÉND*, 12(1):55-67.
24. Snyder, M.J. & E.S. Chang, 1986. Effects of sinus gland extract on larval molting and ecdysteroid titers of the American lobster, *Homarus americanus*. *Biol. Bull.*, 170: 244-254.
25. Turnbull, C.T. 1989. Pleopod cuticular morphology as an index of moult stage in the ornate rock lobster, *Panulirus ornatus* (Fabricius, 1789). *Aust. J. Mar. Freshwater Res.*, 40: 285-93.
26. Van Herp, G. & C. Bellon-Humbert. 1978. Setal development and molt prediction in the larvae and adults of the crayfish, *Astacus leptodactylus* (Nordmann, 1842). *Aquaculture*, 14: 289-301.
27. Van-Wonnhoudt, A. & C. Bellon-Humbert. 1996. Bases biológicas de los cultivos de crustáceos. p: 219-279. In Barnabé (Ed.) *Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura*. Edit. Acribia, S.A. Zaragoza. España.
28. Viacava, M., R. Aitken & J. Llanos. 1978. Estudio del camarón de río en el Perú. 1975-1976. *Bol. Inst. Mar Perú*, 3(35):161-232.
29. Webster, S.G. & H. Dirksen. 1991. Putative molt-inhibiting hormone in larvae of the shore crab *Carcinus maenas* L.: An immunocytochemical approach. *Biol. Bull.*, 180: 65-71.
30. Yépez, V. & R. Bandin. 1997. Evaluación del recurso camarón de río *Cryphiops caementarius* en los ríos Ocoña, Majes-Camaná y Tambo, Octubre 1997. *Inf. Prog. Inst. Mar Perú*, 77: 3-25.

31. Zacarías, S. & V. Yépez. 2008. Monitoreo poblacional del camarón de río. Estimación de abundancia de adultos en ríos de la costa centro sur. Informe anual 2007. MARPE. [Disponible en [http://www.imarpe.gob.pe/imarpe/archivos/informes/imarpe_26\)_informe_2007_camaron_de_rio_web.pdf](http://www.imarpe.gob.pe/imarpe/archivos/informes/imarpe_26)_informe_2007_camaron_de_rio_web.pdf).]