Reg. 70870

M
B817
1982

INSTITUTO PROFESIONAL DE OSORNO
Depto. de Acuicultura y Alimentos

DETERMINACION DE LARVAS DE LA FAMILIA MYTILIDAE EN EL ESTERO CHOPE (ISLA PULUQUI 41°47' S ; 73°06' W) E INTENTO DE CULTIVO EN LABORATORIO DE Semimytilus algosus

Informe de Práctica Inicial requisito para optar al Título de Ingeniero de Ejecución en Acuicultura

UNIVERSIDAD DE VALPARAISO
SISTEMA INTEGRADO DE BIBLIOTECAS
FAC. CIENCIAS DEL MAR
45107

HARALD MAX von BRAND SKOPNIK

1982

AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mis sinceros agradecimientos al Señor Miguel Padilla G., Director del Instituto de Oceanología de la Universidad de Valparaíso en Montemar, por haberme concedido la autorización para realizar la Práctica Inicial en el Instituto que él dirige.

En forma especial, al Profesor Señor Luis Ramorino M. y a la Señorita Bernardita Campos M., por permitirme llevar a cabo la Práctica en su laboratorio y por brindarme un continuo apoyo durante el desarrollo de ésta.

Asimismo, a todas las personas que de una u otra forma colaboraron e hicieron posible la realización del presente Informe.

INDICE

	PAGINA
I. INTRODUCCION.	1
II. DESCRIPCION DEL LUGAR DE TRABAJO.	3
2.1. Recursos físicos	3
2.2. Recursos humanos	4
2.3. Organización y manejo.	5
III. ANTECEDENTES GENERALES.	6
3.1. Terminología	6
3.1.1. Estados de desarrollo larvario	6
3.1.2. Cambios morfológicos y funcionales durante la metamorfosis	8
3.1.3. Retraso de la metamorfosis	10
3.2. Tipos de umbos	13
3.3. Aparato charnelar	13
3.4. Parámetros morfométricos	17
3.5. Elementos de identificación	18
3.6. Causas que inducen al desove natural	20
3.7. Desove artificial.	22
IV. MATERIALES Y METODOS.	25
4.1. Obtención de la muestra	25
4.2. Trabajo en laboratorio	25
4.2.1. Identificación de las larvas	25
4.2.2. Cultivo en laboratorio.	27

CONTINUACION.

	PAGINA
V. RESULTADOS.	34
5.1. Identificación de las larvas de mitílidos	34
5.2. Cultivo en laboratorio	47
5.3. Fecundación y primeras etapas de desarrollo de Semimytilus algosus	47
5.2. Larvas anormales	51
5.2.3. Comportamiento durante el período de cultivo.	51
VI. DISCUSION.	52
6.1. Identificación de las larvas	52
6.2. Cultivo en laboratorio.	54
VII. CONCLUSIONES.	56
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.	58

I. INTRODUCCION

Las larvas de bivalvos marinos constituyen una parte importante del zooplancton marino (Thorson, 1946), alcanzando las mayores densidades en primavera y otoño. Pocos estudios sobre distribución, comportamiento y ecología han sido realizados debido a la dificultad que presenta la identificación intra e interespecífica de las larvas de moluscos bivalvos.

En parte, la distribución, comportamiento y ecología de los estados larvales y postlarvales de las especies de valor comercial de la familia Mytilidae han sido solucionados gracias a estudios efectuados por: Stuardo (1962), Lozada (1968), Padilla (1973), Solis et al (1976), Hernández & González (1976), Uribe & López (1980), Gómez & Peters (1982).

La importancia del conocimiento de estos factores para la Acuicultura, radica en la posible determinación de lugares aptos para la captación de semilla, tipo de colectores y la época precisa de su instalación, evitando la colonización de organismos competidores. A través del conocimiento de las especies en estado larval, es posible predecir cuáles serán las dominantes sobre los colectores. De esta forma se resolvería uno de los problemas de mayor importancia para las Mitiliculturas, que es el abastecimiento eficiente de semilla para los centros mitícolas (López et al, 1975).

El desarrollo de las técnicas de cultivo de bivalvos en laboratorio, permiten el conocimiento de los estados de desarrollo larvales y postlarvales de cada especie en particular, como también en un futuro próximo, el abastecimiento de semilla certificada a través de la creación de Hatchery.

El presente informe forma parte de uno de los requisitos exigidos en el plan curricular de la carrera de Ingeniería de Ejecución en Acuicultura y tiene por objeto informar sobre las actividades realizadas en la Práctica Inicial efectuada en el Instituto de Oceanología de Montemar, Viña del Mar.

II. DESCRIPCION DEL LUGAR DE TRABAJO

La presente Práctica Inicial se realizó en el Instituto de Oceanología de Montemar, Casilla 13-D, Viña del Mar y que actualmente pertenece a la Universidad de Valparaíso. Este Instituto fue fundado con el nombre de "Estación de Biología Marina", el 28 de Agosto de 1941, siendo el primer Instituto de su género en Sudamérica.

Los propósitos preponderantes de este Instituto son: realizar investigaciones que permitan mejorar el conocimiento del mar chileno; colaborar con el perfeccionamiento de especialistas en las ciencias del mar y dar asistencia científica a organismos extrauniversitarios que tengan relación con la explotación de los recursos marinos (Yáñez, 1948).

2.1. Recursos Físicos.

El Instituto dispone de un edificio de 2020 m^2, 16 laboratorios, acuario experimental con circuito abierto de agua de mar, museo comparativo, sala de filtración y esterilización de agua, sala de incubadores, taller de fotografía, dibujo e imprenta, sala de redes y artes de pesca, salas y oficinas destinadas a docencia y administración y una biblioteca. Rodeando el edificio hay una varadero natural (FOTO 1) que es utilizado por las embarcaciones pertenecientes al Instituto cuyas características son: Una lancha construida en planchas de acero de 6 mm de espesor,

de 9.86 m de eslora, 2.35 m de manga y 1.46 m de puntal, impulsada por un motor Lister de 33 HP, 1.5 ton grueso, 8 ton neto, con capacidad para cinco personas. Además cuenta con un bote de madera de 7.0 m de eslora y 1.6 m de manga.



FOTO 1. Instituto de Oceanología de Montemar.

2.2. Recursos Humanos.

El Instituto cuenta con una planta de 52 personas que trabajan en jornada completa y se distribuyen en sus funciones de la siguiente manera: 20 investigadores-docentes; 4 administrativos; 1 bibliotecaria; 3 ayudantes de biblioteca; 8 ayudantes técnicos de laboratorio; 8 auxiliares especializados (pesca, talleres, chofer, etc.); 6 auxiliares de servicios generales; 2 auxiliares de mantención.

2.3. Organización y manejo.

El Instituto de Oceanología es dirigido por un Director y depende directamente del Vicerrector de la Universidad de Valparaíso.

Internamente el Instituto no tiene divisiones administrativas y su quehacer académico es efectuado en los distintos laboratorios, cuyos profesores dependen del Director.

III. ANTECEDENTES GENERALES

3.1. Terminología.

3.1.1. Estados de desarrollo larvario.

Los diferentes estados larvales se identifican en base a dos nomenclaturas: la de Rees (1950) que se basa en las estructuras valvares o partes duras y la de Carriker (1961) que es la morfofuncional o de las partes blandas.

- Veliger.

La larva se desarrolla a partir de una trocófora y la concha larval comienza a aparecer lentamente como dos bandas en la parte posterodorsal. Esta concha primaria es secretada por la glándula de la concha y que posteriormente envuelve a toda la larva. La forma de estas valvas generalmente es equilateral y equivalva, presentando una forma de "D" característica en larvas normales.

Esta primera concha larval se denomina Prodisoconcha I (Prod I) (Werner, 1939) y en este estado recibe el nombre de Veliger (Werner, 1939; Rees, 1950) o Veliger de charnela recta (Carriker, 1961). Ambas valvas son de textura uniforme formando una línea recta en el lado dorsal de la larva. Están formadas por conquiolina la que se encuentra completamente calcificada debido a inscrustaciones de carbonato de calcio. Las valvas son muy delgadas y generalmente transparentes. La superficie exterior es completamente uniforme no presentando líneas de crecimiento.

Las partes blandas se pueden caracterizar por la presencia del velo con dos bandas ciliadas y su músculo retractor, el esófago, estómago, sistema digestivo y el músculo aductor anterior.

- Veliconcha.

Finalizada la secreción de la primera concha larval comienza la secreción de la Prodisoconcha II (Prod II) (Werner, 1939) o segunda concha larval. Esta es formada por el manto y se distingue claramente de la Prod I, debido a que es secretada cíclicamente, presentando anillos de crecimiento concéntricos (Werner, 1939). Con el comienzo de la secreción de la Prod II, la larva recibe el nombre de Veliconcha (Werner, 1939; Rees, 1950) o Veliger de charnela recta cuando el largo de la línea charnelar es a lo menos la mitad del largo total. Cuando no se cumple esta relación se denomina Veliger umbonada (Carriker, 1961).

Recién en este estado comienza la formación de la charnela que está ubicada bajo el umbo, en la cara dorsal interna de cada valva y cuya función es la articulación de ambas valvas, apareciendo pequeños dientes, focetas y un ligamento. La Prod I no presenta estas estructuras y el cierre de las valvas se produce mediante el periostraco, el que se continúa de una valva a otra. En el estado de Veliconcha la locomoción solamente se efectúa mediante el velo, el que alcanza un tamaño mayor que el de la concha. Se produce el desarrollo del aparato digestivo y comienza la aparición del estilete cristalino, el ganglio cerebral, estatocistos, mancha ocular, el sistema branquial, el músculo aductor posterior y en forma para-

lela comienza la formación del pie con las glándulas del biso, con lo que se acercan a la metamorfosis. Cuando el pie se vuelve funcional, la larva recibe el nombre Pedivel liger (Carriker, 1961).

- Disoconcha.

Finalizada la metamorfosis, comienza la secreción de la concha definitiva o Disoconcha (Rees, 1950), Plantígrado (Carriker, 1961) o juvenil, alcanzándose en este estado el completo desarrollo de los órganos adultos definitivos (FIGURA 1).

3.1.2. Cambios morfológicos y funcionales durante la metamorfosis.

Es muy difícil determinar el momento preciso en que se realiza la metamorfosis, ya que éste es un proceso gradual que depende de varios factores ecológicos. El estado de pedivelifera antecede a la metamorfosis (FIGURA 2). Durante esta etapa ocurren una serie de cambios. Se produce la secreción del biso, el que es secretado por la glándula del biso, la que presenta forma alargada y está ubicada en la base del pie con un conducto simple que se abre en éste (Bayne, 1965). El pie aumenta en tamaño y está recubierto por cilios, exceptuando en su parte distal. El velo colapsa y comienza a desaparecer gradualmente, mientras que el pie migra hacia la cavidad del manto (Bayne, 1971c; fide Bayne, 1975). Se produce la formación de los palpos labiales los que recubren la boca rotando ésta en noventa grados hasta quedar en la posición defini-

tiva. Los intestinos cambian de color oscureciéndose, se abren hacia el exterior y la glándula digestiva aumenta de tamaño. Las branquias se desarrollan ventralmente hacia el pie y se forman un par de estatocistos.

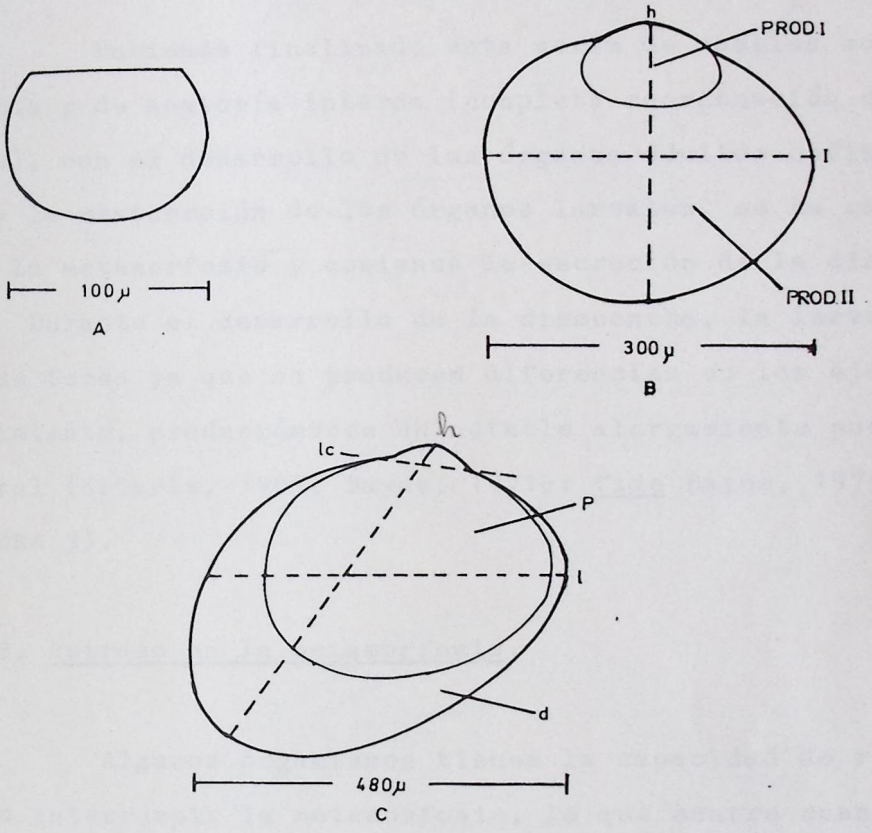


FIGURA 1. A. Veliger = Larva D= estado de charnela recta
B. Veliconcha = Prod I + Prod II
C. Juvenil = Prodisoconcha (p) + Disoconcha (d)
Sistema de medición de larvas:
h= altura; l= largo; l.c.= línea charnela
(Tomado Werner, 1939 y Rees, 1950).

Durante este período, los mecanismos de alimentación larval se pierden y se desarrollan los mecanismos de alimentación definitivos. Este período dura de uno a tres días, dependiendo de la temperatura y las larvas en esta etapa son incapaces de alimentarse y por lo tanto dependen de sus reservas metabólicas para subsistir (Bayne, 1975).

Habiendo finalizadc esta serie de cambios morfológicos y de anatomía interna (completa reordenación de órganos), con el desarrollo de los órganos adultos definitivos y la reabsorción de los órganos larvales, se ha completado la metamorfosis y comienza la secreción de la disoconcha. Durante el desarrollo de la disoconcha, la larva cambia de forma ya que se producen diferencias en los ejes de crecimiento, produciéndose un notable alargamiento postero ventral (Kriaris, 1967; Bayne, 1971c; fide Bayne, 1975), (FIGURA 3).

3.1.3. Retraso en la metamorfosis.

Algunos organismos tienen la capacidad de retrasar o interrumpir la metamorfosis, lo que ocurre cuando las larvas no encuentran el sustrato adecuado y cuando las características del medio son desfavorables. El estado de pediveliger ha sido dividido en tres categorías:

- Pediveliger 1. Estado de pediveliger verdadera, presenta un largo velo el que ocupa la mitad anterior del manto, posee un pie largo y móvil ubicado posteriormente y dos a tres filamentos branquiales. Velo y pie son utilizados en la locomoción.

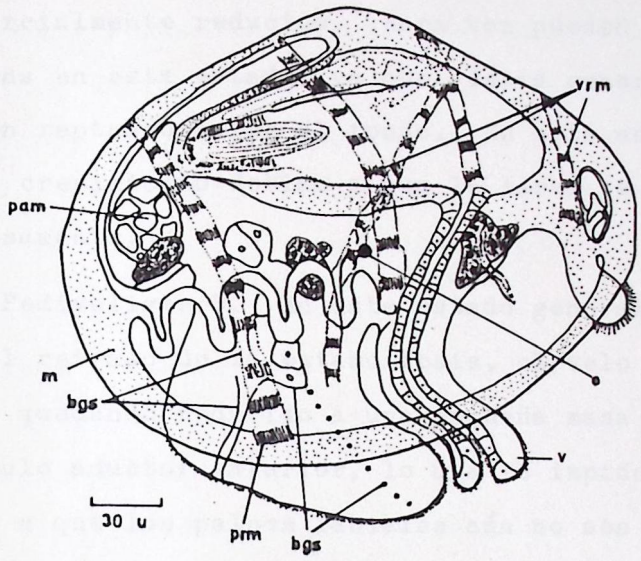


FIGURA 2. Reconstrucción de una larva pediveliger de Mytilus edulis. prm= músculo retractor del pie; vrm= músculo retractor del velo; bgs= sistema de glándulas bisales; o= ojo o mancha ocular; v= velo; pam= músculo aductor posterior; m= manto (Tomado Bayne, 1975).

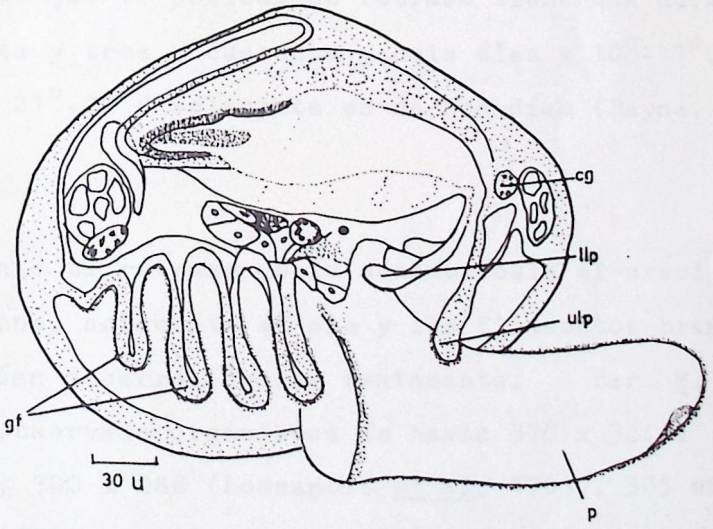


FIGURA 3. Reconstrucción de un plantígrado temprano de M. edulis, inmediatamente después de la metamorfosis y antes de la secreción de la concha disoconcha. gf= filamentos branquiales; cg= ganglio cerebral; llp= palpo labial inferior; ulp= palpo labial superior; p= pie (Tomado Bayne, 1975).

- Pediveliger 2. Estado intermedio; el velo se encuentra parcialmente reducido. Rara vez pueden ser capturadas larvas en este estado, ya que éstas generalmente se encuentran reptando sobre el fondo. En este estado disminuye el crecimiento debido a que la larva se alimenta dificultosamente.

- Pediveliger 3. En este estado generalmente se produce el retraso de la metamorfosis, el velo degenera gradualmente quedando reducido a una pequeña masa ciliada bajo el músculo aductor anterior, lo que le impide alimentarse debido a que los palpos labiales aún no son funcionales. La locomoción solamente se realiza por acción del pie. (FIGURA 4).

La temperatura tiene gran importancia en el retraso de la metamorfosis. Para larvas del género Mytilus se ha demostrado que el período de retraso tiene una duración de cuarenta y tres a cuarenta y seis días a 10°-11°C, mientras que a 21°-22°C solamente es de dos días (Bayne, 1965).

Durante el retraso de la metamorfosis el crecimiento se detiene, solamente el pie y los filamentos branquiales continúan desarrollándose lentamente. Para M. edulis se han observado organismos de hasta 376 x 344 u (Nelson, 1928), 300 x 286 (Loosanoff et al, 1963), 305 micras de largo (Chanley & Andrews, 1971) y de 320 micras de largo (Bayne, 1965) que aún no han completado la metamorfosis, las que en la mayoría de los casos se encuentran reptando.

3.2. Tipos de umbos (Chanley & Andrews, 1971).

El umbo tiende a ser indiferenciado en su desarrollo primario, haciéndose más prominente en la mayoría de las especies a medida que avanzan en su estado de desarrollo larval. Sin embargo algunas especies nunca llegan a tener umbos prominentes como en algunos pectínidos.

Las larvas de bivalvos se caracterizan por presentar dos tipos de umbos, los que pueden ser:

- Continuos: No presentan una delimitación clara con respecto al resto de la concha:
  - Umbos indiferenciados: Pectínidos.
  - Umbos ampliamente redondeados: Venéridos.
  - Umbos angulares: Mulinia.
- Discontinuos: Son los tipos de umbos discontinuos con respecto al resto de la concha, presentando una clara delimitación entre su base y el comienzo de los hombros:
  - Umbo knobby: Mytilidae; Teredinidae.
  - Umbo skewed (desviado): Crassostrea (FIGURA 5).

3.3. Aparato charnelar (Rees, 1950).

Corresponde al área dorsal donde las dos valvas permanecen unidas, el que aumenta en fuerza y complejidad de sus estructuras a medida que la larva alcanza estados más avanzados. Cuando se encuentra completamente desarrollado consta de dos partes:

- Provinculum: Parte recta del sistema lateral de charnela que en el caso particular de la familia Mytilidae se hace extensivo a todo el sistema de charnela o gozne, incluyendo los dientes del espesamiento de la concha

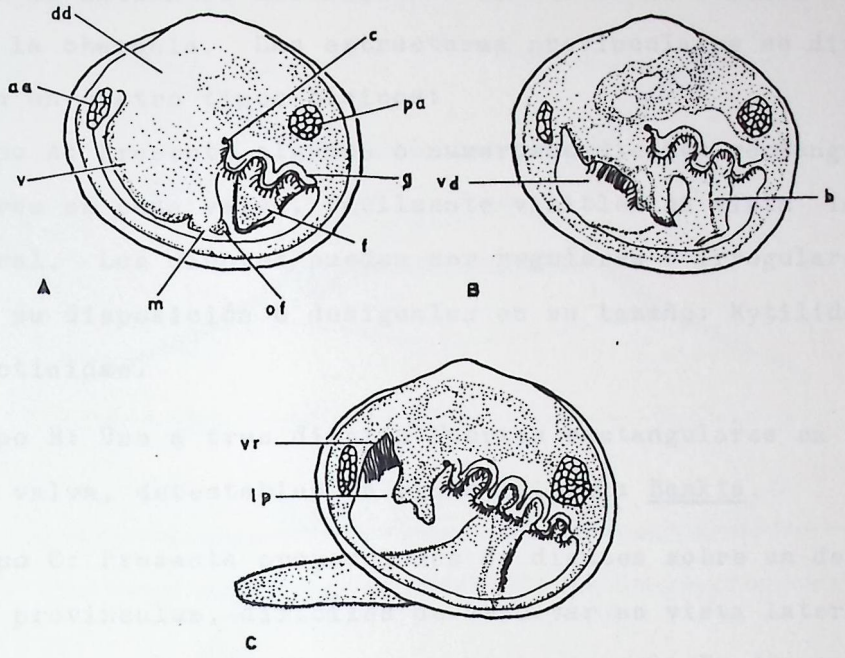


FIGURA 4. Morfología de una larva de Mytilus durante el retraso de la metamorfosis. A= estado de pediveliger 1; B= estado de pediveliger 2; C= estado de pediveliger 3. aa= músculo aductor anterior; b= conducto bisal; dd= diverticulo digestivo; c= mancha ocular; f= pie; g= filamentos branquiales primarios; lp= palpos labiales, m= boca; o= palpos orales; pa= músculo aductor posterior; v= velo; vd= velo degenerado; vr=velo reducido (Tomado Bayne, 1965).

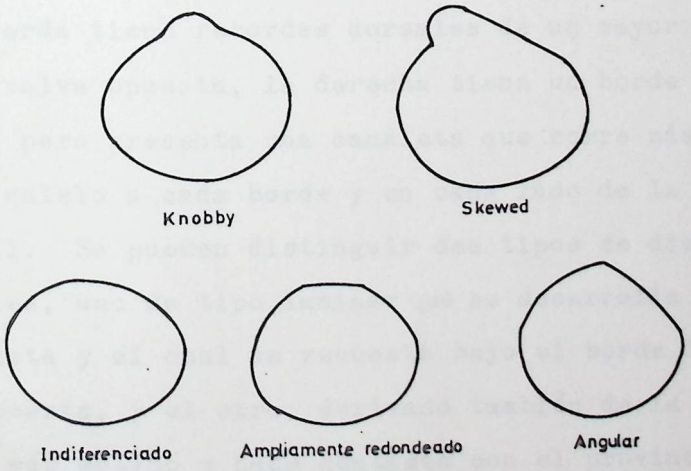


FIGURA 5. Tipos de umbos que presentan larvas de bivalvos (Tomado de Chanley & Andrews, 1971).

que se encuentra más allá del límite de la sección recta de la charnela. Las estructuras provinculares se dividen en cuatro tipos básicos:

Tipo A: Presenta algunos o numerosos dientes rectangulares en cada valva, fácilmente visibles en vista lateral. Los dientes pueden ser regulares o irregulares en su disposición o desiguales en su tamaño: Mytilidae, Pectinidae.

Tipo B: Uno a tres dientes fuertes rectangulares en cada valva, detectables en vista lateral: Bankia.

Tipo C: Presenta proyecciones de dientes sobre un delgado provinculum, difíciles de observar en vista lateral, pero se pueden distinguir en vista dorsal: Pandorocea.

Tipo D: Presenta una delgada faja de dientes tuberculares insertos en una valva, la otra no tiene dientes similares: Cardiacea.

- Sistema lateral de charnela: Cuando está presente, tiene rebordes laterales y canaletas. Cuando la mayoría de las larvas se abren y se observan internamente, la valva izquierda tiene rebordes dorsales de un mayor grosor que la valva opuesta, la derecha tiene un borde dorsal delgado pero presenta una canaleta que corre más o menos en paralelo a cada borde y en cada lado de la región umbonal. Se pueden distinguir dos tipos de dientes laterales, uno de tipo laminar que se desarrolla desde la canaleta y el cual se recuesta bajo el borde de la valva opuesta, y el otro, derivado también de la canaleta, es más sólido y hace contacto con el provinculum de la valva opuesta en su parte externa (FIGURA 6).

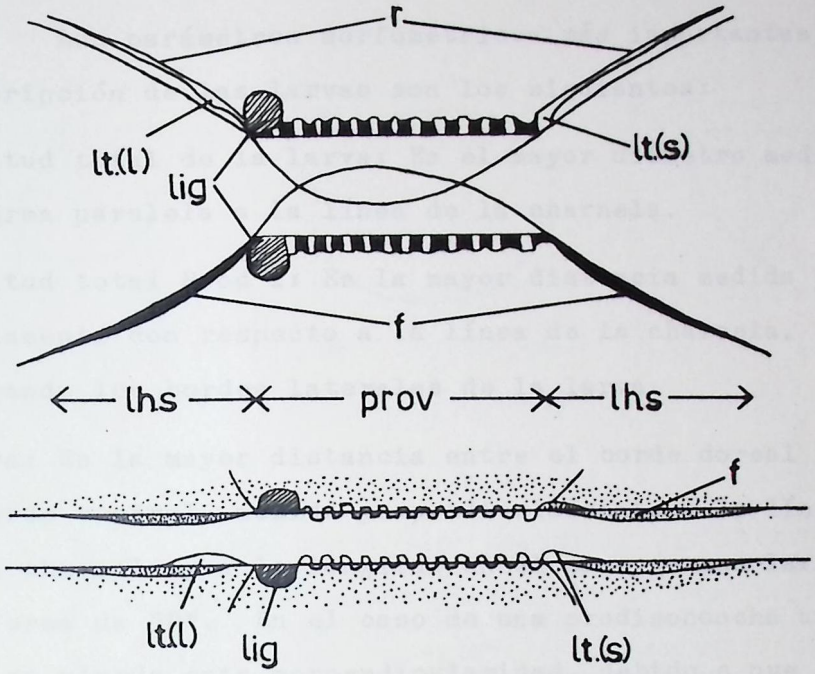


FIGURA 6. Diagrama de la charnela larval de los representantes de la familia Mytilidae. f= reborde; lhs= sistema lateral de la charnela; lig= ligamento; lt(1)= diente lateral lamelar; lt(s)= diente lateral sólido; prov= provinculum; r= canaleta (Tomado Rees, 1950).

3.4. Parámetros morfométricos (Werner, 1939; Rees, 1951).

Los parámetros morfométricos más importantes en la descripción de las larvas son los siguientes:

- Longitud total de la larva: Es el mayor diámetro medido en forma paralela a la línea de la charnela.
- Longitud total Prod I: Es la mayor distancia medida paralelamente con respecto a la línea de la charnela, considerando los bordes laterales de la larva.
- Altura: Es la mayor distancia entre el borde dorsal y el borde ventral, medida perpendicularmente a la línea de la charnela y a la longitud en el caso de una larva con forma de "D". En el caso de una prodisoconcha umbonada se pierde esta perpendicularidad, debido a que las valvas adquieren una forma inequilateral de manera que uno de los lados se hace más agudo.
- Altura de la Prod I: Es la mayor distancia medida desde el límite de la Prod I y el comienzo de la Prod II.
- Convexidad: Es la máxima distancia entre la valva izquierda y la derecha (FIGURA 7).

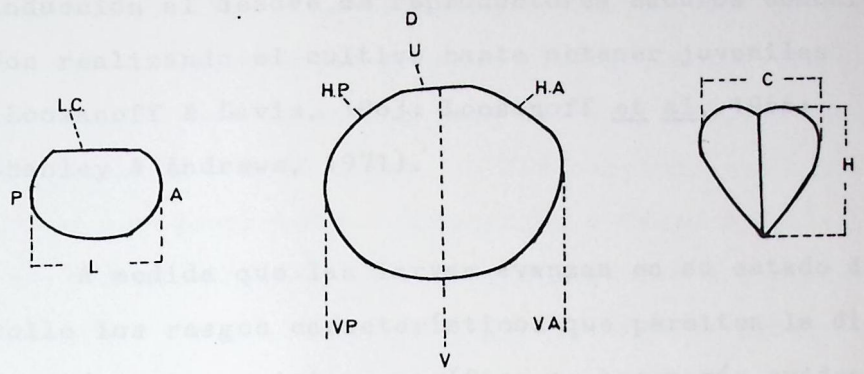


FIGURA 7. Terminología usada para describir las larvas de bivalvos. p= lado posterior; a= lado anterior; l= largo; hp= hombro posterior; d= lado dorsal; ha= hombro anterior; vp= lado ventral posterior; va= lado ventral anterior; c= convexidad; h= altura (Tomado Chanley & Andrews, 1971).

3.5. Elementos de identificación.

Existen dos metodologías para lograr el reconocimiento intra e interespecífico de las larvas de bivalvos:

A. Método indirecto.

- Obtención de muestras plancton y cultivo de las larvas hasta obtener ejemplares identificables (Werner, 1939).
- Muestreos periódicos de plancton para completar series de larvas. Los estados de pediveliger y disoconchas se obtienen de colectores.

B. Método directo.

- Inducción al desove de reproductores maduros conocidos realizando el cultivo hasta obtener juveniles (Loosanoff & Davis, 1963; Loosanoff et al, 1966; Chanley & Andrews, 1971).

A medida que las larvas avanzan en su estado de desarrollo los rasgos característicos que permiten la diferenciación intra e interespecífica se hacen más evidentes. Los primeros estados, trocófora y Prod I son muy similares en las diferentes especies de mitílidos y por lo tanto es muy difícil su identificación. Con la formación de la Prod II, comienza la formación del aparato cardinal, apareciendo estructuras con formas características para cada especie, además los contornos de las larvas adquieren formas particulares para cada especie.

Características morfológicas externas:

a) Relación alto/largo: las larvas pueden ser ovales alargadas, ovales redondeadas o redondeadas.
b) Grado de desarrollo del umbo.
c) Tipo de umbo: continuo o discontinuo.
d) Declive y largo de los hombros.
e) Tamaño de la Prod I.

Características morfológicas internas:

a) Desarrollo y forma de la charnela.
b) Tipo y forma del provinculum.
c) Sistema lateral de charnela.

Características descriptivas:

a) Coloración y textura.
b) Líneas de crecimiento más o menos nítidas.

Cabe destacar que la morfología externa, forma del aparato charnelar y las dimensiones de la Prod I, son características importantes para la identificación. Según Ockelman (1965), las dimensiones de la Prod I tienen una estrecha relación con el tamaño de los ovocitos, pero esto aún debe ser comprobado. Coloración y textura de las valvas no son un carácter muy confiable debido a que puede variar según la alimentación y de los efectos producidos por el fijador.

3.6. Causas que inducen el desove natural.

Aún no se ha podido establecer las causas y factores precisos que induzcan la emisión de gametos en las diferentes especies de bivalvos, como tampoco si uno u otro de estos factores, sean bióticos o abióticos, condicionen en mayor o menor grado el desove de las diferentes especies. Según los estudios y observaciones realizadas hasta ahora, se piensa que no hay un factor preponderante, sino que el conjunto de diferentes factores que se presentan en el medio durante determinadas épocas del año, son los causantes de los desoves.

En general, todos los moluscos siguen un ciclo anual de reproducción, pero éste no es un ciclo exacto debido a que las condiciones ambientales son fluctuantes. Los factores conocidos que se combinan entre sí y ocasionan el desove son: temperatura, ciclos lunares, genéticos y hormonales.

A) Temperatura: De todos los factores posiblemente la temperatura sea el condicionante más importante. Los ga-

metos a mayor temperatura maduran más rápidamente; además, si se sobrepasa un determinado nivel de tempera - tura crítico para cada especie, se produce el desove (Werner, 1939). Pero esto no se puede utilizar como regla general ya que no todas las especies responden de la misma manera a los incrementos de temperatura e incluso, según Thorson (1946), organismos de la misma especie, pero de diferentes edades, estando en las mismas condiciones ambientales, desovan en diferentes épocas. (Loosanoff & Engle, 1942 fide Loosanoff et al, 1963) observaron que organismos de Crassostrea virginica, desovan al mismo tiempo aunque se encuentren a diferentes profundidades y por lo tanto se encuentran a diferentes temperaturas.

Factores que posiblemente pueden ocasionar el desove en especies para las cuales los cambios de temperatura no son preponderantes, pueden ser ocasionados indirectamente por éstos, como por ejemplo variaciones en las concentraciones de sales, cantidad de alimento disponible, gases disueltos.

B) Ciclos lunares: La periodicidad lunar es un factor importante, ya que existen especies que desovan mayor número de huevos entre luna llena y luna nueva que entre luna nueva y luna llena. Esto se debe probablemente a que se producen períodos más largos o más cortos entre el día y la noche o también a las variaciones de presión de agua ocasionadas por las mareas en estos ciclos lunares (Walne, 1974).

C) Mecánicos: Estímulos mecánicos producidos por el embate de las olas induce a la emisión de gametos en algunas especies (Field, 1922 fide Bayne, 1965).

D) Hormonales y Neurosecreciones: Suspensiones de productos sexuales de una especie dispersos en el medio, pueden estimular al desove a los demás organismos de la misma especie.

Las neurosecreciones producidas por los ganglios cerebrales son máximas en organismos adultos y mínimas en organismos inmaduros. Al desaparecer estas neurosecreciones se produce un desove precoz. La desaparición de estas neurosecreciones se puede deber a cambios en la salinidad y a temperaturas elevadas. Experimentalmente se ha demostrado el efecto de las neurosecreciones, extirpando los ganglios productores (Lubet, 1956 fide Bayne, 1965).

Sin embargo, no se sabe qué factor indujo al primer organismo a desovar y se piensa que los organismos con receptores físicos más sensibles, son los primeros en desovar y luego, al existir productos sexuales en el medio, desovarían los demás organismos debido a que la sensibilidad de los quimioreceptores es mayor que la de los receptores físicos.

3.7. Desove artificial.

Se han desarrollado diversos métodos tendientes a producir desoves controlados en organismos maduros. Los primeros métodos fueron desarrollados para facilitar

el estudio de los diferentes estados de desarrollo ontogenético, fisiología larval y postlarval, facilitando así la identificación de organismos en sus primeras etapas de desarrollo. Algunas de estas técnicas fueron extrapoladas a sistemas de cultivo semi-industrial o industrial para la obtención de semillas de especies comerciales, lográndose incluso acondicionar a los organismos para que desoven durante todo el año.

En general, los métodos de inducción al desove pueden ser físicos y químicos:

A) Físicos: Termoestimulación, corte o estimulación del músculo aductor posterior, shocks eléctricos (Loosanoff & Davis, 1963), inducción mecánica a través de golpes (Field, 1922 fide Bayne, 1965).

B) Químicos: Adición de suspensiones de productos sexuales (Loosanoff & Davis, 1963), inyección de sales neutras en el manto, tales como 0.5-2.0 ml de KCl 0.5 M (Bayne, 1965) y Mn_4OH en baja concentración (0.1 N) (Loosanoff & Davis, 1963), "Kraft Mill Effluent" (Breese, 1963 fide Bayne, 1965), etc.

No todas las especies responden de la misma forma a estos estímulos y por lo tanto es necesario encontrar el método apropiado para cada especie en particular.

Para algunas especies es suficiente la termoestimulación, mientras que para otras es necesario utilizar la termoestimulación y la adición de productos gonádicos al agua. Para inducir a Mytilus edulis, es necesaria la inyección de Mn_4OH en el músculo aductor.

En Modiolus dimissus, todos los métodos anteriores han probado ser poco exitosos, salvo que esta especie desove en forma natural o realizando la extracción mecánica de sus productos sexuales (Loosanoff & Davis, 1963).

IV. MATERIALES Y METODOS

4.1. Obtención de la muestra.

La muestra de plancton se obtuvo en la Mitilicultura de Puluqui (Estero Chope) 41° 47' S; 73° 06' W (FIGURA 8), el 15 de Diciembre de 1981, a las 07:40 horas. Las condiciones reinantes fueron seminublado, viento Nor-Weste, marea media bajando.

El muestreo se realizó con una red de zooplancton con una abertura de malla de 125 u, con un diámetro de 52 cm y un largo de 2.35 m. El tiempo de arrastre fue de ocho minutos entre aguas, siendo la distancia de arrastre de aproximadamente cien metros.

A la muestra obtenida se le eliminó la mayor cantidad de agua posible y se lava con agua destilada, deshechándose el sobrenadante y fijando las muestras con alcohol puro concentrado de 96 grados.

4.2. Trabajo en laboratorio.

4.2.1. Identificación de las larvas.

Las larvas de bivalvos fueron separadas de los demás organismos mediante una serie de tamices. El primero con una abertura de malla de 500 u (diagonal 620 u), con el que se tamizó toda la muestra, recogiéndose el filtrado, el residuo se lavó con agua destilada. Se volvió a tamizar el filtrado con una segunda malla de 250 u (diagonal 350 u) y luego en la tercera de 89 u (diagonal 130 u), siguiendo con el mismo procedimiento.

El filtrado y los residuos fueron analizados con una lupa Wild Heerbrugg M 8 con 50x de aumento. Para facilitar la observación de las larvas es conveniente proporcionarle movimientos circulares al recipiente que las contenga, con el fin de que las larvas, en este caso, las de bivalvos se concentren en el centro del recipiente. Eliminado el sobrenadante se obtiene una muestra relativamente limpia.

Luego fueron fijadas en alcohol concentrado de 96 grados. Se realizó una primera selección de las larvas de mitílidos utilizando para esta primera identificación características tales como: forma general, forma del provinculum y coloración de las larvas. Se formaron diferentes grupos, cada uno de los cuales contaba con organismos de características similares y supuestamente de la misma especie.

Para lograr una identificación más certera, se procedió a la separación de ambas valvas para la observación del aparato charnelar. Para la separación de las valvas se usó hipoclorito comercial a una concentración de 8 - 10% (Rees, 1950), manteniendo las larvas el menor tiempo posible en esta solución para que no fueran atacadas las estructuras calcáreas por el hipoclorito. Mediante una ceja adosada a un mango de vidrio se separaron ambas valvas y se limpiaron eliminando toda la materia orgánica que aún estuvieses en las valvas. Luego se lavaron prolijamente con agua destilada para eliminar el hipoclorito. Las diferentes series de larvas, ordenadas según tamaño, fueron dispuestas en un portaobjeto, eliminando el exceso de líquido mediante un papel filtro, agregándoles luego

una gota de glicerol, el que facilita la manipulación de las larvas y aumenta el índice de refracción, lo que permite una mejor observación de las estructuras charnelares.

Las valvas fueron fotografiadas con un Microscopio Leitz Ortholux con una cámara Orthomat (FOTO 2). La película usada fue en blanco y negro de 21 DIN.

Las valvas fueron fotografiadas interna y externamente, con el fin de tener una visión clara del aparato cardinal y de sus contornos. Después de fotografiadas las larvas se volvieron a lavar con agua destilada y se fijaron nuevamente.

4.2.2. Cultivo en laboratorio.

Durante el período en que se realizó la práctica, se intentó el cultivo con dos especies de mitílidos abundantes en la zona de Montemar, Perumytilus purpuratus y Semimytilus algosus.

El primer intento se efectuó con P. purpuratus, recolectándose setenta y dos organismos. Cada uno de ellos se limpió cuidadosamente, eliminando todos los epibiontes y los filamentos del biso. En el lado dorsal de cada uno de ellos se introdujo una pequeña cuña de madera para que las valvas permanezcan entreabiertas. Mediante una aguja entomológica se estimuló el músculo aductor posterior. Realizada esta operación los organismos fueron dispuestos en bandejas plásticas, siendo mantenidos en seco y a temperatura ambiente (FOTO 3). Al cabo de tres horas se les agregó agua de mar filtrada a temperatura ambiente (20,5°C) (Ramorino & Campos, 1979). Transcurridas

cinco horas sólo uno de los organismos emitió una escasa cantidad de productos sexuales.

Debido a este escaso resultado se intentó inducir al desove mediante cambios térmicos bruscos (Loosanoff & Davis, 1963). En esta ocasión se recolectaron cuarenta y tres organismos de diferentes bancos existentes en la zona. Se limpiaron y se dejaron durante seis horas al sol en bandejas plásticas. Posteriormente se cubrieron con agua de mar filtrada, previamente refrigerada a 4.0 grados Celsius, manteniéndose las bandejas refrigeradas por dieciocho horas, luego se renovó el agua, agregándoles agua filtrada a temperatura ambiente (20.7°C). Al cabo de seis horas sólo en uno de los organismos se observó una escasa emisión de gametos.

Posteriormente se intentó el cultivo con Semimytilus algosus. En esta ocasión se trabajó con setenta y cinco ejemplares, los que se limpiaron cuidadosamente y se dispusieron en bandejas a las que se les agregó agua filtrada (20.4°C).

Los organismos fueron estimulados mecánicamente golpeando las bandejas que contenían los organismos cada cierto tiempo (com. pers. Ramorino, 1982). Transcurridos noventa minutos comenzaron a desovar los primeros organismos, produciendo una mayor emisión cuando eran estimulados mecánicamente.

Espermios y ovocitos fueron succionados mediante pipetas y distribuidos en recipientes individuales. Sólo unas gotas de suspensión de espermios fueron agregadas al recipiente que contenía a los ovocitos con el fin



FOTO 2. Lupa Wild Heerbrugg M 8 (50x), Microscopio Leitz Ortholux y cámara Orthomat.



FOTO 3. Inducción al desove en Perumytilus purpuratus. Las valvas se mantienen entreabiertas mediante una cuña de madera y se estimula el músculo aductor posterior con una aguja entomológica (Loosanoff & Davis, 1963).

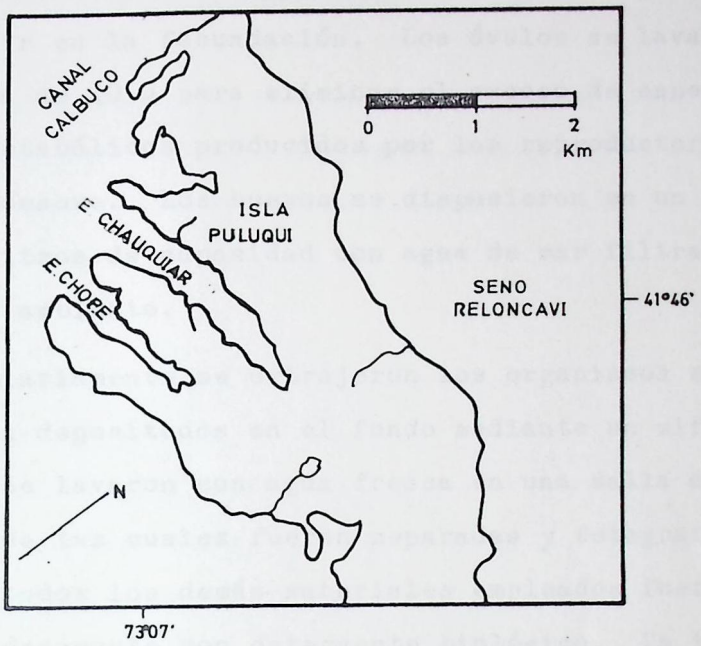


FIGURA 8

Mapa del área de muestreo (Estero Chope, Isla Puluqui: 41° 47' S; 73° 06' W).

de evitar la polispermia (com. pers. Ramorino, 1982). El recipiente se mantuvo en reposo durante diez minutos para no interferir en la fecundación. Los óvulos se lavaron en una malla de 40 u para eliminar el exceso de esperma y deshechos metabólicos producidos por los reproductores durante el desove. Los huevos se dispusieron en un balón de cuatro litros de capacidad con agua de mar filtrada a temperatura ambiente.

Diariamente se extrajeron los organismos muertos que quedaban depositados en el fondo mediante un sifón. Las larvas se lavaron con agua fresca en una malla de 40 u, algunas de las cuales fueron separadas y fotografiadas. El balón y todos los demás materiales empleados fueron lavados cuidadosamente con detergente biológico. La temperatura durante todo el período de cultivo fue entre 20° y 22°C).

El agua utilizada fue filtrada con un aparato de filtración Sartorius con un filtro Millipore de 0.8 u con el fin de retener a todos los organismos y materiales en suspensión mayores de 0.8 u.

Alimentación de las larvas

Al cultivo de *S. algosus* se le agregó alimento por primera vez, cuarenta y ocho horas después de efectuada la fertilización y posteriormente fueron alimentadas diariamente. El alimento suministrado fue una mezcla en partes iguales de *Isochrysis galbana* (Parke) y *Monochrysis lutheri* (Droop), en una concentración de cien

células por microlitro, cantidad recomendada por Aguirre (1979) para larvas de Mytilus edulis.

Ambas cepas de microalgas se encontraban en forma pura en el Instituto de Montemar, donde se utiliza el siguiente medio de cultivo desarrollado por el Dr. Droop, M.R., Millport:

Medio M.A.V.

Solución stock:

100.00 gr KNO_3
10.00 gr K_2HPO_4
2.50 gr $FeSO_4 \times 7\ H_2O$
0.25 gr $MnSO_4 \times H_2O$
20.00 gr EDTA 2 Na
6.00 mgr B_1 o B_{12}
1.00 lt Agua destilada

Preparación:

1.- Autoclave 1ml de la solución stock con 30 ml de agua destilada.
2.- Autoclave 1 lt de agua filtrada.
3.- Mezclar 1.- y 2.- estando frías.
4.- Llevar a ph 8 - 10 con $CaHCO_3$

Las cepas se mantuvieron en una cámara de cultivo con luz proporcionada por dos tubos fluorescentes de 40 Watt cada uno, a temperatura constante de 25°C, con aireación continua en un recipiente de vidrio de 9 lt de capacidad.

El contaje de las células se realizó con una Cámara de Neubauer, todos los días, ya que la concentración de microalgas variaba diariamente debido a su rápido incremento en número. Para evitar el envejecimiento del cultivo, estos debían ser diluídos cada cierto tiempo.

V. RESULTADOS

5.1. Identificación de las larvas de mitílidos.

La identificación de las larvas de la familia Mytilidae encontradas en la muestra de plancton se realizaron en forma tentativa, en base a los antecedentes proporcionados por Ramorino & Campos (1979) para la especie Perumytilus purpuratus y por Campos & Ramorino (1980) para Brachidontes granulata. Para las especies Aulacomya ater y Mytilus chilensis se tomaron como referencia los antecedentes entregados por Uribe & López (1980).

Con la muestra de plancton analizada se formaron cinco grupos de larvas, correspondiendo cada una de ellas a una especie (clasificadas en forma tentativa), excepto el quinto grupo, en el cual se encuentran las larvas de mitílidos que no pudieron ser identificadas.

GRUPO I: Brachidontes granulata (Hanley, 1843).

Forma general redondeada, inequilateral, coloración amarillenta, líneas de crecimiento medianamente notorias. Lado dorsal recto con umbo discontinuo prominente. Hombros anterior y posterior aproximadamente al mismo nivel, el posterior levemente más alto. Borde dorsolateral anterior más largo que el borde dorsolateral posterior.

Lado anterior redondeado, levemente aguzado, lado posterior recto, ligeramente redondeado. Lado ventral

redondeado, alargado posteroventralmente.

Provinculum grueso y pequeño, extremos muy anchos redondeados, cinco a seis dientes grandes y fuertes. En la porción central numerosos dientes pequeños, ligamento fuerte, ubicado posteriormente (FOTOS 4 - 7).

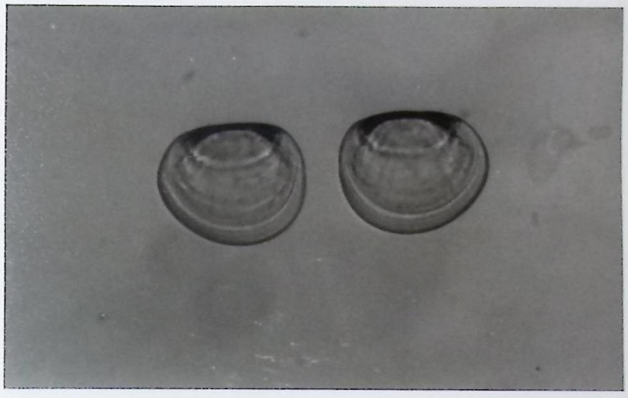


FOTO 4. Veliconcha de B. granulata, valvas izquierda y derecha
195.5 x 173.2 u
Prod I
120.8 x 57.8 u
x 10

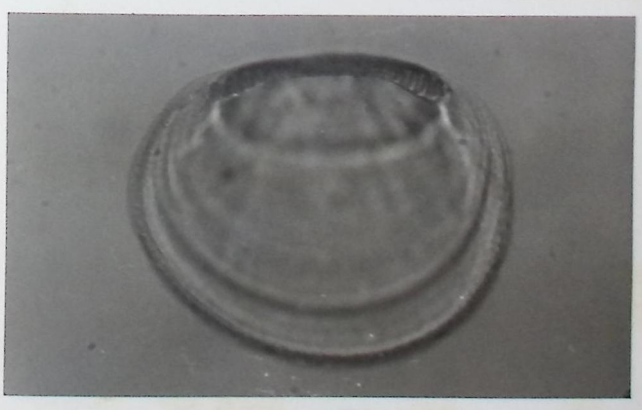


FOTO 5. Valva derecha.
Charnela FOTO 4.
x 25

FOTO 6. Veliconcha de B. granulata, valvas izquierda y derecha
225.8 x 204.8 u
Prod I
126 x 52.5 u
x 10

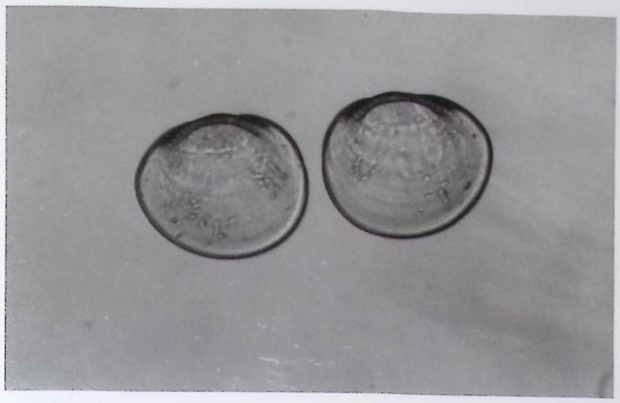
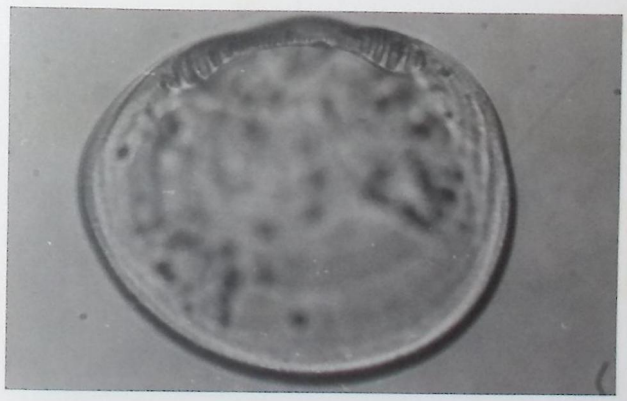


FOTO 7. Valva derecha.
Charnela FOTO 6.
x 25



GRUPO II: Perumytilus purpuratus (Lamarck, 1819).

Forma muy similar a una "D". Presenta coloración café suave, diferenciándose claramente de las demás larvas, líneas de crecimiento débiles. Charnela recta, no presenta umbo. Hombro posterodorsal levemente más alto y corto que el anterior. Lado anterior redondeado, algo más agudo que el lado posterior. Lado ventral suavemente alargado posterolateralmente.

Provinculum delgado, fino y recto, algo más ancho en sus dos extremos, con veinticinco a veintiseis dientes centrales y con tres a cuatro dientes de mayor tamaño en sus extremos, ligamento débil casi ventral, levemente desplazado posterolateralmente.

Prod II levemente mayor que Prod I (FOTOS 8-11).

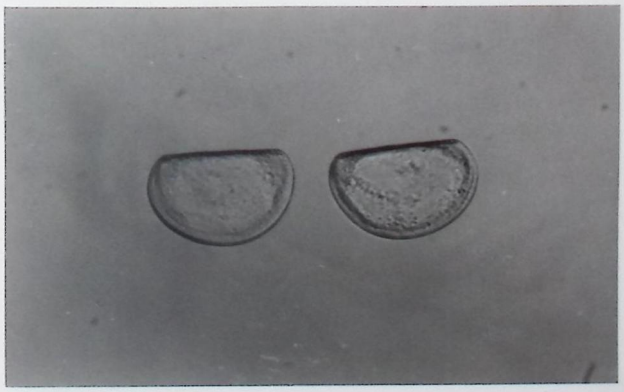


FOTO 8. Veliconcha de P. purpuratus, valvas izquierda y derecha
206.1 x 140 u
Prod I 187 x 136 u
x 10

FOTO 9. Valva izquierda. Charnela FOTO 8.

x 45



FOTO 10. Veliconcha de P. purpuratus, valvas izquierda y derecha
208.3 x 148.7 u
Prod I 187 x 136 u

x 10

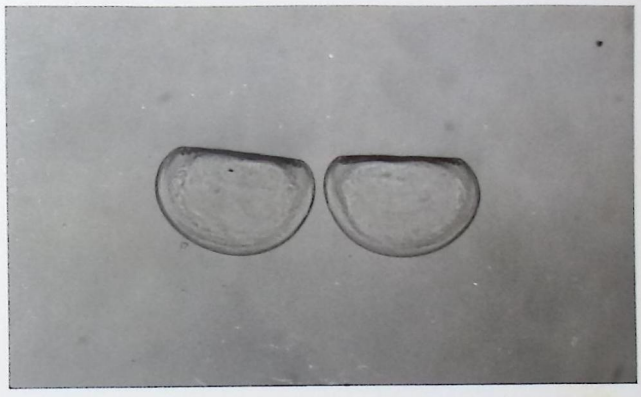
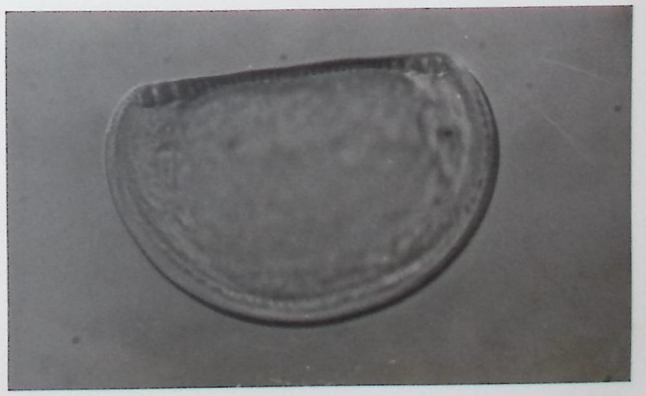


FOTO 11. Valva izquierda. Charnela FOTO 10.



GRUPO III: Aulacomya ater (Molina, 1782).

Forma general redondeada, coloración amarillenta pálida, líneas de crecimiento concéntricas muy marcadas, valvas de aspecto robusto. Lado dorsal recto con umbo muy poco diferenciado en las primeras etapas (hasta aproximadamente 225 u de largo). Hombro posterodorsal al mismo nivel que el anterodorsal. Declive posterior más corto que el anterior, con borde anterodorsal casi recto. Lado lateral anterior aguzado, lado posterior con caída casi completamente recta. Alargada posteroventralmente. Longitud máxima algo mayor que el alto máximo.

Provinculum recto con dientes rectangulares fuertes en toda su longitud, aproximadamente treinta y dos dientes, ensanchamiento posterior y anterior con ocho a nueve dientes, los posteriores son más rectangulares, gruesos y fuertes que los dientes posteriores. Porción central con aproximadamente trece a quince dientes pequeños. Ligamento desplazado hacia el lado posterior (FOTOS 12 - 15).

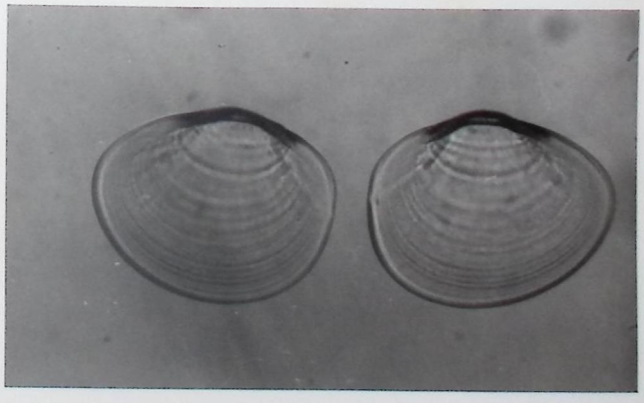


FOTO 12. Veliconcha de A. ater, valvas izquierda y derecha 315 x 278.5 u Prod I 120.8 u de largo x 10

FOTO 13. Valva izquierda.
Charnela FOTO 12.
x 25

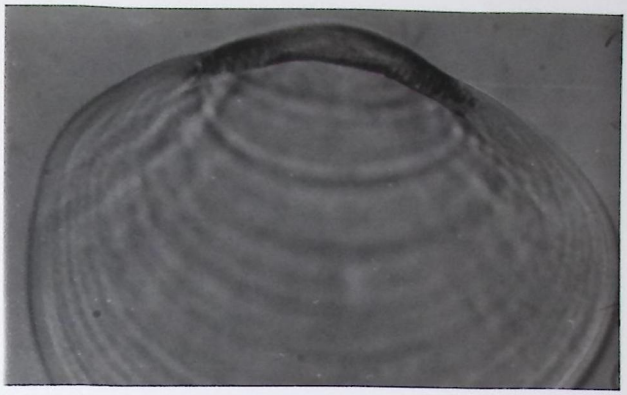


FOTO 14. Veliconcha errante de A. ater valvas derecha e izquierda
383.5 x 369 u
Prod 126 u de largo
x 10

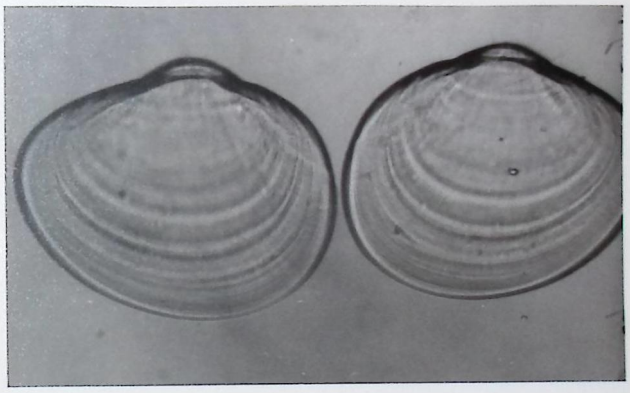
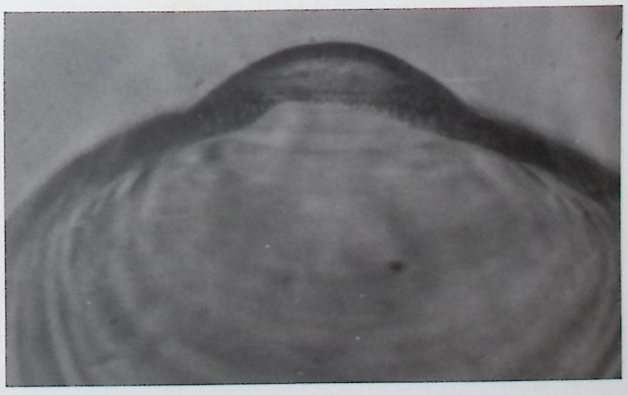


FOTO 15. Valva izquierda.
Charnela FOTO 14.
x 25



GRUPO IV: Mytilus chilensis (Hupe, 1854).

Forma ovoidal, algo comprimida dorsoventralmente, color amarillento, líneas de crecimiento poco nítidas en comparación con Aulacomya ater. Lado dorsal algo redondeado; umbo prominente (en tallas mayores a 240u de largo). Hombro posterior más curvado que el anterior; borde dorsolateral anterior y posterior redondeado, siendo el anterior más largo que el posterior. Ambos hombros aproximadamente al mismo nivel. Lado anterior agudo, lado posterior redondeado, alargada posteroventralmente.

Provinculum presenta siete a nueve dientes en los ensanchamientos anterior y posterior, mostrando una distribución regular, porción central estrecha con aproximadamente doce a trece dientes muy pequeños, ligamento desplazado hacia el lado posterior (FOTOS 16 - 19).

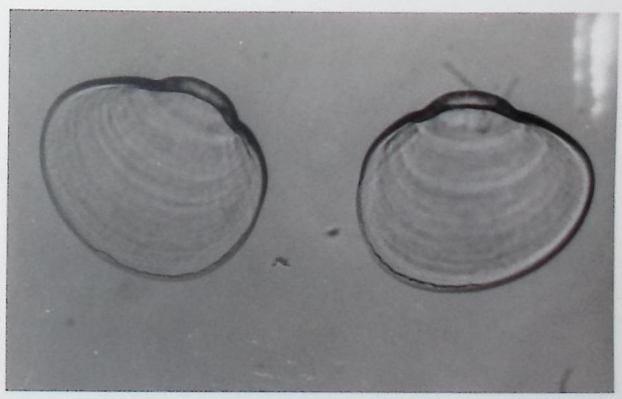


FOTO 16. Veliconcha de M. chilensis, valvas derecha e izquierda.
306.4 x 269 u
x 10

FOTO 17. Valva derecha.
Charnela FOTO 16.
x 25

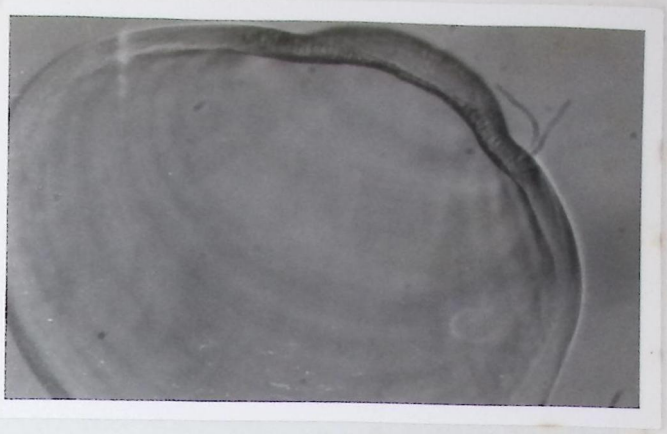
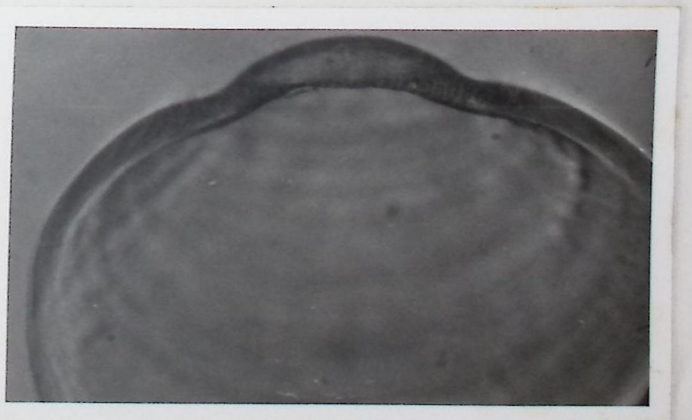


FOTO 18. Veliconcha de M. chilensis, valvas derecha e izquierda
341.2 x 304.5 u
Prod I 126 u de largo x 10



FOTO 19. Valva izquierda.
Charnela FOTO 18.
x 25



GRUPO V: Larvas de mitílidos no identificadas.

FOTO 20. Veliconcha, valvas izquierda y derecha
168 x 136.5 u
Prod I 126 x 73.5 u
x 10

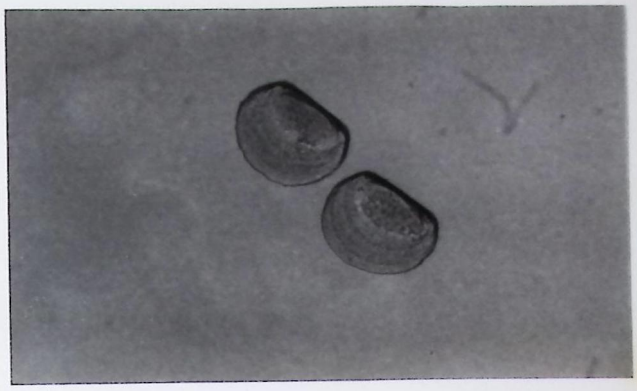


FOTO 21. Valva izquierda.
Charnela FOTO 20.
x 25

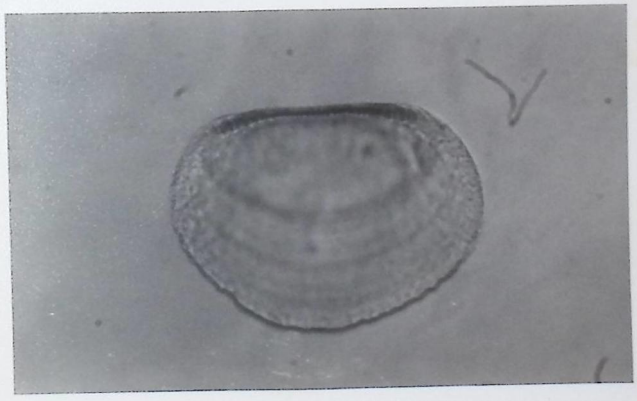


FOTO 22. Veliconcha, valvas izquierda y derecha
199.5 x 157.5 u
Prod I 147 x 73.5 u
x 10



FOTO 23. Valva izquierda.
Charnela FOTO 22.
x 25

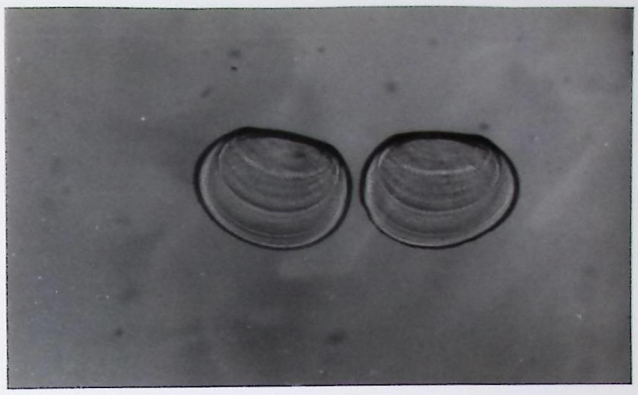


FOTO 24. Veliconcha, valva izquierda y derecha 210 x 168 u
Prod I
157.5 x 115.5 u
x 10

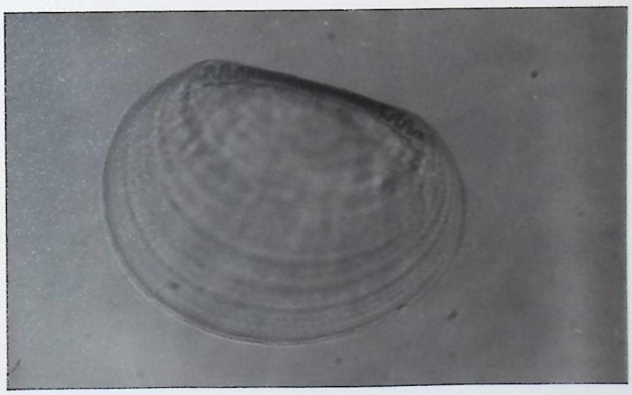


FOTO 25. Valva izquierda.
Charnela FOTO 24.
x 25

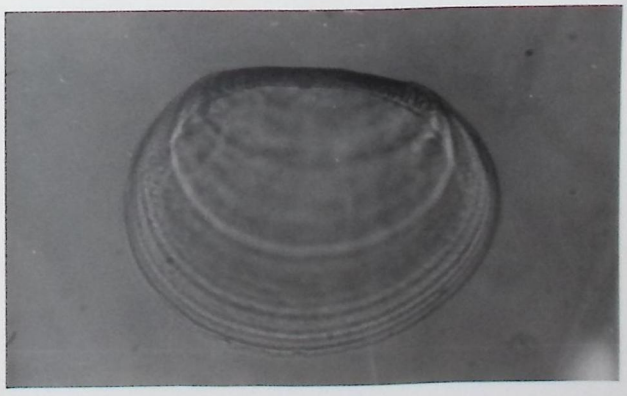


FOTO 26. Veliconcha, valva derecha e izquierda
178.5 x 157.5 u
Prod I 126 x 63 u
x 10

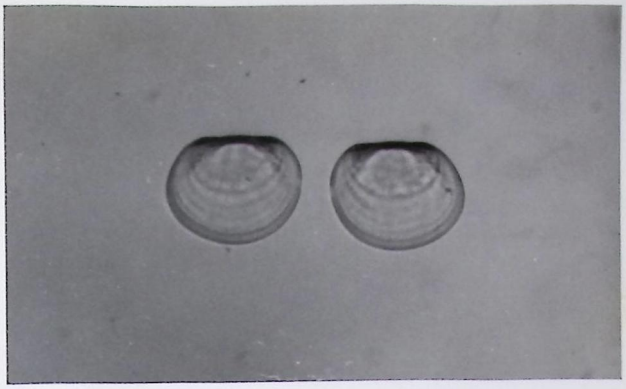


FOTO 27. Valva izquierda.
Charnela FOTO 26.
x 25

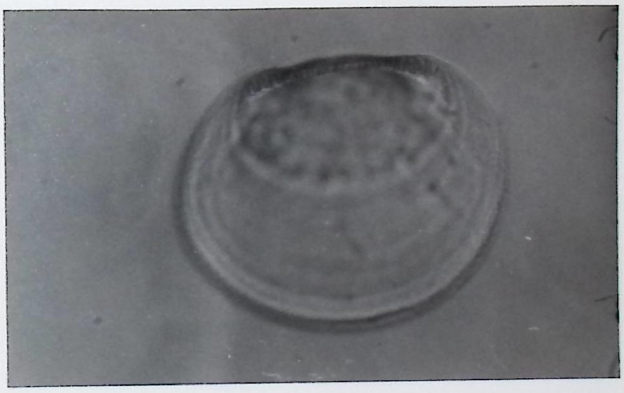


FOTO 28. Veliconcha, valva izquierda y derecha
210 x 178.5 u
Prod I 115.5 x 63 u
x 10

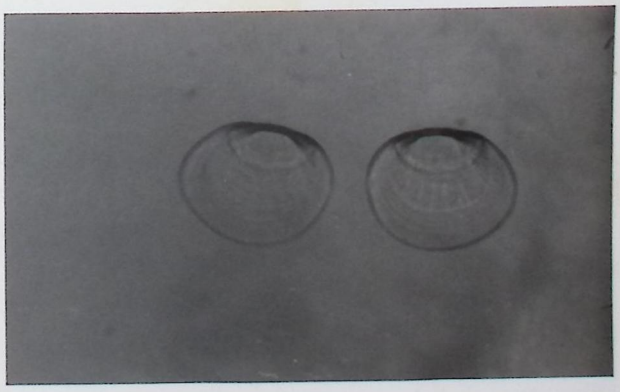


FOTO 29. Valva izquierda.
Charnela FOTO 28.
x 25

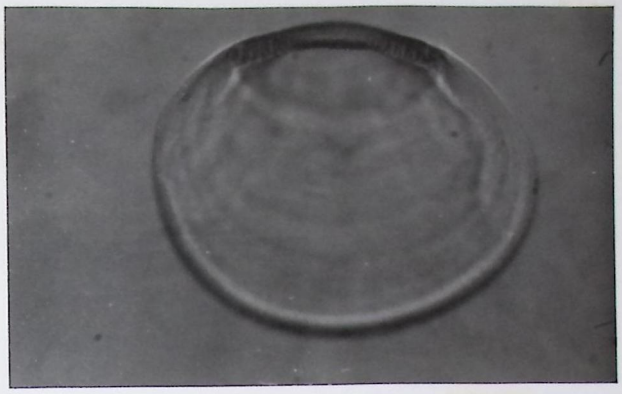


FOTO 30. Veliconcha, valvas derecha e izquierda
225.8 x 195.5 u
Prod I 126 x 63 u
x 10

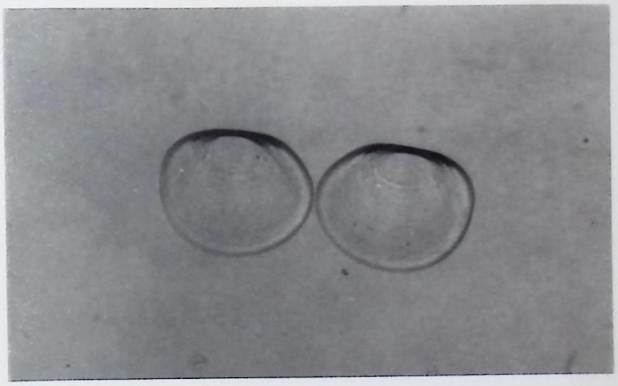
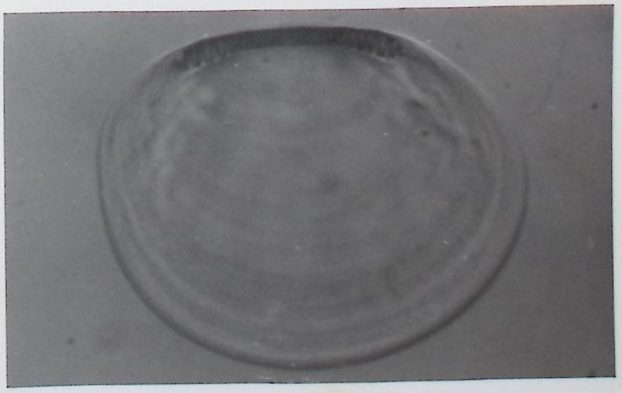


FOTO 31. Valva izquierda.
Charnela FOTO 30.
x 25



5.2. Cultivo en laboratorio.

Debido a la dificultad que presenta la identificación de las larvas en forma indirecta, se intentó el cultivo con dos especies de mitílidos.

Con Perumytilus purpuratus se obtuvo una escasa emisión de gametos, debido a que los ejemplares recolectados se encontraban fuera de la época de desove, (Julio - Noviembre, com. pers. Ramorino, 1982).

Con Semimytilus algosus se obtuvieron mejores resultados debido a que esta especie presenta épocas de fresa desfasadas con respecto a P. purpuratus (Octubre - Diciembre, com. pers. Ramorino, 1982).

5.2.1. Fecundación y primeras etapas de desarrollo en S. algosus.

S. algosus es una especie hermafrodita. Comenzó a desovar noventa minutos después de haber sido colocados en las bandejas, emitiendo una mayor cantidad de gametos al ser estimulados mecánicamente mediante golpes. Los ovocitos son expulsados formando racimos de coloración café oscura. Los espermios emitidos por estos organismos forman pequeñas vesículas delgadas de color amarillo de una longitud aproximada de 10 mm. Los racimos de ovocitos y vesículas de espermios se disgregan transcurridos unos minutos. Los huevos de S. algosus observados midieron aproximadamente 60 u de diámetro.

La fecundación se produce por el primer espermio que llega al ovocito, siendo rechazados todos los es-

permios supernumerarios, con lo que se evita la polisper - mia. Al ser penetrado el ovocito por el espermio, este adquiere una forma perfectamente esférica, siendo éste un signo de que la fecundación se ha llevado a cabo con éxito. Luego se forma la membrana de fecundación, comenzando con esto las divisiones del huevo. La vesícula germinal, que es el núcleo del huevo, se rompe y se dirige a la perisferia del huevo, comenzando con esto, la primera división meiótica con reducción cromosómica y la formación del primer cuerpo polar. Inmediatamente después comienza la formación del segundo cuerpo polar permaneciendo estos fijos a la superficie del huevo hasta completar la segmentación, que es en espiral, la que comienza por la división del núcleo y luego la del citoplasma de manera que el huevo se divide en dos células hijas. Estas células hijas corres - ponden a las células de segmentación o blastómeros, las que nuevamente se dividen formando cuatro blastómeros, luego ocho, dieciséis, treinta y dos, etc., hasta formar una mórula irregular con pequeños cilios que comienza a nadar suavemente (FOTO 32).

FOTO 32. Huevos de
S. algosus en segmentación.
60 u, x 25

Posteriormente los embriones comienzan a alargarse según el polo anterior y en el centro de dicho polo presentan un flagelo flexible, el que permite una activa natación. Este estado de trocófora es alcanzado dieciseis horas después de realizada la fecundación. El tamaño en este estado fue de aproximadamente 60 u, presentando los organismos un activo y continuo movimiento circular (FOTO 33). En este estado se puede observar la glándula secretora de la concha como un espesamiento del ectoderma en la región posterior. Mientras crece la concha, ésta va envolviendo las partes blandas del organismo hasta cubrirlo completamente alcanzando el estado de Veliger (Rees, 1950), lo que pudo ser observado veintiuna horas después de la fecundación. El tamaño de la larva en este estado es de 110 u y de 60 u de alto (FOTOS 33 - 34). El mayor estado de larva alcanzado en el presente cultivo es Veliconcha (Rees, 1950), cuyo tamaño es de 126 x 89.2 u, siendo las medidas de la Prod II de 110.2 x 63 u (FOTO 36).

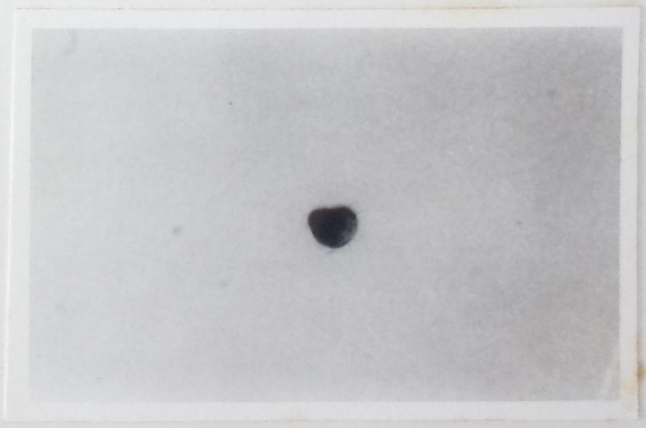


FOTO 33. Trocófora *S. algosus* de 60 u 16 hrs. después de la fecundación

x 10

FOTO 34. Veliger
con parte del velo
visible 110 x 60 u
21 hrs. después de
la fecundación
x 25

FOTO 35. Veliger
normal 110 x 60u
21 hrs. después
de la fecundación
x 10

FOTO 36. Veliconcha
valva derecha
126 x 89.2 u
Prod I 110.2 x 63 u
62 hrs. después de
la fecundación
x 40



5.2.2. Larvas anormales.

En el cultivo efectuado se detectó una gran cantidad de huevos y larvas anormales. En general las larvas anormales presentan un desarrollo incompleto de las valvas; además la línea de la charnela no se presenta en forma uniforme, la que puede ser irregular, cóncava o convexa. Estas anormalidades, que se deben a un mal funcionamiento de la glándula de la concha, no sólo son morfológicas, sino también presentan malformaciones anatómicas y fisiológicas, existiendo larvas incapaces de alimentarse, presentando el espacio intervalvar casi completamente vacío a excepción de los músculos retractores, un pequeño velo y una reducida masa visceral. Este fenómeno se produce en la mayoría de los cultivos en un 25% de las larvas (Loosanoff & Davis, 1963).

5.2.3. Comportamiento durante el período de cultivo.

Durante el período de cultivo las larvas presentaron una manera característica de nadar. El movimiento de los cilios las hace desplazarse en forma espiral y tienen la capacidad de movimientos verticales ascendentes y descendentes. En los desplazamientos descendentes la larva retrae el velo y cierra sus valvas. El movimiento ascendente permite un desplazamiento direccional con respecto a estímulos del medio ya que con ésto puede variar el tiempo de permanencia en la componente horizontal de la espiral. La orientación normal durante el movimiento se debe a la distribución desigual de la masa del cuerpo, nadando con las pesadas valvas hacia abajo y el velo hacia arriba.

VI. DISCUSION

6.1. Identificación de las larvas.

En el presente informe se entregan descripciones generales de cuatro especies de mitílidos en estado larval, las que son complementadas con microfotografías de cada una de ellas. La película utilizada fue Agfa de 21 DIN, siendo recomendable usar película de grano más fino, la que permite destacar con mayor claridad las estructuras valvares.

Las especies Brachidontes granulata, Perumytilus purpuratus, Aulacomya ater y Mytilus chilensis fueron identificadas en forma tentativa debido a que se contó con un escaso número de larvas de cada uno de los grupos. Observándose además algunas diferencias con respecto a las descripciones proporcionadas por otros autores:

Para la especie B. granulata, Campos & Ramorino (1980), dan rangos para la longitud y el alto de la Prod I de 105 - 126 u y 63 - 73.5 u respectivamente, siendo el rango de la longitud de la Prod II de 200 - 231 u. Los rangos concuerdan con los dos ejemplares observados, excepto la altura de la Prod I que fue de 57.8 y 52.5 u (FOTOS 4 y 6).

Los ejemplares de P. purpuratus obtenidos, concuerdan con la descripción y rangos dados por Ramorino & Campos (1979), que para el largo es de 178.5 - 187 u, el alto de 123.2 - 140.2 u. El largo de la Prod II de los ejemplares observados no concuerda con el rango de 189 -

200 u, ya que se observaron longitudes de 206.1 y 208.3 u (FOTOS 8 y 10).

La especie Aulacomya ater presentó un ejemplar de 383 y de largo y 369 u de alto. La talla promedio para la pediveliger de esta especie es de 330 u de largo y de 320 u de alto (Uribe & López, 1980). En Mytilus edulis, según Loosanoff, Davis & Chanley (1966), la metamorfosis se ha completado a una talla promedio de 225 u, presentando ocasionalmente organismos con natación activa de hasta 300 u de longitud. Nelson (1928), encontró larvas de M. edulis de 376 x 344 u en el plancton.

A partir de lo anterior se puede concluir que posiblemente la larva de A. ater encontrada, al no presentar disoconcha corresponde a una pediveliger 3 (Bayne, 1965), la que al no encontrar un sustrato adecuado se encuentra errante o vagante (FOTO 14).

Las dimensiones de los ejemplares de M. chilensis cumplen con las descripciones proporcionadas por Uribe & López (1980) (FOTOS 16 y 18).

Las larvas del grupo V no fueron identificadas debido a que no se disponía de mayores antecedentes de los estados larvales de las especies de mitílidos y al no poder formar secuencias para cada una de ellas por las pequeñas tallas y al escaso número encontrado en la muestra de plancton.

6.2. Cultivo en laboratorio.

La inducción al desove en Perumytilus purpuratus se intentó en base a dos métodos: el descrito por Ramorino & Campos (1979) y por estimulación térmica de Loosanoff & Davis (1963). El primer método es superior al segundo para esta especie, debido a que el estímulo recibido por el organismo en el músculo aductor posterior causaría el desove del animal ya que es muy probable que los nervios encargados de la descarga de gametos confluyan en este lugar (Loosanoff & Davis, 1963). En cambio los estímulos térmicos no deben ser efectivos debido a que es una especie intermareal.

Los huevos obtenidos de Semimytilus algosus miden aproximadamente 60 u, siendo éstos por su pequeño tamaño y escasa cantidad de vitelo, probablemente planctotróficos con larvas de larga estadía fitoplanctófaga (Bayne, 1975), indicando un alto potencial biótico de esta especie.

El cultivo presentó gran cantidad de huevos y larvas anormales. Las causas de estas malformaciones se deben a una variedad de factores que actúan en forma combinada o independientemente. El factor que probablemente ocasionó este gran número de larvas anormales fue que los organismos inducidos a desovar estaban fuera de la época de desove, presentando por esta razón condiciones físicas deficientes ocasionados por los desoves anteriores y a la disminución de sus reservas alimenticias (Loosanoff & Davis, 1963).

Los demás factores causantes de larvas anormales tales como la temperatura, productos catabólicos, superpo-

blación, alimentación deficiente, no deben haber sido factores limitantes debido a que la temperatura se mantuvo constante durante el período de cultivo, el agua se renovó diariamente, la concentración de larvas fue baja y éstas fueron alimentadas diariamente.

Solamente se alcanzaron a completar los primeros estados de desarrollo, produciéndose en el estado de Veliconcha (Rees, 1950) o Veliger de charnela recta (Carriker, 1961) una alta mortalidad. Esta mortalidad se debe al desarrollo incompleto de las larvas, las que generalmente sólo alcanzan el estado de Veliger de charnela recta (Davis & Chanley, 1956 *fide* Loosanoff & Davis, 1963).

La acción bacteriana puede haber sido otro factor causante de la mortalidad de las larvas debido a que no fue usado antibiótico, tal como 0.05 mg Penicilina G/ml o 0.05 mg de Sulfato de Estreptomicina/ml (Davis, 1953; Walne 1958a; Guillard, 1959 *fide* Bayne, 1965).

VII. CONCLUSIONES

1) Brachidontes granulata presenta un provinculum fuerte con 5 - 6 dientes grandes en sus extremos, con numerosos dientes centrales pequeños. Ligamento desplazado hacia el lado posterior. Hombros redondeados. Prod II con líneas de crecimientos marcadas.

2) Perumytilus purpuratus provinculum recto con aproximadamente 31 dientes, ligamento casi central, no presenta umbo evidente (Veliconcha). Prod I grande en relación a las demás especies (187 u de largo), Prod II muy pequeña.

3) Aulacomya ater provinculum fuerte con 32 dientes. Presenta líneas de crecimiento claras, aspecto general más fuerte que Mytilus chilensis, algo más larga que alta, hombro dorsolateral anterior y posterior rectos.

4) Mytilus chilensis provinculum con aproximadamente 26 dientes, líneas de crecimiento débiles, comprimido dorsoventralmente, hombro dorsolateral anterior y posterior redondeados.

5) Las diferencias detectadas entre los parámetros morfométricos citados por otros autores y los observados pueden ser debido a que las larvas provienen de diferentes lugares geográficos (Montemar, Codihué, Puluqui).

6) El método directo es superior al indirecto debido a que se obtienen larvas de reproductores conocidos, pero se requiere de implementación adicional. En forma paralela es indispensable realizar cultivos de microalgas.

7) El método indirecto es confiable, pero es necesario completar secuencias de los diferentes estados de desarrollo (desde la postlarva hasta la Veliconcha).

8) Para llevar a cabo un cultivo artificial y obtener larvas normales que alcancen estados de desarrollo avanzados, es necesario contar con reproductores maduros.

9) A partir de Veliconcha, es posible detectar características inter e intraespecíficas.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

Aguirre, M., 1979. Biología del mejillón (M. edulis) de cultivo de la Ria de Vigo. Bol. Inst. Esp. Océano. 5 (3): 109 - 156.

Bayne, B., 1965. Growth and delay of metamorphosis of larvae of M. edulis. Ophelia. 2 (1): 1- 47.

Bayne, B., 1975. Marine mussels: their ecology and physiology. Principal Scientific Officer Ne & C Institute for marine eviroment. Cambridge U. Press. Research Plymouth U.K.: 506 pp.

Campos, B. & L. Ramorino, 1980. Larval and early benthic stages of Brachidontes granulata. The Veliger, 22 (3): 277 - 281.

Carriker, M., 1961. Interrelation of functional morphology, behavior and autoecology in early stages of the bivalve Mercenaria mercenaria. J. Elisha Mitchell. Sci. Soc. 77: 168 - 242.

Chanley, P. & J. Andrews, 1971. Aids for identification of bivalve larvae of Virginia. Malacologia 11 (1): 45 - 119.

Gómez, R. & J. Peters, 1982. Evaluación de algunos factores en la fijación de larvas y postlarvas de mitílidos y análisis comparativo del aparato cardinal durante la ontogenia. Seminario de Título. Instituto Profesional de Osorno. 134 pp.

Hernández, J. & L. González, 1976. Observaciones sobre el comportamiento de mitílidos chilenos en cultivo suspendido I Chorito (Mytilus chilensis, Hupe, 1854) Mollusca, Bivalvia Mytilidae. IFOP 22: 1 - 50.

Loosanoff, V. 1954. New advances in the study of bivalve larvae. Am. Scient. 42: 607-624.

Loosanoff, V. & H. Davis, 1963. Rearing of bivalve mollusks. In. F. Russel. Ed. Advances in Mar. Biol. 1: 1-136.

Loosanoff, V.; H. Davis & P. Chanley, 1966. Dimensions and shapes of larvae of some marine bivalve mollusks. Malacologia. 4 (2): 351-435.

López, M.; J. Rolleri; E. Lozada, 1975. Captación y crecimiento de Mytilus chilensis en Putemún, Estero Castro (Mollusca, Bivalvia, Mytilidae). Bol. Soc. Biol. de Concepción. 49: 87-101.

Lozada, E., 1968. Contribución al estudio de la cholga Aulacomya ater en Putemún. Biol. Pesq. Chile. 3: 3-39.

Nelson, T., 1928. Pelagic dissoconch of the common mussel, Mytilus edulis, with observations on the behavior of the larvae of allied genera. Biol. Bull. Woods Hole 55: 180-192.

Ockelman, K., 1965. Developmental types in marine bivalves and their distribution along the Atlantic Coast of Europe. Proc. Inst. Eur. Malac. Cong.: 25-35.

Padilla, M., 1973. Observaciones biológicas relacionadas con el cultivo de M. edulis chilensis en Aysén. IFOP. Chile 54: 1-21.

Ramorino, L. & B. Campos, 1979. Desarrollo larval y post-larval de Perumytilus purpuratus (Lamarck, 1819) Biv: Mytilidae. An. Mus. Hist. Nat. 12: 207-218.

Rees, C., 1950. The identification and classification of lamellibranch larvae. Hull. Bull. mar. Ecol. 3: 73 -104.

Solis, I.; P. Sánchez & S. Navarrete, 1976. Identificación de Larvas de moluscos bivalvos en el Estero de Castro. Bol. Soc. Conc. 50: 183 - 195.

Stuardo, J., 1962. Informe de los estudios sobre la mitili cultura realizada hasta Septiembre 1961. Univ. Concepción. inv. cient. Depto. Pesca y Caza. Ministerio de Agricultura de Chile.

Thorson, G., 1946. Reproduction and larval development of Danish marine bottom invertebrates. Meddelel ser fra kommissioen for Danmarks Fiskeri- og., Hav. Ser. Plankton. Bind 4 (1): 523 pp.

Uribe, J. & D. López, 1980. Descripción de algunos estados larvales y postlarvales de bivalvos chile - nos. Not. Mens. Mus. Hist. Nat. (en prensa).

Walne, P., 1974. Culture of bivalve mollusc. 50 years expe rience at Conwy. England. Fishing News Ltda.: 169 pp.

Werner, B., 1939. Uber die Entwicklung und Artunterscheidung von Muschellarven des Norseeplanktons unter besonderer berücksichtigung der Schalenentwiklung. Zool. Jahr. Abt. Anat. Ontog. 66: 1-54.

Yáñez, P., 1948. Orígenes de la Estación de Montemar. Rev. Biol. Mar. 1: 7 - 18.