

HUEVO, LARVAS Y POSTLARVA DE *ENTODESMA CUNEATA* (GRAY 1828).
(BIVALVIA: PANDORACEA: LYONSIIDAE)

Bernardita Campos M. y Luis Ramorino M.

ABSTRACT. Egg, larvae and postlarva of *Entodesma cuneata* (Gray 1828). (Bivalvia: Pandoracea: Lyonsiidae). Adults *E. cuneata* obtained from the intertidal zone of Montemar, Valparaíso, released gametes in the laboratory. Fertilized eggs and larvae were cultured up to metamorphosis in two liters glass containers of microfiltered seawater (0.45 μ m) and maintained at 13°C without addition of food.

E. cuneata is a functional hermaphrodite. Larvae obtained from autofertilized eggs developed normally.

The mean diameter of the oocyte is 111 μ m and it is surrounded by four coverings. Soon after the oocytes are released, interesting changes occur in these coverings, specially in the outer membrane which originates a thick mucous envelope. The function of this covering is discussed in relation to the sperms entrance.

E. cuneata larva resembles other Pandoracean larvae by its slightly ovoidal shape, dark gray color, large amount of yolk, small velum and a short hinge line. *E. cuneata* larva can be readily distinguished by a row of thin and lamellar teeth in the hinge and two undulations in the ventral margin of the prodissoconch II.

The development is very rapid. The larva spends no more than three days in the plankton and metamorphosis begins within four days. *E. cuneata* has a lecithotrophic development with a short pelagic larval stage. The postlarva has a thin and fragile dissoconch bearing numerous and more or less radially arranged pustules.

INTRODUCCION

Entodesma cuneata (Gray 1828) habita la zona intermareal inferior de la costa chilena; se le encuentra entre *Pyura chilensis* y en raras ocasiones, adherida a los estipes de *Lessonia* y *Macrocystis*.

El propósito de este trabajo, fue conocer el tipo de desarrollo de esta especie y describir la larva y postlarva para hacer posible su identificación en muestras planctónicas y bentónicas respectivamente.

Existe un escaso conocimiento sobre larvas de Pandoracea. Solamente Allen (1961) efectuó el cultivo de *Pandora inaequalvis* de la costa de Bretaña, y Chanley y Castagna (1966) el de *Lyonsia hyalina* de la bahía de Chesapeake. De *Pandora gouldiana* sólo se conocen algunas características deducidas del estudio de juveniles (Sullivan 1948) y de tres especies de *Thracia*, las figuras de prodisoconchas y concha embrionaria dibujadas por Ockelmann (1965). Además, Chanley (1969) define tipos básicos de larvas, entre los cuales incluye el tipo "Pandoracean" ejemplificándolo con *L. hyalina*. Las larvas de Pandoracea identificadas por Stafford (1912) y Rees (1950), sin duda no corresponden a esta superfamilia.

MATERIALES Y METODOS

Los ejemplares adultos de *E. cuneata* se recolectaron en la zona intermareal de Montemar, Valparaíso (33°57'S), entre junio y septiembre de 1980.

Se efectuaron 4 cultivos controlados, uno con gametos provenientes del mismo individuo y 3 con gametos de distintos individuos.

Los adultos de *E. cuneata* fueron lavados y se colocaron en recipientes con 200 ml de agua de mar, donde se produjo la emisión de gametos; en algunos casos la emisión fue estimulada con un pinchazo a través de la abertura pedal. Los cultivos se efectuaron en balones de vidrio con dos litros de agua de mar microfiltrada (0.45 µm), salinidad aproximada de 34‰, sin aireación y en un incubador a una temperatura constante de 13°C. El agua se renovó diariamente y las larvas fueron cultivadas hasta su metamorfosis sin adición de alimento.

El comportamiento de los ovocitos ante diferentes concentraciones de espermios, se observó en gametos provenientes de distintas emisiones de 15 individuos aislados.

Estados postlarvales se obtuvieron del mismo habitat de los adultos para su caracterización.

Los huevos, larvas y postlarvas fueron examinados, medidos y fotografiados en un microscopio Leitz Ortholux, con una cámara fotográfica Orthomat. Además, se utilizó un microscopio electrónico de barrido Autoscan, del Instituto de Investigaciones y Ensayos de Materiales (IDIEM) de la Universidad de Chile, Santiago.

RESULTADOS

Entodesma cuneata (Fig. 1) es una especie hermafrodita funcional. Las gónadas son pares y tanto el ovario como el testículo izquierdo se unen con el ovario y el testículo derecho; la posición de ellas en la masa visceral es similar a la descrita por Morgan y Allen (1976) en *E. saxicola*. El color de la gónada femenina es café claro y el de la masculina, blanco. La autofertilización ocurre y origina larvas normales.

La emisión de los gametos se produjo en el laboratorio en los primeros 15 minutos después que los animales fueron puestos en agua; la manipulación, el pinchazo del animal o el movimiento del agua, fueron estímulos suficientes para provocar la emisión de gametos en el 90% de los ejemplares con gónadas en su máximo crecimiento. Ovocitos y espermios fueron emitidos simultáneamente, pero en algunos momentos hubo mayor emisión de unos que de otros o sólo de uno de ellos.

Los ovocitos recién expulsados (Fig. A) son esféricos, café y su diámetro promedio sin cubiertas es de 111 μm (105-115 μm ; $n = 60$); presentan 4 cubiertas, que han sido nominadas con las minúsculas de las primeras 4 letras: La delgada membrana plasmática (a), íntimamente adherida al ovocito, está rodeada por la membrana vitelina (b), de mayor grosor y fácilmente visible al microscopio. Envoltiendo a las membranas señaladas hay una capa (c), cuya composición no determinamos y que mide entre 10 y 12 μm de grosor, presenta anillos concéntricos de diferentes densidades y está delimitada exteriormente por una membrana (d). El ovocito recién emitido mide con sus cubiertas entre 135 y 145 μm de diámetro; presenta además, una micropila formada a partir de la membrana vitelina (b) y que, atravesando la capa (c) llega hasta la membrana externa (d).

Ovocitos de 50 μm de diámetro observados en un frotis de ovario (Fig. 2), ya poseen las cubiertas señaladas.

Inmediatamente después que el ovocito ha sido expulsado de la gónada, sus cubiertas inician una serie de cambios (resumidos en las Figs. A, B y C): Uno o 2 minutos después de quedar en contacto con el agua, la capa (c) empieza a disminuir su densidad y su volumen aumenta hasta alcanzar un grosor de 18 a 20 μm (Figs. 3 y 4), por lo que el diámetro total del ovocito y sus cubiertas aumenta a 140-155 μm ; la membrana vitelina (b) se torna más evidente y sobre la membrana externa (d), se aprecia claramente un reborde encima del ápice de la micropila constituyendo una especie de

tapón de ésta (Fig. 5), originado de material proveniente de la capa (c); luego, el ovocito empieza a perder su forma esférica.

Diez a 15 minutos después de ocurrida la emisión, otros interesantes cambios ocurren casi simultáneamente: La membrana vitelina (b) empieza a desprenderse de la plasmática (a) y una vez separada totalmente, por un espacio perivitelino de 25 μm , el ovocito retorna a su forma esférica; la membrana externa (d) empieza a disolverse (Fig. 6), quedando la capa (c) convertida en un halo hialino de consistencia gelatinosa de 20 μm de grosor. La membrana (d) al disolverse, origina externamente al halo, una envoltura mucosa de alrededor de 110 μm de grosor, y que se visualiza con mayor facilidad debido a los espermios y otras materias en suspensión que quedan adheridas a ella (Fig. 7). Esta envoltura mucosa proviene de la pérdida de densidad de la membrana externa (d) junto a una delgada porción de material inmediatamente inferior a ella. También, al disolverse la membrana externa (d), desaparece el tapón que sella el ápice de la micropila, la cual queda reducida a un pequeño vástago visible en la zona del halo; la disolución de la membrana externa (d) y formación de la extensa envoltura mucosa que ahora rodea al halo hialino, demora entre 2 y 5 minutos. En este momento, el ovocito con todas sus envolturas mide alrededor de 420 μm de diámetro. Durante el desarrollo de los hechos señalados anteriormente, también puede apreciarse la formación del polo animal del ovocito como una zona más clara en el sector opuesto a la micropila.

A medida que se disuelve la membrana externa (d), los espermios quedan atrapados en el espesor de la envoltura mucosa que ella origina; algunos pierden su movilidad después de algunos minutos y otros continúan moviéndose para alcanzar la zona del halo inmediatamente interior. En esta zona, de mayor densidad que la envoltura mucosa, los espermios se desplazan hacia el ovocito sin agitarse, atraviesan la membrana vitelina (b) sin mayor dificultad para llegar al espacio entre esta membrana y la plasmática, espacio perivitelino, donde vuelven a adquirir el movimiento de agitación típico de ellos. En todos los experimentos efectuados, en que se agregó una moderada cantidad de espermios y que condujeron a un normal desarrollo del cigoto, ningún espermio llegó al ovocito utilizando la micropila como vía de entrada; ninguno lo hizo antes que la membrana externa (d) se transformara en envoltura mucosa y alrededor de 30 de ellos, llegaron al espacio perivitelino para luego adherirse con sus cabezas a la membrana plasmática; sin embargo, no fue posible observar la penetración de espermios al ovocito.

Junto a la presencia de espermios alrededor de la membrana plasmática, empieza un arrugamiento de ella, formándose momentos más tarde una protuberancia de dicha membrana, preferentemente en la zona vegetativa. Poco después, la membrana plasmática también empieza a protuberar sobre el polo animal, formándose al cabo de 75 minutos desde la emisión de los ovocitos, el primer corpúsculo polar que luego se divide en dos (Fig. 8), apareciendo 15 minutos después el segundo corpúsculo polar; a continuación la membrana plasmática se alisa, se separa levemente del huevo que empieza a aplanarse y se observa un intenso movimiento protoplasmático. Dos horas después de producida la emisión de los ovocitos, se inicia la primera división del cigoto, rodeado por la membrana plasmática (a), el espacio perivitelino, la membrana vitelina (b), el halo hialino gelatinoso y la envoltura mucosa exterior (Fig. 9); estas dos últimas desaparecen antes de alcanzarse el estado de gástrula ciliada, el cual ocurre 16 horas después de la emisión de los gametos. A las 24 horas, la gástrula ha llegado al estado de trocófora y la membrana vitelina (b), que se ha ido tornando cada vez menos consistente, se rompe, dejando a la larva en libertad.

Ante una cantidad extremadamente alta de espermios, producto de la emisión de un ejemplar en una cápsula con 200 ml de agua de mar, en los ovocitos no hubo transformación de la membrana externa (d) en envoltura mucosa, se produjo la lisis de dicha membrana y hubo penetración de una gran cantidad de espermios, produciéndose posteriormente también, la lisis del ovocito.

Ante una alta concentración de espermios, en los ovocitos se produjo la transformación de la membrana externa (d) en envoltura mucosa, los espermios penetraron el halo hialino y llegaron en gran cantidad a la membrana plasmática produciendo su lisis (Fig. 10).

La autofertilización ocurrida en individuos aislados originó larvas normales.

La larva velíger de *E. cuneata* se caracteriza por ser de un opaco color gris oscuro a negro y con una gran cantidad de vitelo en su masa visceral (Fig. 11), destacándose notablemente los músculos retractores del velo. El velo es pequeño y su función natatoria disminuye rápidamente, ya que al tercer día la larva permanece casi todo el tiempo en el fondo del recipiente de cultivo y sólo a veces nada deficientemente cerca de él. Al cuarto día la larva se encuentra en estado de pedíveliger, camina activamente en el fondo y la función natatoria del velo es prácticamente nula; la reducción posterior de éste es lenta, hasta transformarse en una porción mínima de tejido esférico y ciliado (Fig. 12) que

desaparece totalmente al décimo día.

Las principales características del desarrollo larvario de *E. cuneata* se resumen en la tabla 1.

Las valvas de la veliconcha (Figs. 13 y 14) son transparentes, incoloras y en su mayor crecimiento miden entre 166 y 174 μm de largo y entre 141 y 151 μm de alto; el umbo es indistinto; la línea charnelar es recta y corta; los hombros son desiguales, siendo el anterior más largo y más recto que el posterior. En la prodisoconcha I (prod. I), la impresión del músculo aductor anterior es muy marcada. La charnela presenta una corrida de dientes laminares de altura similar en toda su longitud (Fig. 16) y un notorio ligamento levemente posterior, que aparece al iniciarse la formación de la prodisoconcha II (prod. II). La zona ventral media anterior de la prod. II presenta 2 notables ondulaciones (Fig. 15). La prod. I mide entre 157 y 168 μm de largo, entre 134 y 144 μm de alto y su superficie es rugosa.

Característica notable del desarrollo larvario es el escaso crecimiento de la prod. II, por lo cual ésta es muy estrecha y sus líneas de crecimiento se observan con dificultad en el microscopio óptico; sin embargo, en el microscopio electrónico de barrido pueden apreciarse claramente 4 a 5 de estas líneas (Fig. 18).

En la postlarva las branquias se aprecian muy desarrolladas; la disoconcha es muy delgada, frágil, translúcida y tiene un mayor crecimiento posteroventral (Fig. 17); su superficie externa está formada por numerosas pústulas (Fig. 19 y 20) más o menos alineadas radialmente y en el mismo sentido hay 2 leves surcos en su parte media, que alcanzan hasta el borde ventral, originando 2 ondulaciones. Se observa en la charnela un ligamento alargado en sentido anteroposterior (Fig. 21).

Tabla 1. Resumen de las principales características del desarrollo larvario de *Entodesma cuneata*. Temperatura 13°C y salinidad 34‰.

CARACTERISTICAS	EDAD
- Huevo	0 hora
- Trocófora	24 horas
- Velíger (Total prod. I)	36 horas
- Velíger con escasa capacidad natatoria	3 días
- Pedivelíger sin capacidad natatoria	4 días
- Glándula del biso funcional	7 días
- Branquias desarrolladas	12 días

DISCUSION

Comparando el diámetro de los ovocitos de *Entodesma cuneata* (105-115 μm) en el momento de ser emitidos, con el de otras especies de Pandoracea, se asemeja al de *Lyonsia hyalina*, de 100 a 115 μm (Chanley y Castagna 1966), al de *Pandora inaequalis*, de 105 a 125 μm (Allen 1961) y al de *Thracia rectangularis*, de 100 μm (Ockelmann 1965, Fig. 3). El diámetro de los ovocitos de las especies señaladas está comprendido en el rango de 90 a 140 μm dado por Ockelmann (*op.cit.*) para especies con desarrollo lecitotrófico y corta etapa pelágica. Sin embargo, otra especie de *Entodesma* como es *E. saxicola* tiene un ovocito de 80 μm (Morgan y Allen 1976), talla pequeña comparada con los diámetros de la mayoría de los ovocitos de Pandoracea citados hasta ahora, lo que sugeriría para esta especie un desarrollo planctotrófico, excepto que los ovocitos medidos por estos autores no hubieran completado su total crecimiento.

Los ovocitos de bivalvos expulsados directamente al agua, comúnmente poseen una cubierta gelatinosa que envuelve a la membrana vitelina y cuyo grosor es variable, por ejemplo, en *Mytilus edulis* mide 7 a 10 μm (Dan 1962) y en *Venus mercenaria* de 45 a 50 μm (Loosanoff y Davis 1950). En Anomalodesmata, parece ser típico que los ovocitos estén provistos con una cubierta gelatinosa (Morgan y Allen 1976); Allen (1961) señala que en *P. inaequalis*, los ovocitos inmediatamente después de ser expulsados forman alrededor de la membrana vitelina una cubierta gelatinosa de 87 μm de grosor, la cual parece ayudar a prevenir la poliespermia; Ockelmann (1965) dibuja un ovocito fijado de *Thracia rectangularis* rodeado de cubiertas de 10 μm de grosor; y Chanley y Castagna (1966), indican que el ovocito de *L. hyalina* también está rodeado por una membrana laminar o membranas de 30 μm de grosor. Ninguno de estos autores señala mayores detalles de dichas membranas o cubiertas, sin embargo, los antecedentes mencionados y nuestros resultados nos permite sugerir que las cubiertas, de relativa complejidad, descritas en *E. cuneata*, podrían también presentarse en otras especies de Pandoracea con desarrollo lecitotrófico y corta etapa pelágica.

La transformación de la membrana externa (d) en una cubierta mucosa, no corresponde a una reacción cortical típica, debido a que esta última involucra los cambios ocurridos sólo en la corteza citoplasmática y membranas adyacentes.

La transformación de esta membrana en cubierta mucosa, se debe a la acción del agua de mar y no a la presencia de espermios. Esto

se demostró por el hecho de que en ovocitos recién emitidos, aislados y lavados, ocurrió dicha transformación sin haber habido posteriormente indicios de una fertilización, como ocurrió con un grupo de ovocitos que fueron sometidos a igual tratamiento, pero se les agregaron espermios. La importancia de la acción del agua de mar, también ha sido señalada en el desencadenamiento de reacciones corticales en los ovocitos de algunos otros invertebrados y que, como en el caso de *Penaeus aztecus*, origina también una cubierta mucosa (Clark, Jr. et al. 1980).

La no transformación de la membrana externa (d) en cubierta mucosa, cuando experimentalmente los ovocitos han quedado en contacto con un número extremadamente alto de espermios, se debería a la elevada concentración de alguna sustancia presente en estos gametos; esto, porque si los ovocitos que han quedado con una gruesa capa de espermios se diluyen suficientemente, antes que ocurra la lisis de la membrana, también se produce la transformación de ésta.

En el medio natural, la gran cantidad de espermios que rodea al ovocito al salir por el sifón exhalante se va diluyendo, con esto, desaparecería el peligro de lisis y se desarrollaría el mecanismo de la transformación de la membrana externa (d) en envoltura mucosa. Las probables funciones que desempeñaría esta envoltura serían: retener a los espermios que quedan adheridos a la membrana externa (d), para evitar su dilución excesiva y de este modo, asegurar la fertilización y/o ser un mecanismo para permitir la entrada de una cantidad no muy alta de espermios y así evitar la lisis; incluso podría pensarse también, en una función de selección de los espermios más aptos, debido al hecho que, sólo algunos de los espermios retenidos en la envoltura mucosa, logran llegar al halo hialino gelatinoso y el resto queda inmovilizado en aquélla.

El halo hialino gelatinoso (c) que rodea a la membrana vitelina en los ovocitos de *E. cuneata*, correspondería por su ubicación, a la cubierta gelatinosa ("jelly coat") descrita en algunos bivalvos (Grave 1927, Costello et al. 1957, Dan 1962) y equinodermos (Giudice 1973). Sin embargo, no tenemos antecedentes experimentales para establecer si las funciones del halo hialino corresponderían a algunas de las funciones señaladas por Giudice (1973) para la cubierta gelatinosa. Solamente podemos sugerir que la zona del halo hialino no constituye una barrera para la poliespermia, ya que todos los espermios que alcanzan esta zona, la atraviesan con relativa facilidad para llegar a la membrana vitelina. El hecho que el halo hialino permanezca hasta poco antes que se forme la gástrula ciliada, permite pensar en una función de flotabilidad

para colaborar a la dispersión, ya que la larva una vez eclosionada, permanece como máximo sólo dos días en el plancton. No hay que descartar el hecho que también colaboren a esta función de flotabilidad todas las demás cubiertas que hayan rodeado al ovocito hasta alcanzar el estado de trocófora.

Los aspectos morfológicos y fisiológicos de las reacciones de fertilización en bivalvos, no han sido estudiados extensivamente (Sastry 1979).

Según Pasteels (1965), el levantamiento de la membrana vitelina y la consecuente formación del espacio perivitelino en bivalvos, es un mecanismo adaptativo tendiente a asegurar la protección mecánica del huevo y que es independiente de la fecundación. No sucede lo mismo en equinodermos, donde la membrana vitelina junto a reacciones corticales, forma una membrana de fertilización, cuya función aunque no es clara, probablemente ayuda a prevenir la poliespermía (Giudice 1973).

El hecho que la membrana vitelina en los ovocitos de *E. cuneata* se eleve aunque no haya espermios, y que después de una inseminación, varios espermios logren atravesarla para quedar en el espacio perivitelino, estaría justificando la no intervención de la membrana vitelina en un mecanismo antipoliespermia, y confirmando las apreciaciones de Pasteels (*op.cit.*).

La incapacidad de la membrana vitelina para evitar una poliespermia permite que sean muchos los espermios que alcancen el ovocito, se adhieran a la membrana plasmática o permanezcan móviles hasta la primera división del huevo en el espacio perivitelino.

Este hecho, supone la existencia de un mecanismo que evite la poliespermia a nivel de la membrana plasmática, mecanismo que podría ser parecido a la reacción proteasa-peróxido de hidrógeno citado por Coburn *et al.* (1979) para equinodermos, acrecentando las dudas de la acción de la membrana de fertilización contra la poliespermia.

Un mecanismo a nivel de membrana plasmática no disminuye la importancia asignada a la formación de la capa mucosa a partir de la membrana externa (d), en su acción contra la poliespermia, por el contrario, la capa mucosa sería la primera barrera de eliminación de un exceso de espermios causante de lisis.

Las larvas de Pandoracea conocidas, *Pandora gouldiana*, *Pandora inaequivalvis* y *Lyonsia hyalina* descritas por Stafford (1912), Allen (1961) y Chanley y Castagna (1966) respectivamente, tienen como característica común junto a *E. cuneata*, su forma ligeramente

ovalada con umbos indistintos, su masa visceral gris oscura a negra y la presencia de una línea charnelar corta con un grueso ligamento. La longitud de la larva de *E. cuneata* (157-174 μm) es comparable a las larvas de las especies señaladas anteriormente, excepto a la de *P. gouldiana* (235 μm); sin embargo, el alto de la larva de *E. cuneata* (134-151 μm) es mayor que en *P. inaequalis* (129 μm) y *L. hyalina* (120-130 μm) y comparativamente también mayor que *P. gouldiana* (160 μm). La información existente, permite que las larvas de *E. cuneata* sólo puedan ser comparadas con más detalle, con las larvas de *L. hyalina*. La charnela de *E. cuneata* es recta y posee en toda su longitud una corrida de finos dientes laminares y, la prod.II posee dos notorias ondulaciones ventrales, descritas por primera vez en una larva de Pandoracea; *L. hyalina* no presenta estas características, su línea charnelar posee una leve escotadura en el centro, de forma parecida a la que poseen algunas larvas anormales de bivalvos.

El desarrollo larvario de *E. cuneata* es muy rápido y comparable en todas sus características con el de *L. hyalina* y *P. inaequalis*, cuyas larvas terminan su metamorfosis entre 4 y 5 días; sin embargo, en nuestros experimentos es probable que haya habido un atraso en la metamorfosis por falta de sustrato adecuado, ya que, aunque al cuarto día la pedivelíger estaba con el velo muy reducido y sin capacidad natatoria, sólo al séptimo día el bicho fue funcional y tan solo al décimo día el velo desapareció totalmente.

La gran cantidad de vitelo presente hasta los inicios de la postlarva y el hecho de haber efectuado nuestros cultivos con agua de mar microfiltrada y sin adición de alimento, nos permite asegurar que las larvas de *E. cuneata* alcanzan la metamorfosis sin depender del alimento del plancton; lo mismo fue sugerido por Chanley y Castagna (1966) para *L. hyalina*. *P. inaequalis* que posee un desarrollo semejante fue considerada por Allen (1961) como una especie planctotrófica con corta etapa pelágica, probablemente, porque utilizó en sus cultivos agua de mar sin filtrar lo que le indujo a pensar que estas larvas se alimentan de plancton; sin embargo, el tamaño del huevo (105-125 μm), las características de la larva y de su desarrollo, permiten calificarla como una especie que también presenta una larva lecitotrófica con cierto período pelágico, categoría en la cual la incluyó Ockelmann (1965).

RESUMEN

1. Se efectuó el cultivo de *Entodesma cuneata* en el laboratorio hasta metamorfosis, a una temperatura constante de 13°C y en agua de mar microfiltrada, sin agregar alimento.

2. Es una especie hermafrodita funcional y la autofertilización puede ocurrir, originando larvas normales.

3. Los ovocitos recién expulsados están rodeados por cuatro cubiertas, en las cuales suceden importantes cambios inmediatamente después que quedan en contacto con el agua. El más notable de éstos, es la transformación de la membrana externa en una envoltura de aspecto mucoso. Se sugiere que este fenómeno, constituiría un mecanismo para asegurar la disponibilidad suficiente de espermios para la fertilización y también, como mecanismo conducente a permitir la entrada de una cantidad no muy alta de espermios y evitar la lisis del ovocito.

4. El desarrollo larvario es muy rápido; la larva disminuye su capacidad natatoria notablemente a partir del tercer día y permanece como máximo tres días en el plancton, iniciando su metamorfosis al cuarto día.

5. La larva es de color gris oscuro, ligeramente ovalada y de hombros desiguales, con gran cantidad de vitelo, velo pequeño, línea charnelar corta y recta provista de una corrida de dientes laminares y un notorio ligamento, la prodisoconcha II es muy estrecha y presenta dos notorias ondulaciones ventrales.

6. La postlarva posee branquias muy desarrolladas; disoconcha delgada, translúcida, con numerosas pústulas alineadas más o menos radialmente y dos leves surcos en su parte media; la charnela presenta un desarrollado ligamento alargado en sentido anteroposterior.

7. El tamaño y característica del ovocito, las características de las larvas y las condiciones experimentales mantenidas durante el desarrollo, nos permite asegurar que *Entodesma cuneata* presenta un desarrollo lecitotrófico con corta etapa pelágica, sin necesidad de ingerir alimento del plancton.

AGRADECIMIENTOS. Al Dr. José Stuardo por sus valiosas críticas y sugerencias. Al Sr. Pablo Arancibia por la recolección de los ejemplares de *Entodesma cuneata*. Al Sr. Juan Olavarría por el manejo del microscopio electrónico de barrido.

LITERATURA CITADA

- Allen, J.A. The Development of *Pandora inaequalvis* (Linné). J. 1961 Embriol. exp. Morph., 9 (2): 252-268, 5 figs.
- Clark, W.H.Jr., J.W. Lynn, A.I. Yudin and H.O. Persyn. Morphology 1980 of the cortical reaction in the eggs of *Penaeus aztecus*. Biol. Bull., 158 (2): 175-186, 19 figs.
- Coburn, M., H. Schuel and W. Troll. Hydrogen peroxide release from 1979 sea urchin eggs during fertilization: importance in the block to polyspermy. Abstracts of papers presented at the Marine Biological Laboratory. Biol. Bull., 157 (2): 362.
- Costello, D.P., M.E. Davidson, A. Eggers, M.H. Fox and C. Henley. 1957 Methods for obtaining and handling marine eggs and embryos. Lancaster Press, Inc. 247 págs.
- Chanley, P. Larval development in the Class Bivalvia. Proc. Symp. 1969 Mollusca, Marine Biol. Assoc. India (1969): 475-481, 6 figs.
- Chanley, P. and M. Castagna. Larval development of the Pelecypod 1966 *Lyonsia hyalina*. Nautilus, 79 (4): 123-128, 4 figs.
- Dan, J.C. The vitelline coat of the *Mytilus* egg. 1. Normal 1962 structure and effect of acrosomal lysin. Biol. Bull., 123: 531-541.
- Giudice, G. Developmental biology of the sea urchin embryo. 1973 Academic Press, Inc. 469 págs.
- Grave, B.H. The natural history of *Cumingia tellinoides*. Biol. 1927 Bull., 53 (3): 208-219.
- Loosanoff, V.L. and H.C. Davis. Conditioning *Venus mercenaria* for 1950 spawning in winter and breeding its larvae in the laboratory. Biol. Bull., 98 (1): 60-65, 1 fig.
- Morgan, R.E. and J.A. Allen. On the functional morphology and 1976 adaptations of *Entodesma saxicola* (Bivalvia: Anomalodesmacea). Malacologia, 15 (2): 233-240, 5 figs.
- Ockelmann, K.W. Developmental types in Marine Bivalves and their 1965 distribution along the Atlantic Coast of Europe. In: Proc. First Europ. Malac. Congr. 1962: 25-35, 5 figs.
- Pasteels, J.J. Aspects structuraux de la fécondation vus au 1965 microscope électronique. Arch. Biol. (Liege), 76: 463-509.
- Rees, C.B. The identification and classification of Lamellibranch 1950 larvae. Hull Bull. Mar. Ecol., 3 (19): 73-104, 4 figs., 5 láms.

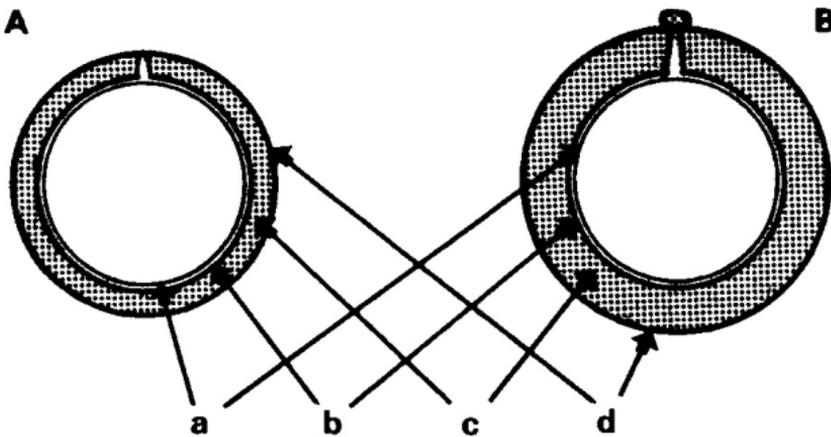
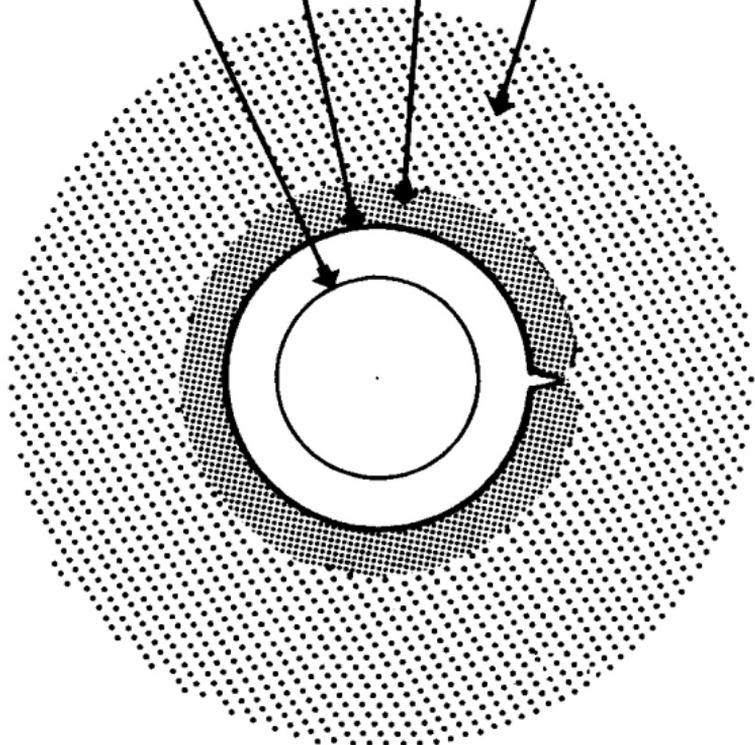
B. Campos y L. Ramorino

241

- Sastry, A.N. Pelecypods (excluding Ostreidae). En: Reproduction 1979 of Marine Invertebrates, Vol. 5, pp. 113-292, 53 figs. A.C. Giese and J.S. Pearse (ed.), Academic Press, Inc.
- Stafford, C.M. On the recognition of Bivalve larvae in plankton 1912 collections. Contr. Can. Biol., 14: 221-242, 3 láms.
- Sullivan, C.M. Bivalve larvae of Malpeque Bay, Prince Edward 1948 Island. Bull. Fish. Res. Bd. Can., 77: 1-36, 22 láms.

EXPLICACION DE LAS FIGURAS

- Figs. A-C. Cambios ocurridos en los ovocitos de *Entodesma cuneata* después de la emisión gonáfrica. A, inmediatamente después de la emisión; B, entre 2 y 10 minutos después de la emisión; C, después de 10 minutos de la emisión. Membrana plasmática (a); membrana vitelina (b); capa y posterior halo gelatinoso (c); membrana externa y posterior envoltura mucosa (d).
- Fig. 1. Ejemplar adulto de *Entodesma cuneata* (Gray 1828); largo 17 mm.
- Fig. 2. Ovocitos en frotis de ovario.
- Fig. 3. Ovocito en proceso de expansión de la membrana externa (d) y aumento de volumen de la capa (c).
- Fig. 4. Ovocitos después de la expansión de la membrana externa (d) y del aumento de volumen de la capa (c).
- Fig. 5. Ovocito con membrana (d) expandida y micropila.
- Fig. 6. Disolución de la membrana externa (d) del ovocito.
- Fig. 7. Ovulos con todas sus cubiertas expandidas y rodeados por espermios.
- Fig. 8. Huevo con corpúsculos polares.
- Fig. 9. Primera segmentación del huevo.
- Fig. 10. Ovocito sometido a una alta concentración de espermios.
- Fig. 11. Larvas velíferas.
- Fig. 12. Larva de 174 μm de largo poco antes de la pérdida total del velo.
- Fig. 13. Valva izquierda de una veliconcha de 168 μm de largo; vista externa.
- Fig. 14. Valva derecha de una veliconcha de 174 μm de largo; vista interna.
- Fig. 15. Vista ventral de una veliconcha de 168 μm de largo.
- Fig. 16. Parte de la charnela de una veliconcha. SEM. x 1.560.
- Fig. 17. Vista externa de una postlarva de 240 μm de largo. SEM. x 360.
- Fig. 18. Detalle de la prodisoconcha I, prodisoconcha II y disoconcha de una postlarva de 220 μm de largo. SEM. x 780.
- Fig. 19. Vista externa de la valva derecha de una postlarva de 420 μm de largo. SEM. x 195.
- Fig. 20. Detalle de una valva de una postlarva de 290 μm de largo. SEM. x 640.
- Fig. 21. Ligamento de una postlarva de 405 μm de largo. SEM. x 390.

A**B****a****b****c****d****C**

