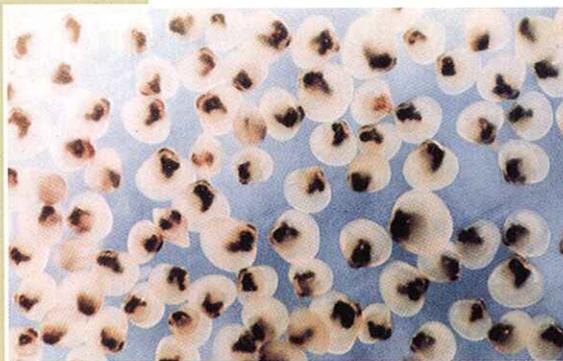


Manual: El Cultivo de la Almeja (*Venus antiqua*)



División de Acuicultura
Instituto de Fomento Pesquero

Presentación

En Chile, y principalmente en sectores de la costa de la X Región, existen playas que reúnen características muy adecuadas para el cultivo de la almeja. Su desarrollo permitiría generar materia prima de acuerdo a las necesidades de las empresas dedicadas a la comercialización de este recurso, obtener mejores precios y acceder a nuevos mercados.

Como primer paso - y quizás el más importante, debe asegurarse una constante y masiva producción de semillas, para que estas puedan ser sembradas en playas intermareales y submareales.

Como una forma de facilitar e incentivar el desarrollo del cultivo de la almeja, se ofrece a las empresas acuícolas, autoridades del sector pesquero y público en general, el presente manual de las técnicas de producción de semillas y engorda de la almeja *Venus antiqua*, desarrolladas por la División de Acuicultura del IFOP.

La mayor parte de la información en el presente manual se generó en el marco del Proyecto

CORFO - FONTEC 93-0168,
"Cultivo experimental de Almeja"

cuyo director General fue el Sr. Ernesto Olavarría.

Autores:

Eduardo Bustos

Ernesto Olavarría

Colaboradores:

Sonia Medrano

Ivonne Lee

Soledad Toledo

Tito Nuñez

Diseño Gráfico:

Mathias Rée P.

Producción:

ComSur Ltda.

©MM Instituto de Fomento Pesquero

Registro de Propiedad Intelectual Número 116.370 del 25 de Septiembre del 2000

TODOS LOS DERECHOS RESERVADOS.
PROHIBIDA TODA REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL DE ESTE MANUAL SIN AUTORIZACIÓN PREVIA DE LOS AUTORES.

INDICE

Antecedentes Generales	4
1. Biología de la Especie	5
1.1. Distribución y Habitat	5
1.2. Clasificación Taxonómica	5
1.3. Anatomía Externa	5
1.4. Anatomía de Partes Blandas	6
1.5. Fisiología	6
1.5.1. Sistema Digestivo	6
1.5.2. Sistema Respiratorio	6
1.5.3. Sistema Circulatorio	6
1.5.4. Sistema Excretor	6
1.5.5. Sistema Nervioso	6
1.5.6. Sistema Reprodutor	7
1.5.7. Reproducción y Desarrollo	7
1.5.8. Crecimiento	9
1.6. Alimentación	10
2. El Cultivo de la Almeja <i>Venus antiqua</i>	11
2.1. Requerimientos Generales	11
2.1.1. Instalaciones e Infraestructura	11
2.1.2. Abastecimiento de Agua	11
2.1.3. Alimento	11
2.2. Acondicionamiento de Reproductores	12
2.3. Inducción al Desove	13
2.4. Fertilización de Gametos	14
2.5. Cultivo de Larvas	14
2.6. Metamorfosis	15
2.7. Cultivo Postlarval	15
2.8. Cultivo de Semillas	16
2.9. Engorda en Medio Natural	17
2.10. Cosecha	18
Bibliografía	19
AnexoI: Dimensionamiento Técnico para un Hatchery Industrial	20
Layout General - Plantel Semillero Almeja	21
Anexo II: Programa de 9 pasos para obtener una concesión	22

Antecedentes Generales

El cultivo de almejas es una actividad que se encuentra en pleno desarrollo en países como España, Francia, Italia y EE.UU., basado en las especies *Ruditapes decussatus* ("Almeja Fina") y *Ruditapes philippinarum* ("Almeja Japonesa"). La almeja es uno de los moluscos más cotizados en estos países y la talla en que se comercializa es de 30 a 50 milímetros.

En Chile, en cambio, la pesquería de almeja está basada en la extracción desde bancos naturales.

Las "almejas" o "tacas" de importancia comercial en nuestro país, comprende 9 especies, de entre las cuales *Venus antiqua* (King y Broderip, 1835) es la especie más importante.

Especie de almejas o tacas explotadas en Chile

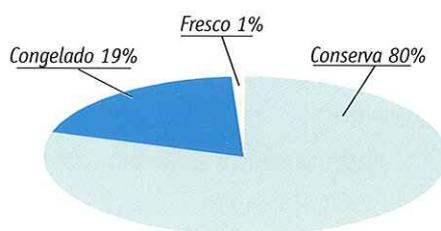
- *Venus antiqua*
- *Gari Solida*
- *Protothaca taca*
- *Mulinia edulis*
- *Eurhomalea exalbida*
- *Semele solida*
- *Eurhomalea rufa*
- *Eurhomalea lenticularis*
- *Tawera gavi*

Los desembarques de este recurso han sido una fuente importante de materia prima para la producción industrial de mariscos (Bustos et al., 1991).

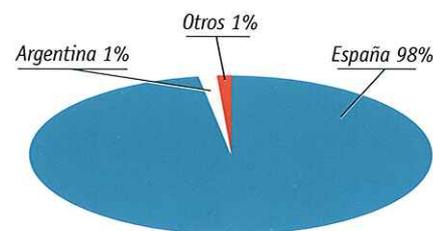
El aporte en divisas por concepto de exportación a nuestro país, durante 1999, fue de más de 7 millones de dólares, representados principalmente por los productos en conserva, que en su mayor parte son enviados a España. Durante ese año, el principal mercado para las almejas congeladas fue Japón y para la línea fresco/refrigerado, países latinoamericanos (Perú, Bolivia, Venezuela) (ver gráficos).

Los bancos de almeja (*Venus antiqua*) de la décima región han sido sometidos a una alta explotación, lo que ha llevado a un descenso de los desembarques en los últimos años (ver gráfico). El recurso tiene restricción en la talla mínima, impidiéndose la comercialización de ejemplares menores de 55 milímetros.

Considerando la tendencia a la disminución de los desembarques de almeja, el Instituto de Fomento Pesquero, a través de su División de Acuicultura y con el financiamiento de un proyecto Corfo-Fontec, desarrolló entre los años 1993 a 1995 la tecnología de producción masiva de semillas de almeja (*Venus antiqua*) en ambiente controlado. Se desarrolló exitosamente técnicas de acondicionamiento de reproductores, desove, fertilización, cultivos larvarios masivos, fijación, metamorfosis de larvas, cultivos post larvarios masivos, engorda en nursery hasta presemillas, siembra de semilla en el medio natural (6 a 10 milímetros) y engorda hasta una talla de 35 milímetros.



Exportaciones Chilenas de Almejas por línea de elaboración 1999.

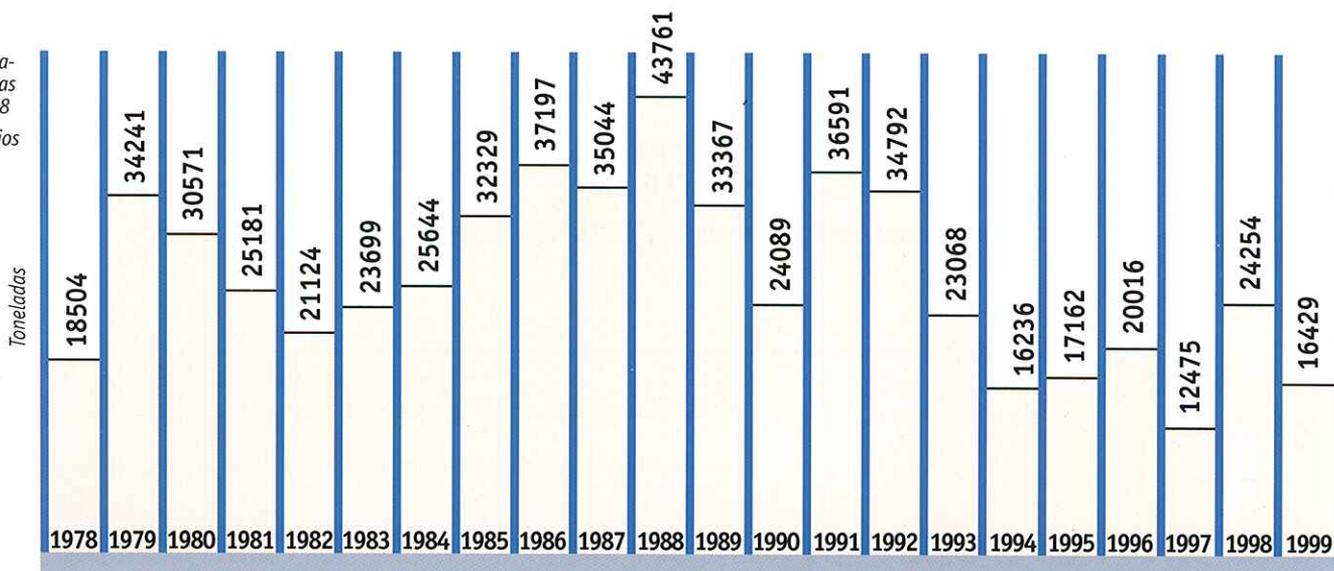


Países de Destino de Conservas de Almeja, 1999

Fuente: Boletín Exportación, IFOP

Desembarque Nacional de Almejas entre 1978-1998

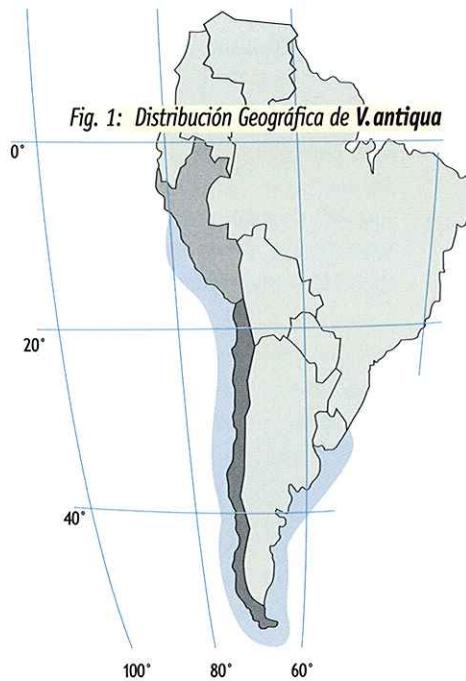
(Fuente: Anuarios estadísticos Semapesca)



1.1. Distribución y Habitat

Venus antiqua, conocida comúnmente como almeja o taca, presenta un área de distribución geográfica por el Pacífico desde Isla San Lorenzo, Callao, Perú (12°Lat. S), hasta Puerto Williams, Chile; y por el Atlántico desde La Paloma, Uruguay (34°Lat. S), hacia el sur por el litoral argentino e Islas Malvinas (Osorio *et al.*, 1983)(Fig. 1). Habita fondos blandos, de preferencia arenas gruesas y gravas; su distribución batimétrica comprende el intermareal y submareal, hasta 25 a 40 m de profundidad.

La biología de *Venus antiqua*, en líneas generales corresponde a la de los moluscos bivalvos de la familia *Veneridae*.



1.2 Clasificación Taxonómica

Phyllum	:	Mollusca
Clase:	:	Bivalva
Subclase	:	Heterodonta
Orden	:	Veneroida
Superfamilia	:	Veneracea
Familia	:	Veneridae
Subfamilia	:	Venerinae
Género	:	<i>Venus</i>
Especie	:	<i>Venus antiqua</i>

Símiles de importancia económica de *V. antiqua*

Nombre Común	Nombre Científico
Almeja Rubia	<i>Venerupis rhomboides</i>
Almeja Babosa	<i>Venerupis pullastra</i>
Almeja Fina	<i>Ruditapes decussatus</i>
Almeja Picuda	<i>Venerupis aureus</i>
Almeja Japonesa	<i>Ruditapes philippinarum</i>

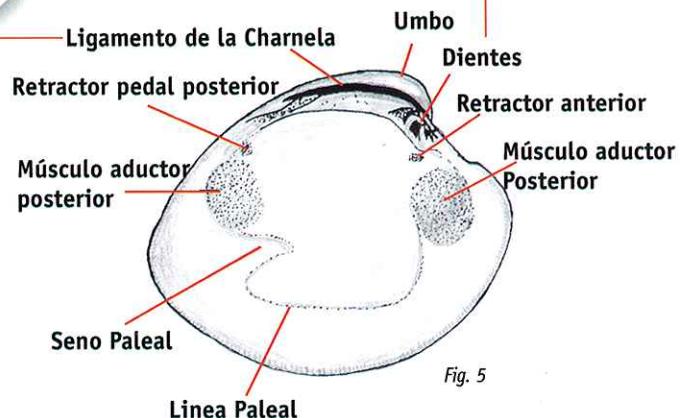
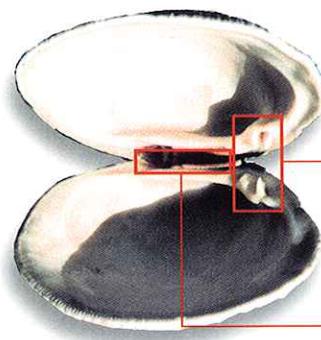
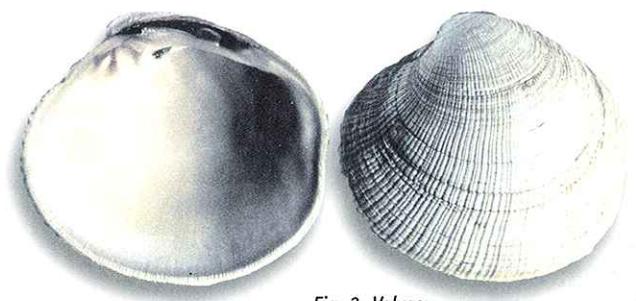
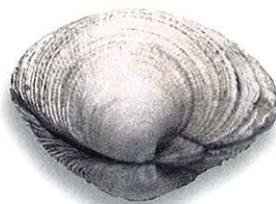
1.3. Anatomía Externa

Su cuerpo está comprimido lateralmente y se encuentra protegido por una concha formada por dos valvas simétricas de carbonato de calcio, unidas dorsalmente mediante un ligamento. La superficie externa de las valvas no presenta periostraco y está marcada por un relieve formado por estrías transversales y concéntricas; su color es gris ceniza y dependiendo del sustrato adquiere tonalidades rojizas y a veces las estrías concéntricas son de color azul (Fig. 2, Fig. 3).

La charnela posee tres dientes cardinales en cada valva, el mediano bifido. Hay sólo un diente lateral anterior, atrofiado sobre la valva izquierda (Fig. 4).

El seno paleal es corto, profundo y anguloso, dirigido hacia arriba, alcanzando solo a un tercio de la longitud de la concha (Fig. 5).

Estas valvas son atraídas una hacia la otra y se juntan por acción de dos grandes músculos llamados aductores, cuya función es antagónica a la del ligamento articular, que tiende a juntar las porciones dorsales de las valvas a la vez que separar las ventrales (Bustos, 1985).

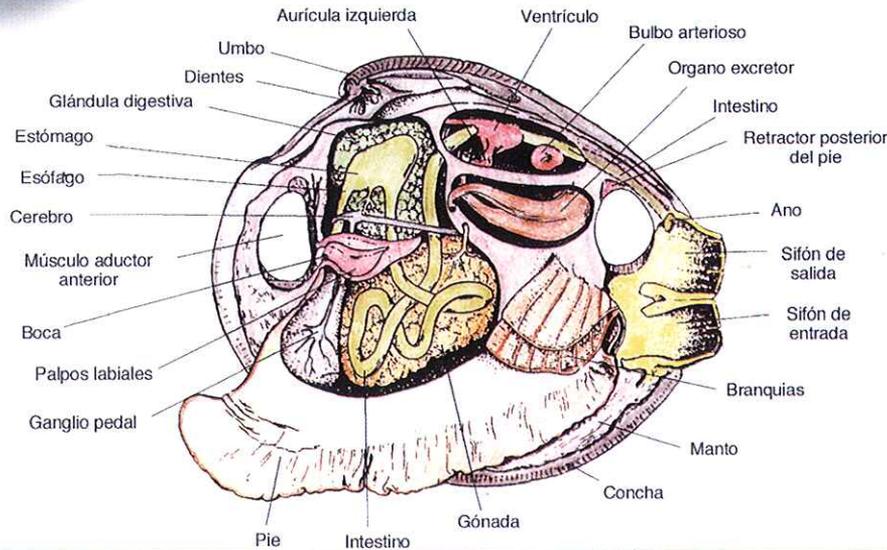


1.4. Anatomía de Partes Blandas



Fig. 6
Partes blandas
de *Venus antiqua*

Fig. 7
Corte longitudinal de
una almeja, mostrando
los principales órganos
y sistemas
(Fuente: Ville, 1996)



En una descripción generalizada de los animales pertenecientes a la clase bivalvia, se podrían mencionar las siguientes estructuras blandas:

- Pie, masa carnosa lateralmente comprimida (en forma de hacha) que sirve al animal para apoyarse sobre el sustrato.

- Masa Visceral, la cual se encuentra sobre el pie y encierra a la mayoría de los órganos y sistemas del animal.
- Manto, capa de tejido más o menos gruesa que cubre la masa visceral y tiene como función secretar la concha y otras estructuras duras.
- Branquia, cuya función está asociada a la respiración y se encuentra en la cavidad del manto.

La cabeza se encuentra reducida sólo a la abertura bucal y las branquias están enormemente desarrolladas pues han adquirido, en la mayor parte de las especies, la función de recolectar el alimento además de la respiratoria (Bustos, 1985) (Fig. 6, Fig. 7).

En la masa visceral se ubican los diferentes órganos o sistemas funcionales que tienen los organismos.

1.5 Fisiología

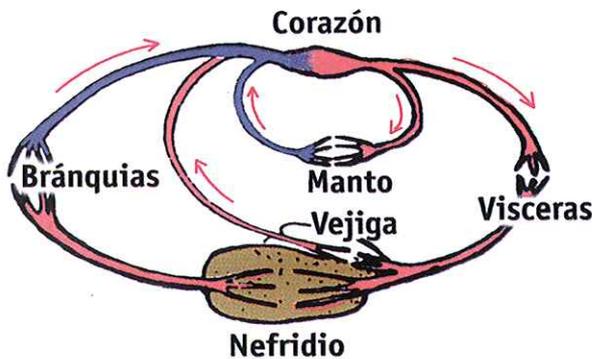


Fig. 8 Sistema circulatorio de la almeja dulceacuicola *Anodonta sp.*
(Fuente: Barnes, 1989).

1.5.1 Sistema Digestivo

El sistema digestivo está compuesto por palpos labiales, un esófago corto, estómago, intestino alargado que atraviesa la cavidad pericárdica y un recto que se abre en el sifón exhalante (Bustos, 1985).

1.5.2 Sistema Respiratorio

La función respiratoria la cumple las branquias junto con el manto. El agua entra por el sifón inhalante, pasa a la cavidad del manto donde se ubican las branquias, estructura bilaminar con

numerosos tubos acuíferos. En ellas se produce el intercambio de gases, a medida que el agua circula hacia la cámara suprabranquial, ubicada dorsalmente. Esta cámara está conectada con el sifón exhalante, por donde sale el agua al medio (Bustos, *op.cit.*).

La mayoría de los bivalvos no presentan pigmentos respiratorios, sólo algunos tienen hemoglobina. Así, la cantidad de oxígeno que circula es muy baja si se compara con otros moluscos (Bustos, *op.cit.*).

1.5.3 Sistema Circulatorio

En las almejas existe un sistema circulatorio abierto muy simple; esto significa que en algunas áreas del organismo, la sangre no circula por vasos sanguíneos, sino se pone en contacto directo con los tejidos, en zonas denominadas "senos tisulares".

El sistema circulatorio está compuesto por un corazón de posición dorsal, compuesto por dos aurículas y un ventrículo ubicado en la cavidad pericárdica. Del ventrículo la sangre pasa

a los senos tisulares (estómago, pie, manto, intestino, recto) va al riñón y branquia, volviendo a la aurícula del corazón (Fig. 8).

1.5.4 Sistema excretor

Este sistema está formado por dos nefridios, que corresponden a un riñón primitivo (Bustos, *op.cit.*).

1.5.5 Sistema Nervioso

El sistema nervioso está formado por tres pares de ganglios: el cerebral, el pedal y el visceral. Cada par de ganglios está unido por una comisura, existiendo también las comisuras cerebro-pedia y cerebro-visceral, además de las inervaduras hacia los distintos órganos (Bustos, *op.cit.*).

En el margen del manto, sobre todo en el pliegue medio, se encuentran casi todos los órganos sensoriales de las almejas. Además hay dos estatocistos (cuyo rol es el equilibrio) en el pie cerca o dentro de los ganglios pedales, pero inervados por los ganglios cerebrales (Barnes, 1989).

1.5.6 Sistema Reproductor

Las almejas son especies con sexos separados. A diferencia de otros moluscos, cuyos sexos se distinguen macroscópicamente por el color que adopta el manto al ser invadido por gametos como en el caso de choritos, ostiones y otros, esta especie no presenta características externas que posibilite diferenciar los sexos a simple vista.

La gónada es visible desde el primer año de vida y se ubica entre el hepatopáncreas y el pie, envolviendo completamente la masa visceral, además se encuentra atravesada por el tubo digestivo.

1.5.7 Reproducción y Desarrollo

Estructura de la Gónada y Ciclo Reproductivo

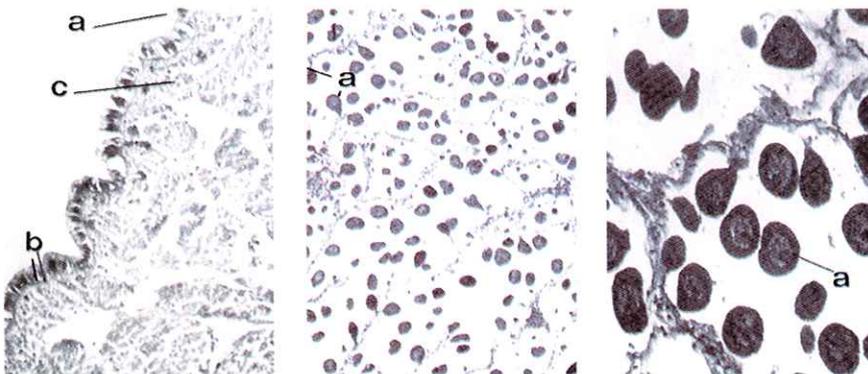
Lozada y Bustos (1984), realizaron un estudio histológico del ciclo reproductivo de *Venus antiqua* provenientes del Banco San Antonio, Bahía Ancud, Chiloé. Observaron que la gónada está formada por la pared gonadal y el estroma gonádico.

El estroma contiene el tejido reproductivo propiamente tal, el que corresponde a los folículos tubulares y además contiene tejido conectivo. La pared de los folículos tubulares, está formada por células pavimentosas y células madres, que por mitosis dan origen a células foliculares y gonias. Hacia el lumen o centro de los folículos tubulares se produce la gametogénesis que en machos originan los espermatozoides y en hembras a los ovocitos (Fig. 9).

En relación al ciclo reproductivo (Fig. 10) los autores identificaron cuatro estados gonadales definidos como:

- **Estado 0.** Inmaduro.
- **Estado 1.** Premaduro.
- **Estado 2.** En maduración.
- **Estado 3a.** Maduración Máxima.
- **Estado 3b.** Evacuación.
- **Estado 4.** Post-evacuación.

Fig. 10
Cortes microscópicos
de tejido gonadal de *V. antiqua* (Fuente: Lozada, Bustos, 1984)



Estructura histológica de la Gónada (40x).

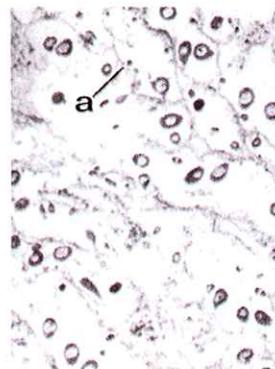
- a) Epitelio monoestratificado
b) Tejido muscular
c) Estroma Gonádico

Hembra en maduración (100x)
a) Ovocitos pedunculados (Estado 2)

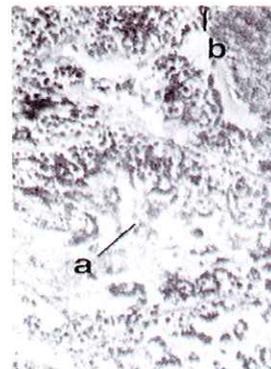
Hembra en madurez máxima (400x).
a) Ovocitos en el centro de los folículos (Estado 3a)



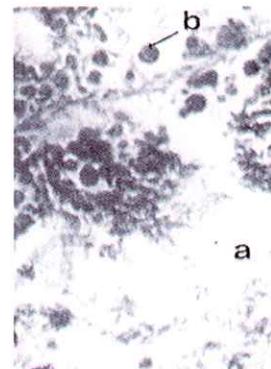
Macho en madurez máxima (400x) Estado 3a
a) Paquetes de espermios llenando todos los folículos



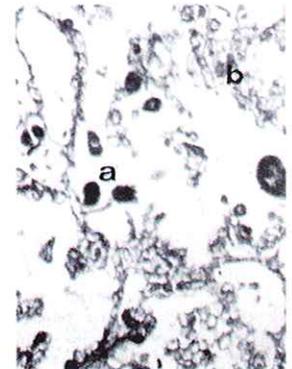
Hembra en Evacuación (100x) Estado 3b
a) Foliculos de paredes elásticas y rotas



Macho en Evacuación (100x) Estado 3b
a) Espermios
b) Amebocitos



Macho en Evacuación avanzada (400x) Estado 3b
a) Espermios
b) Amebocitos



Hembra en post-evacuación (400x) Estado 4
a) Ovocitos residuales
b) Foliculos desintegrados



Fig. 9 Esquema de los constituyentes celulares de la gónada de *Venus antiqua*.

Estos estados gonadales fueron estudiados a través del año, y fue posible distinguir un extenso período de máxima actividad reproductiva, con desoves importantes, en agosto, diciembre, enero y abril. Durante ese período, parte de los ejemplares adultos de la población desovaban más de una vez, debido a que sus gónadas experimentan una rápida recuperación después de la evacuación (Fig. 11).

La máxima actividad gametogénica observada en esos períodos ha sido descrita también en otros invertebrados acuáticos y se relaciona con las mayores temperaturas del agua, la cual ejerce una gran influencia en las épocas de reproducción de estos animales.

No fue posible observar en *V. antiqua* un claro período de reposo sexual, por el contrario, su máxima actividad reproductiva es seguida de un corto período de mínima actividad (mayo-junio) donde la mayor parte de la población se encuentra iniciando un nuevo ciclo.

Desde el punto de vista ecológico, el amplio período de reproducción y los desoves consecutivos que presenta la población de *Venus antiqua*, son aspectos importantes para asegurar una renovación más rápida de la población.

Proporción Sexual

La población presenta durante el año una proporción sexual de 1:1. Lo mismo determinaron Gallardo y Weber, 1996.

Tallas de Primera Madurez Sexual

Las tallas mínimas de la primera madurez sexual se estimaron mediante observación histológica en 32,4 mm para machos y 33,0 mm para hembras.

La primera evacuación de gametos (desove) ocurre a la longitud mínima promedio de 46,9 mm en machos y 48,3 mm en hembras.

Fecundidad de *Venus antiqua*

La fecundidad potencial de esta especie o el número total de ovocitos posibles de ser evacuados por un individuo durante el desove, se determinó por recuento al microscopio de los ovocitos maduros contenidos en los folículos gonadales.

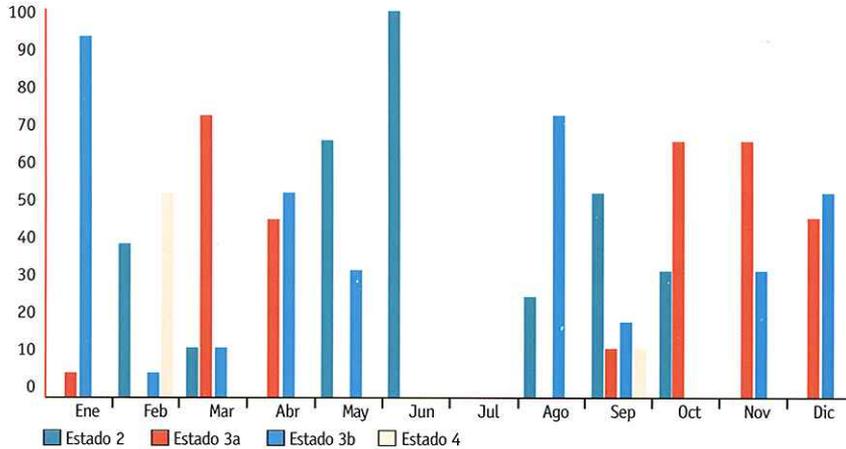
Los valores resultantes fueron muy variables, fluctuando entre $3,092 \times 10^6$ y $14,482 \times 10^6$ ovocitos por hembra.

Al relacionar la fecundidad con el volumen de la gónada se determinó la existencia de una relación directa entre ambos parámetros.

Fig. 11
Actividad reproductiva de *V. antiqua*

(Fuente: Lozada y Bustos, 1984)

El gráfico indica que se producen desoves importantes en los meses de Agosto, Diciembre - Enero y Abril, existiendo también individuos en primer desove entre los meses de Diciembre - Enero, además se observa claramente una mínima actividad correspondiente al estado 2 entre los meses de Mayo-Junio.



Ciclo de Vida

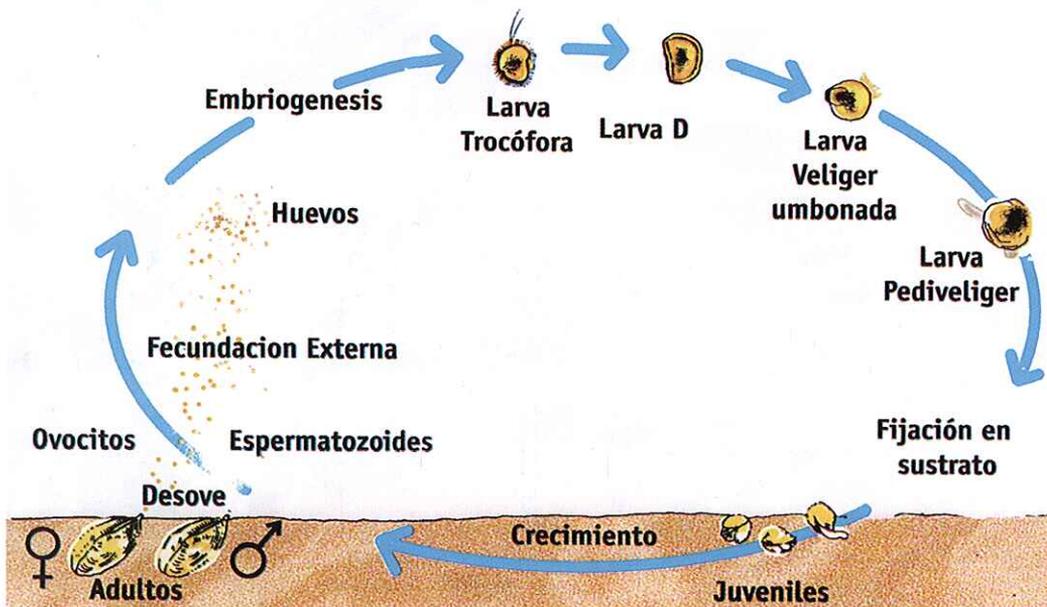


Fig. 12 Ciclo de vida de *Venus antiqua*

En los períodos de desove, se liberan los gametos al medio natural donde se produce la fecundación, desarrollándose una larva trocófora ciliada de nado libre. Esta larva se transforma posteriormente en larva D, un tipo de veliger (debido a que presenta velo) cuya principal característica es la charnela recta.

Cuando se le desarrolla el umbo, se convierte en una larva veliger umbonada. Después, durante su crecimiento, adquiere distintas características hasta convertirse en una larva pediveliger, la que además de presentar velo, tiene un pie.

Luego de algún tiempo en la columna de agua sufre la metamorfosis, pasando de una vida pelágica a una bentónica, con aspecto de juvenil, el cual ya presenta todas las características del adulto.

1.5.8 Crecimiento

El crecimiento se ha definido como el cambio en tamaño de un organismo a través del tiempo. Entre los factores que influyen en este parámetro y su variación en el tiempo se encuentran la temperatura, alimentación, densidad poblacional y el tipo de sustrato.

Un estudio realizado por **Bustos et al.** 1981, entrega información sobre la relación existente entre el crecimiento de la especie y los diferentes tipos de sustratos en los que vive.

La experiencia se realizó con almejas de 15 mm dispuestas en cajas con 130 individuos cada una, utilizando cuatro tipos de sustratos:

- Sustrato A: Conchuela
- Sustrato B: Arena gruesa
- Sustrato C: Arena media
- Sustrato D: Arena fina

El sistema completo se instaló en el submareal del Banco San Antonio, Bahía Ancud, Isla de Chiloé.

Al comparar las curvas de crecimiento entre sí, se revelan diferencias significativas, que indican

que en sustrato de conchuelas el crecimiento de *V. antiqua* es más rápido. Aparentemente este sustrato favorece el crecimiento, por estar constituido en gran parte por carbonato de calcio. Además características de mayor porosidad y permeabilidad de sustratos de conchuelas y arena gruesa, favorecen la obtención de alimento por parte de las almejas, lo que permite un ahorro de energía, factible de utilizar en crecimiento.

En aquellos sustratos constituidos principalmente por arena fina, se presentó un bajo crecimiento, de lo cual se deduce que no son los más adecuados para la crianza de esta especie. Una de las razones es que este tipo de sustrato es más compacto, lo que dificulta a los organismos abrir sus valvas, sacar sus sifones y alimentarse.

En cuanto a las diferencias observadas a través del tiempo para los cuatro tipos de sustrato: durante los meses de primavera-verano, la almeja crece rápidamente, pero en el período de abril a junio, el ritmo decrece considerablemente, e incluso cesa.

Sustrato	Longitud total (mm)	Equación
Conchuela	$L_t=70,06$	$(1-e^{-0,3291476(t+0,25088381)})$
Arena gruesa	$L_t=72,85$	$(1-e^{-0,237121(t+0,2814963)})$
Arena media	$L_t=72,25$	$(1-e^{-0,2185891(t+0,3042329)})$
Arena fina	$L_t=75,85$	$(1-e^{-0,1523802(t+0,69139251)})$

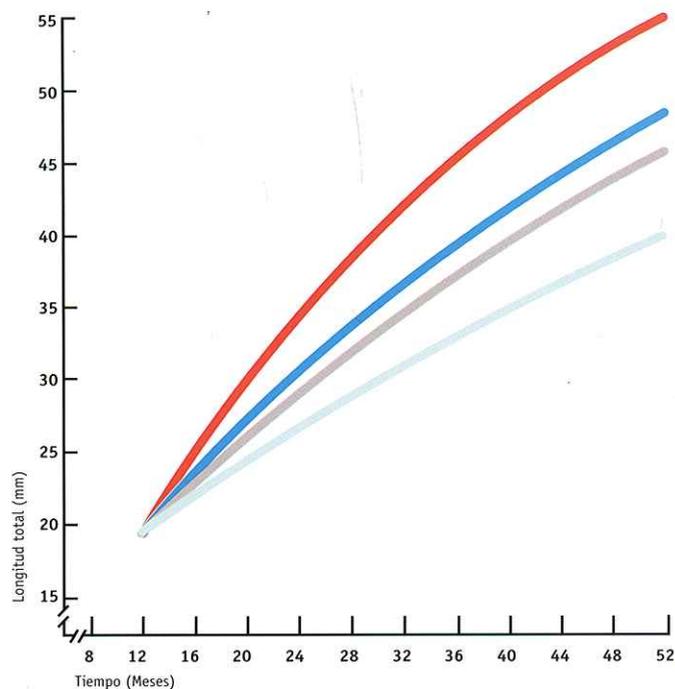


Fig. 13 Curvas de Crecimiento para *V. antiqua* en los distintos tipos de sustratos (Fuente: **Bustos et al.**, 1981)

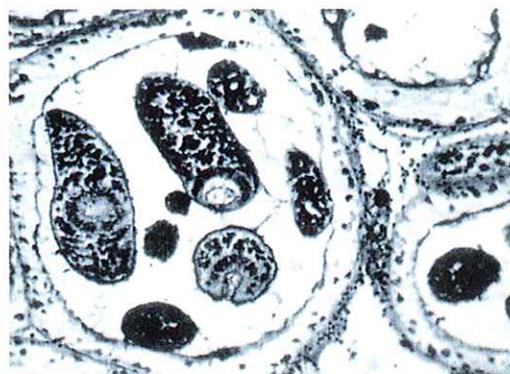
Depredadores



Algunos de los depredadores de *V. antiqua*: especies de cangrejos, jaibas, aves marinas, estrellas de mar y gastrópodos (entre ellos el loco).

Parasitismo

Se ha observado parasitismo de las gónadas de *V. antiqua* por cercarias de tremátodos (**Bustos et al.**, 1981) interfiriendo en el ciclo gonadal normal del animal. El parasitismo puede producir la esterilización del huésped, fenómeno que se ha observado en otros moluscos.



Estados inmaduros de tremátodos en folículos gonadales (Fuente: **Bustos et al.**, 1981)

1.6 Alimentación

Contenido Gástrico de *V. antiqua*

Detritus	Diatomeas	Restos de Dinoflagelados
Restos Crustáceos	<i>Skeletonema</i> sp.	<i>Dinophysis</i> sp.
Restos Vegetales	<i>Melosira</i> sp.	<i>Cerathium</i> sp.
Restos Algas	<i>Coscinodiscus</i> sp.	<i>Peridinium</i> sp.
Espículas	<i>Rhizosolenia</i> (restos)	<i>Noctiluca</i> sp.
Partículas orgánicas	<i>Thalassiosira</i> (sp)	<i>Pyrocystis</i> sp.
Huevos (no ident.)	<i>Diatoma pumila</i>	Ciliados
Huevos Moluscos y	<i>Thalassiothrix</i> sp.	No identificados
Gastrópodos	<i>Pleurosigma</i> sp.	Tintinidos
Larvas Crustáceos	<i>Nitzschia</i> sp.	<i>Helicostomella</i>
Larvas bivalvos	<i>Pinnularia</i> sp.	Protozoos
Larvas Veliger (temprana)	<i>Grammatophora</i> sp.	No identificados
Bacteria (<i>Spirilo</i>)	<i>Diploneis</i> sp.	Esporozoos
Cianofitas:	<i>Cocconeis</i> sp.	<i>Distephanus</i> sp.
<i>O. stigonemales</i>	Diatomea pennal no identificada: 7 spp.	Foraminíferos
Clorofitas:	Diatomea central no identificada	
<i>O. chlorococcales</i>		
<i>O. zygematales</i>		
Feofitas:		
<i>O. ectocarpales</i> (Esporas)		
Esporas Algas		

La almeja es un animal principalmente micrófago o sea se alimenta de partículas pequeñas. Además es eurífaga, es decir, presenta un amplio espectro de presas y es integrante de una cadena alimenticia corta. La captura del alimento se hace por filtración. **Bustos et al** (1981), estudiaron el contenido gástrico de *V. antiqua*, encontrando las especies nombradas en el recuadro de la izquierda.

Mecanismo de alimentación

El alimento ingresa al organismo a través del sifón inhalante o en forma directa debido a la abertura de las valvas. Estas partículas son colectadas y tienen una primera selección por tamaño en la branquia, donde son envueltas por una fibra mucosa. Las de gran tamaño son transportadas hacia la cavidad del manto y las de pequeño tamaño hacia los palpos labiales donde se produce una segunda selección. En esta estructura hay nuevamente selección por tamaño, las grandes son llevadas hacia la cavidad del manto, para ser expelidas como pseudoheces hacia el exterior, por medio del movimiento de las valvas o en la mayoría de los casos a través del sifón inhalante. Las partículas de pequeño tamaño se dirigen hacia la boca (Fig. 14).

De la boca el alimento pasa al esófago e ingresa al estómago. La cinta mucosa que trae retenido

el alimento, al ponerse en contacto con el pH bajo que presenta el estómago, libera las partículas alimenticias al degradarse el mucus.

El estómago presenta el saco del estilete que secreta el estilo cristalino, el que durante su formación va incorporando enzimas amilolíticas que también son secretadas por este saco. El saco del estilete presenta en su parte interna cilios en movimiento, que producen la constante rotación del estilo cristalino (Fig. 15). Esta rotación tiene tres funciones: atraer las fibras mucosas hacia el estómago, liberar las enzimas que lo componen mediante una acción abrasiva con el escudo gástrico y finalmente lanzar en forma continua el material alimenticio, parcialmente digerido hacia la zona de clasificación. Es en el estómago donde se produce digestión extracelular.

En la zona de clasificación son separadas las partículas mayores, siendo enviadas directamente al intestino, las partículas finas más el líquido que contienen los productos de la digestión son transportados hacia la glándula digestiva, en la cual se produce la absorción y digestión intracelular. Los desechos son conducidos al intestino en forma independiente evitando el contacto con el contenido gástrico. Una vez en el intestino los desechos son eliminados por el sifón exhalante en forma de heces.

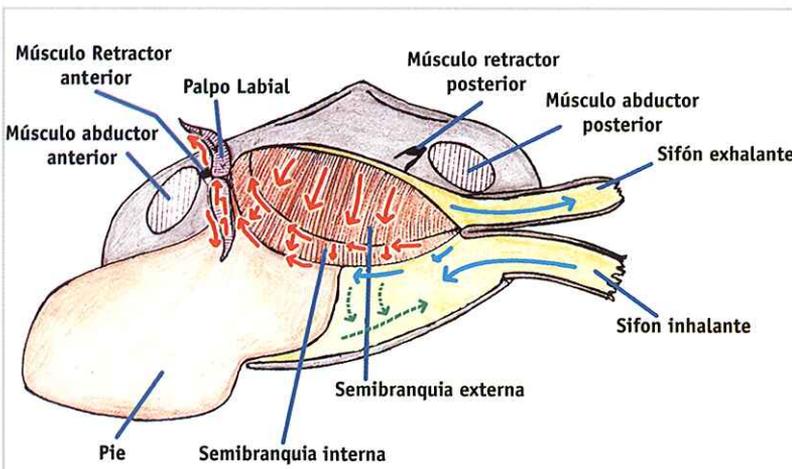


Fig. 14 Vista lateral izquierda de un bivalvo mostrando el flujo ciliar.

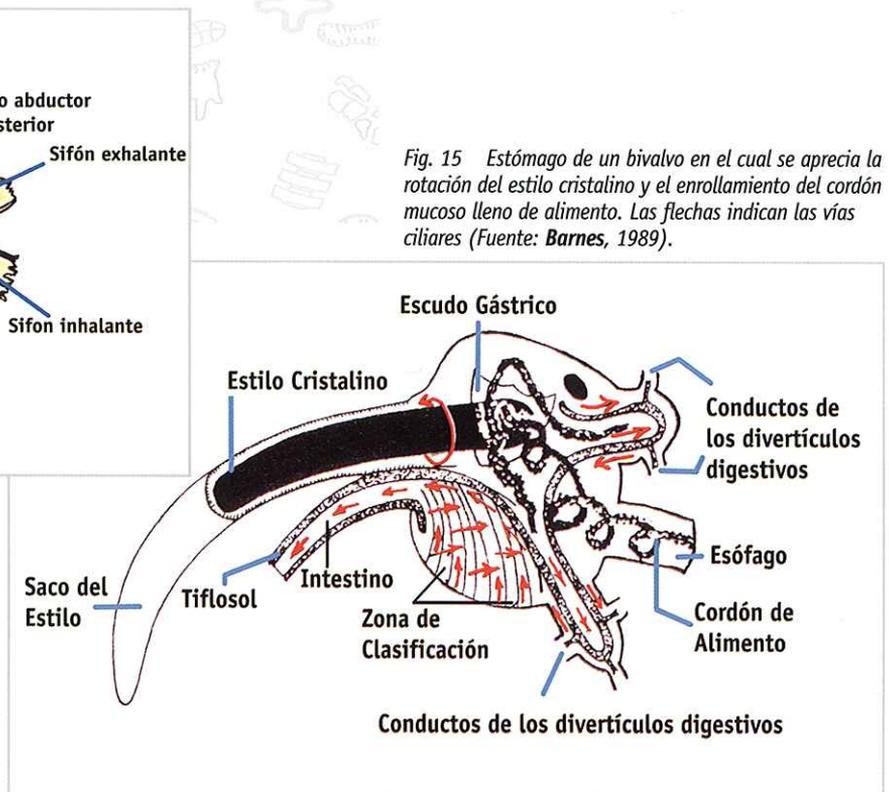


Fig. 15 Estómago de un bivalvo en el cual se aprecia la rotación del estilo cristalino y el enrollamiento del cordón mucoso lleno de alimento. Las flechas indican las vías ciliares (Fuente: Barnes, 1989).

En el estudio que da origen a este manual se desarrollaron investigaciones específicas en los siguientes temas: acondicionamiento de reproductores, desove y fertilización, cultivo de larvas, metamorfosis, cultivo postlarval, cultivo de semilla y engorda en el medio natural.

Las actividades en hatchery e invernadero fueron desarrolladas en el Centro Tecnológico para la Acuicultura - Putemún, ubicado en el Estero Castro (42° 25' S: 45° 30' W) y dependiente de la División de Acuicultura del Instituto de Fomento Pesquero, mientras que las experiencias de engorda de semilla se desarrollaron en una playa intermareal de Paildad, 15 kilómetros al norte de Queilen, Isla de Chiloé.



2.1 Requerimientos Generales para el Cultivo de Almejas en Hatchery e Invernadero

2.1.1 Instalaciones e Infraestructura

Las instalaciones necesarias para realizar el cultivo de almejas en condiciones controladas y semicontroladas son:

- Sala de acondicionamiento de Reproductores
- Sala de cultivo de larvas
- Sala de cultivo de post-larvas
- Sala de cultivo de microalgas
- Laboratorio (equipos, ópticos y de análisis)
- Invernadero o Nursery, con estanques de cultivo.
- Sala de máquinas con caldera, intercambiador de calor, grupo electrógeno, blower, bombas.

2.1.2 Abastecimiento de Agua

La calidad de agua es uno de los factores determinantes en un hatchery, ya que de ella dependerá en gran medida el buen desarrollo de los organismos que se cultivan. Para obtener una buena calidad de agua en el cultivo de almejas, se deben eliminar las partículas en suspensión, lo cual se consigue con estanques de decantación (Fig. 17).

Posteriormente, el agua se

hace pasar por filtros de arena (Fig. 16), los cuales logran retener partículas mayores a 50 μ .

El agua que se destina a las salas de acondicionamiento de reproductores, cultivo de larvas y postlarvas, requiere de una filtración más fina, para lo cual se utilizan filtros de cartuchos o cartridge, los que se colocan en serie en orden decreciente de mayor a menor, hasta obtener un filtrado que retenga partículas mayores a 1 μ .

Una vez filtrada el agua, se requiere de un proceso de esterilización, para eliminar posibles microorganismos presentes en el agua.

El método de esterilización utilizado en el cultivo de almejas, es por luz ultravioleta, cuya eficacia se basa en su poder letal sobre los microorganismos (Fig. 18).



Fig. 16 Filtros de Arena

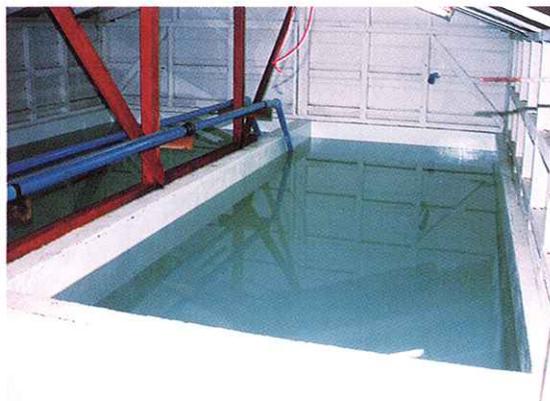


Fig. 17: Estanques de decantación (10.000 l)

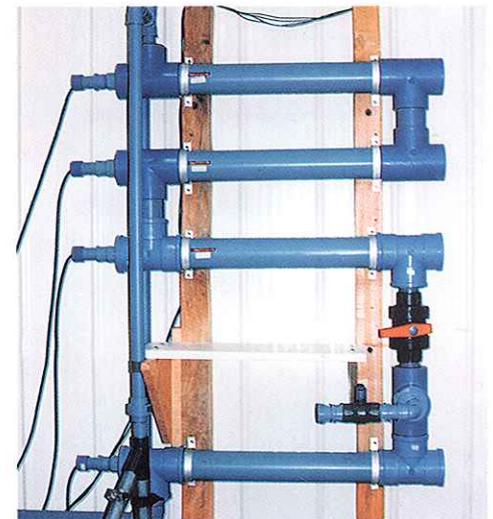


Fig. 18 Esterilizador UV

2.1.3 Alimento

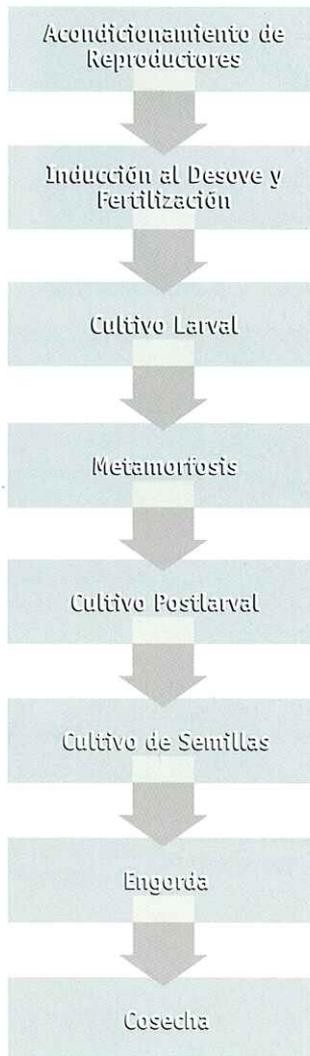
El alimento utilizado en este cultivo consiste en microalgas de las especies *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis*.

En el Centro Tecnológico para la Acuicultura se utilizan por lo general mezclas de las dos especies de microalgas ya nombradas, habitualmente en una proporción de 1:1, variando el contenido de proteínas según los requerimientos del cultivo.

El cultivo de microalgas, está detalladamente explicado en el Manual para la Producción de Microalgas, realizado por la División de Acuicultura del IFOP (Proyecto FONDEF D96I1101).

Las principales etapas de que constan el cultivo de almejas, como para la mayoría de los moluscos, son las siguientes:

Etapas de Cultivo



El Centro Tecnológico para la Acuicultura, Putemún, del IFOP, cuenta con toda la infraestructura y equipamiento necesario para la producción masiva de microalgas:



Fig. 19 Cepario cultivo de Microalgas

Cepario, sala donde se mantiene un stock variado de diversas cepas de microalgas, bajo condiciones necesarias de luz, temperatura y nutrientes.

Sala de Cultivo Intermedio, donde se cultivan microalgas en matraces desde 200 ml hasta un volumen de 2000 ml.



Fig. 20 Matraces de cultivo intermedio de microalgas

2.2 Acondicionamiento de Reproductores

Para la obtención de larvas y juveniles en laboratorio es necesario contar con gametos de buena calidad, los que provienen de ejemplares sexualmente maduros.

Como el período en el cual es posible encontrar ejemplares maduros en el medio ambiente corresponde principalmente a la época primavera-verano y el grado de maduración no es homogéneo entre los diferentes ejemplares, se generó un sistema que permitiera la maduración y mantención de reproductores de almeja *Venus antiqua*, en condiciones controladas.

El sistema de acondicionamiento desarrollado para almejas consiste en un circuito cerrado de tipo "up-welling" (Fig. 21). Allí los reproductores se depositan en tubos de PVC, de alrededor de 30 cm de largo,

en cuyo fondo se dispone una tapa con una malla de 1,5 centímetros de trama. Esto permite mantener a los reproductores con un flujo ascendente de agua y alimento por el interior del tubo. Estas unidades de PVC son suspendidas en estanques de 100 l, dejando aproximadamente 5 cm del tubo por sobre la superficie del agua, con un rebalse de 1/2 pulgada tal como se muestra en la Fig. 21.

La alimentación que reciben los reproductores durante este período de acondicionamiento, consiste en una mezcla de microalgas (*Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis*) en proporción de 1:1, administrada en forma diaria en una concentración de 200.000 células/ml. Cada dos días el agua es renovada totalmente en el sistema de acondicionamiento, mo-

Sala de Cultivo Masivo, corresponde a la etapa final del cultivo. Las microalgas son cultivadas en mangas de 15 lt o cilindros de 200 lt, para luego ser entregadas como alimento para los diversos cultivos larvales o para el acondicionamiento de reproductores.

mento en el cual se aprovechan de limpiar y desinfectar todos los materiales que lo componen (bomba sumergible, mangueras, tubos de PVC, etc.) utilizando un detergente neutro biodegradable, abundante agua y algunos materiales como escobillas y esponjas. Los reproductores se lavan con agua de mar filtrada, para eliminar restos de microalgas y materia orgánica adheridas a sus conchas.

Inicialmente los reproductores son mantenidos a temperaturas similares a las del medio natural, gradualmente se va elevando la temperatura del agua hasta alcanzar los 19°C.

El período de acondicionamiento lleva aproximadamente 45 a 60 días para reproductores en estado inmaduro o premaduro.

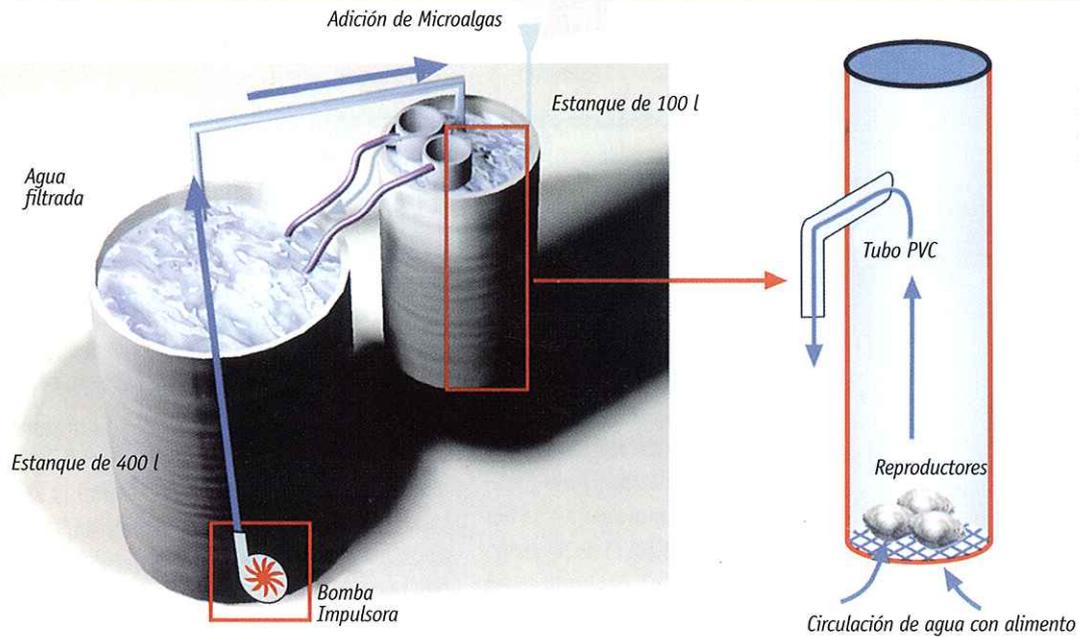


Fig. 21
Sistema de Acondicionamiento de Reproductores

2.3 Inducción al Desove

Para la inducción al desove se utiliza la técnica de shock térmico, la cual consiste en someter a los ejemplares previamente seleccionados a cambios bruscos de temperatura, provocando así un estrés, el que ocasiona la emisión de gametos de los reproductores (Fig. 22).

La selección de reproductores se realiza con agua de iguales características, pero a 23 °C de temperatura. Estos cambios bruscos de temperatura se efectúan por un periodo de 3 horas

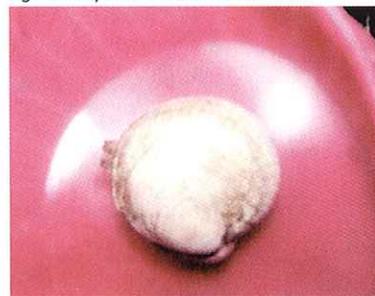
períodos de desove).

Los reproductores seleccionados deben estar con sus conchas libres de impurezas, posteriormente son colocados individualmente en bandejas con agua de mar filtrada a 1 μ , esterilizada y a temperatura ambiente. Luego de 30 minutos se trasladan a otro recipiente con agua de iguales características, pero a 10 °C de temperatura. Después de 30 minutos se trasladan a otro recipiente con agua de iguales características, pero a 23 °C de temperatura. Estos cambios bruscos de temperatura se efectúan por un periodo de 3 horas

aproximadamente, tiempo en el cual se produce el desove de los ejemplares.

Por lo general, los ovocitos son evacuados en forma aglomerada. Al microscopio (aumento 10x) presentan un aspecto granuloso, coloración blanquecina y tamaño entre 60 y 65 μ . Los espermios son emitidos mediante un suave chorro de aspecto lechoso que enturbia rápidamente el agua.

Fig. 22 Reproductor en Desove



Evaluación microscópica de los gametos

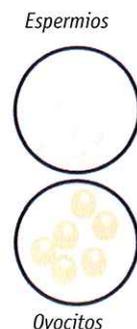
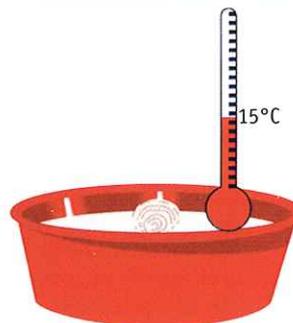
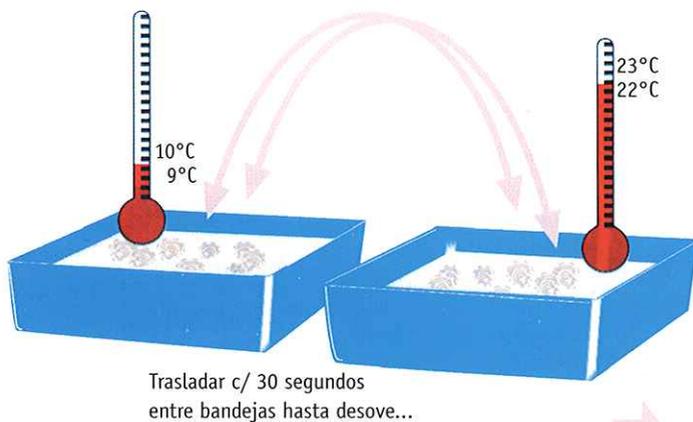


Fig. 23
Procedimiento de Inducción al Desove

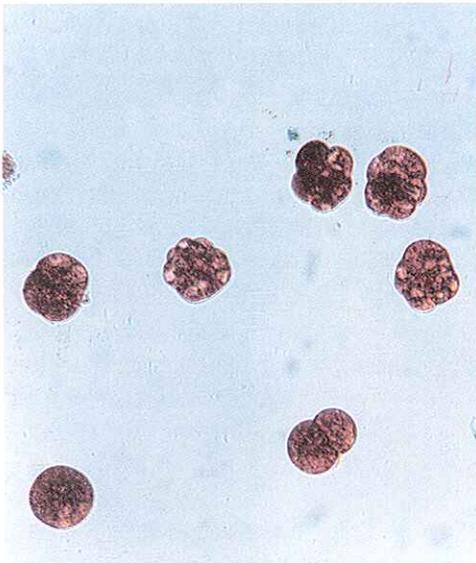


Fig. 24 Distintos estados del desarrollo embrionario de *Venus antiqua*

2.4 Fertilización de Gametos

Los gametos de machos y hembras son colectados por separado y evaluados al microscopio. Se utiliza como criterio de buena calidad la esfericidad de los ovocitos y la alta movilidad de los espermios.

Los ovocitos se tamizan con una malla de 60μ . Luego son recepcionados en un recipiente con agua de mar filtrada y esterilizada a temperatura de 16°C . Por último se realiza la fertilización agregando los espermios, en relación ovocito/espermio de 1:5.

El éxito de la fertilización se verifica por la formación de la membrana vitelina, observable al microscopio aproximadamente 20 minutos después de agregados los espermios. Posteriormente se eliminan los espermios sobrantes poniendo los huevos fertilizados en un tamiz de 44μ y lavándolos suavemente con agua debidamente tratada. Los huevos retenidos en este tamiz son depositados en estanques de 500 l en densidades de 40 a 60 huevos/ml, con agua de mar filtrada y esterilizada a tem-

peratura de 16°C , dejándolos en reposo y sin alimento. En estas condiciones se realiza todo el desarrollo embrionario (Fig. 24). El primer clivaje se produce alrededor de una hora después de la fertilización, y en ella el huevo se divide en forma total y desigual.

Con temperatura de 16°C , después de 16 horas se observan las primeras larvas trocóforas, cuyo largo máximo es cercano a 70μ . 48 horas después de la fertilización se obtienen larvas de charnela recta o tipo D.



Fig. 25 Larvas Pedivelígeras de *V. antiqua* ($280 - 320\mu$), mostrando ejes para la medición de crecimiento.

2.5 Cultivo de Larvas

Una vez verificado el estado de larva D, se procede a seleccionar las larvas que se utilizarán en el cultivo. Para ello se tamiza el total de larvas en mallas de 90 , 62 y 44μ ; el primer tamiz se utiliza para retener partículas grandes que puedan haber caído en el estanque, en el tamiz de 62μ quedan retenidas las larvas normales, las cuales se cultivan; en el tamiz de 44μ se retienen ovocitos no fecundados y larvas deformes las que son eliminadas. Luego de verificar la calidad de las larvas se procede a contarlas utilizando una cámara de Sedgewick Rafter Cell para conteo de partículas y microorganismos. Se extraen tres réplicas, utilizando como número final el promedio de estas réplicas. Obtenido el número total de

larvas, se dejan en estanques de 500 lt, con agua de mar filtrada (1μ) y esterilizada con luz ultravioleta en densidades de 2 larvas/ml. A partir de esta etapa se inicia la alimentación con una frecuencia diaria, la que consiste en una mezcla de microalgas *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis* en una proporción de 1:1 a una concentración de 20.000 cel/ml.

Diariamente se deben controlar la temperatura y la alimentación; los cambios de agua y limpieza de estanques de cultivo se efectúan cada dos días y los controles de crecimiento al menos una vez a la semana.

Para evaluar el crecimiento larval se utilizan las variaciones de la longitud y la altura de

las larvas, las que corresponden a la mayor distancia de la concha en una línea paralela a la línea de la charnela y a la mayor distancia entre el umbo y el borde ventral respectivamente (Rees, 1950)(Fig. 25).

Diariamente se deben controlar los factores abióticos tales como la temperatura, salinidad y pH del agua utilizada en el cultivo, con el objeto de relacionar el cambio de alguno de éstos, con la ocurrencia de mortalidades masivas u otros problemas que se puedan presentar.

El cultivo larval es una etapa que dura aproximadamente 30 días, por lo que ya a partir del día 28, se debe estar atento a la etapa siguiente: la metamorfosis.

2.6 Metamorfosis

Una vez que las larvas alcanzan el estado de pedivelígera, (Fig. 25) se inicia el proceso de la metamorfosis, en el cual las larvas sufren un importante cambio que concluye con el paso desde una vida larval-planctónica a una vida juvenil bentónica.

Las características principales que nos indican que el proceso de metamorfosis esta cercano son:

- La disminución del tamaño del velo,
- El desarrollo del pie larval,
- La formación de septos branquiales y
- La disminución de la tasa de crecimiento.

La metamorfosis se acelera mediante

baños de una hora con Epinefrina en concentraciones de 0,005 N (Fig. 26).

2.7 Cultivo Postlarval

El proceso de metamorfosis se reconoce como terminado, con la aparición de la disoconcha, claramente distinguible de la protoconcha (primera concha de la larva), por su diferencia en la pigmentación (blanco intenso) y rápido crecimiento.

En ese momento se consideran postlarvas, las cuales son separadas de las larvas, mediante tamizado con malla de 250 μ . Una vez separadas, las postlarvas se dejan en contenedores suspendidos en estanques de 500 lt con sistema de recirculación de agua (Fig. 27), el tratamiento del agua de cultivo es igual al del cultivo larval.

Las postlarvas se alimentan diariamente con una mezcla de *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros gracilis* en una proporción de 1:1. Durante los primeros días de esta etapa la concentración corresponde a 50.000 cél./ml y durante los siguientes 30 días a 90.000 cél./ml.

Cada dos días se cambia el agua en los estanques y se limpian con agua potable y detergente neutro biodegradable. Diariamente se lavan los contenedores con la semilla, con un suave chorro de agua de mar filtrada y esterilizada (Fig. 28).

Estos procedimientos se efectúan hasta que las postlarvas alcanzan un tamaño entre los 1,5 mm a 2 mm, para lo cual transcurren 60 días aproximadamente.



Fig. 26 Baño de inducción a la metamorfosis



Fig. 27 Sistema de Cultivo Postlarval



Fig. 28 Limpieza de postlarvas

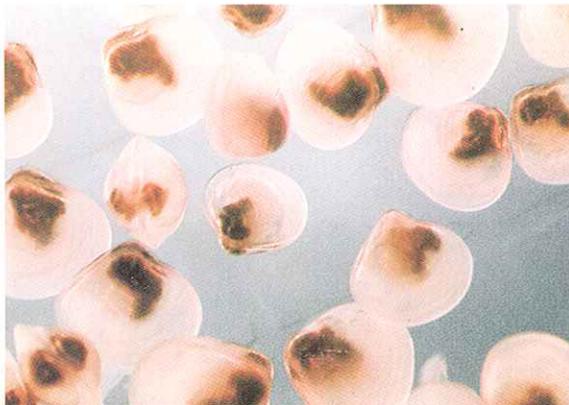


Fig. 29 Postlarvas (400 - 600 μ)



Fig. 30 Postlarvas (700 - 900 μ)

¿Porqué y cómo medir la temperatura?

La temperatura es uno de los factores más importantes para el crecimiento, ya que influye directamente en el metabolismo de la almeja. En condiciones normales de cultivo se manejan rangos óptimos entre los 16°C y 18°C. Temperaturas menores alargan los períodos de cultivo.

Para medir la temperatura se utiliza un termómetro electrónico o uno común de alcohol o mercurio.

¿Porqué y cómo medir salinidad y pH?

Las variaciones bruscas de salinidad y pH pueden influir en la muerte masiva de los organismos cultivados. Estos factores se pueden medir con un refractómetro o salinómetro, en el caso de la salinidad, y un peachímetro en el caso del pH. Los rangos que se manejan en cultivo son: Salinidad 25‰ a 35‰ y pH entre 6,8 a 7,4.



Refractómetro para medir la salinidad



pH-metro/oxigenómetro

Eléctrodo

2.8 Cultivo de Semillas

Esta etapa tiene una duración aproximada de 120 días y comprende el cultivo de una postlarva de 1,5 a 2 mm, hasta que alcanza los 6 a 10 mm.

Esta etapa es una de las más costosas en los hatcheries, desde el punto de vista económico. En ella lo más apropiado y de bajo costo, es utilizar la infraestructura de un sistema semi-controlado de invernadero o nursery, donde la densidad de los ejemplares

es la única variable sobre la cual se tiene control, la alimentación y temperatura del agua son factores que dependen del medio ambiente.

Las instalaciones del invernadero son exteriores al laboratorio y consisten en un sistema de flujo abierto donde el agua de mar llega al sistema sin previa filtración. Las semillas son puestas en bandejas plásticas (35 cm, largo x 28 cm, ancho x 13 cm, alto), con

sustrato de arena gruesa (diámetros entre 600 a 1000 μ) de 10 cm de alto. A su vez estas bandejas se colocan dentro de una batea de fibra de vidrio (2,5 m largo x 0,7 m ancho x 0,25 m alto).

La batea de fibra y las fuentes con la semilla deben ser lavadas periódicamente.

Cultivo de Semillas en Nursery ("Engorda Semi-Controlada")

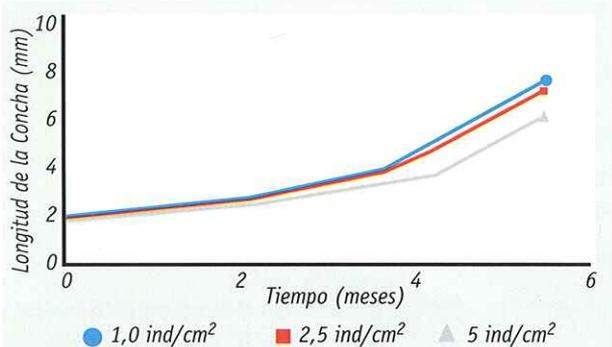
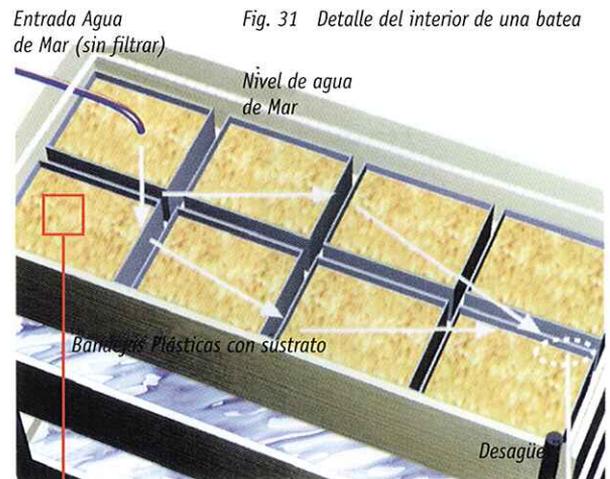


Fig. 33 Crecimiento de presemilla de Almeja en el invernadero. Las densidades corresponden a fuentes con 1000, 2500 y 5000 individuos (cada línea es el promedio de 3 réplicas).



Fig. 32 Presemillas de *V. antiqua* (1.000 μ) en sustrato arenoso

Procedimiento para limpiar las bandejas de cultivo de semillas

- Sacar cuidadosamente las bandejas de la batea.
- Extraer el agua sobrenadante utilizando un tamiz para evitar perder las semillas y sustrato (Fig. 34).
- Incorporar nuevamente agua de mar a las bandejas y repetir el procedimiento.

El Objetivo es eliminar el fango de la bandeja el cual podría generar la formación de un sedimento anóxico, de características nocivas para la sobrevivencia de organismos.

Frecuencia: Este procedimiento se realiza cada 2 días y debe ser efectuado con delicadeza.

Procedimientos para limpiar las bateas

- Se extraen todas las bandejas de su interior.
- Se vacía y escobilla con detergente neutro y agua dulce.
- Se enjuaga con abundante agua.

El objetivo es eliminar la película de diatomeas adherida a la superficie de la batea.

Frecuencia: Este procedimiento se realiza 1 vez a la semana.



Fig. 34
Limpieza de Postlarvas

2.9 Engorda en el medio Natural (Playa intermareal)

Cuando las semillas alcanzan un tamaño entre 6 y 10 mm, puede darse inicio a la etapa de cultivo de engorda. Para la elección del sitio de siembra se considera las siguientes variables:

- Playa con pendiente suave y fácil acceso.
- Lugar más o menos protegido.
- El sustrato debe tener las características de grava entre 2,0 a 2,5 mm de diámetro.
- Se recomienda no utilizar playas con sustratos fangosos debido a que la almeja perdería su color blanquecino característico, adquiriendo tonalidades marrones propias de esos sustratos, (tanto en la concha como en las partes blandas), lo cual disminuiría su valor

comercial; además bajaría su tasa de crecimiento.

Procedimiento de siembra

Una vez disponible el lugar, se procede a prepararlo para la siembra. Es recomendable realizar los trabajos durante el período en el cual baja la marea.

El sustrato se debe ablandar, y para esto es conveniente voltearlo con la ayuda de palas y arados. Durante este procedimiento es importante eliminar los cangrejos presentes en el área.

Luego se deben delimitar los cuadrantes donde se siembran las almejas, lo que se puede efectuar con tabloncitos de madera. Los cuadrantes pueden ser de 1 m² ó más, dependiendo del nivel de producción.

La densidad óptima de siembra por cuadrante es de 200 individuos/m².

La siembra se realiza directamente en el sustrato (Fig. 35).

El control de esta etapa se realiza semanalmente, con el objeto de medir crecimiento y limpiar la playa de cangrejos y macroalgas que pudieran afectar a las almejas.

La figura 36 muestra el crecimiento de las semillas de almejas cultivadas en una playa intermareal de la localidad de Paildán a 15 km al norte de Queilen, en la Isla de Chiloé. En ella se muestra que después de los 15 meses, se alcanza la talla comercial para mercados europeos (35mm).



Fig. 35 Siembra de semillas en playa intermareal

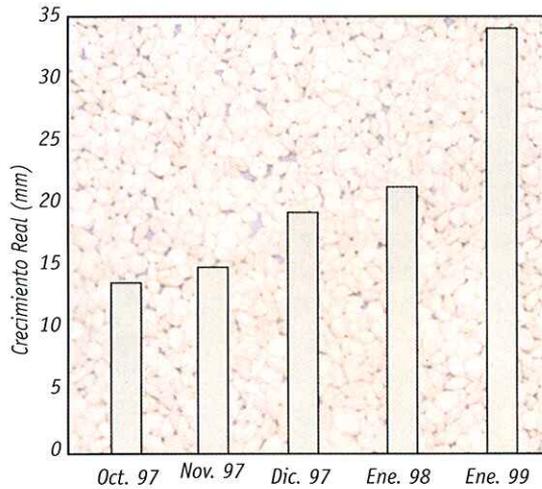
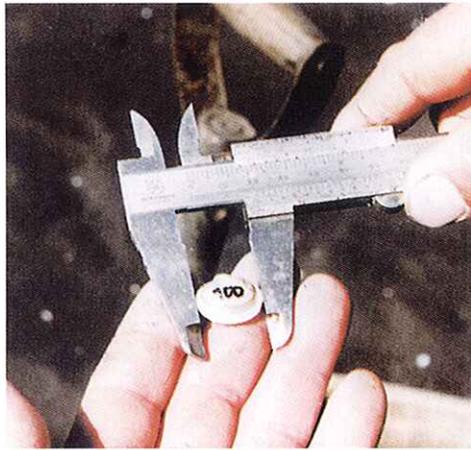


Fig. 36

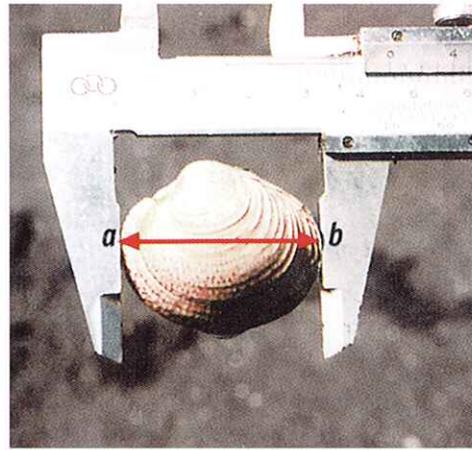
Crecimiento de semillas de almejas cultivadas en playa intermareal.

La talla inicial promedio fue de 13,80 mm en el eje a-b (fig. 37b), y la densidad utilizada fue de 200 individuos/m².

Fig. 37
Crecimiento de *V. antiqua* en playa intermareal



a) Después de 2 meses (20mm)



b) Después de 15 meses (35mm)

2.10 Cosecha

Una vez que la población en cultivo alcanza el tamaño requerido por los mercados extranjeros, la que va desde 35 a 55 mm, se procede a la cosecha, la cual se realiza manualmente con la ayuda de una pala o azadón.

En países donde el cultivo de la almeja

está industrializado, se utilizan máquinas las que permiten extraer grandes cantidades en corto tiempo.

En la actualidad en Chile, está prohibida la utilización de estas máquinas, debido a que pueden alterar el sustrato, generando así un impacto ambiental desfavorable.

2.11 Ciclo de producción de *Venus antiqua*

Sintetizando la información anteriormente expuesta, en el ciclo productivo de *Venus antiqua*, se puede observar que es posible disponer de una cosecha al cabo de 24 meses de cultivo.

Ciclo de Producción de *Venus antiqua*

Etapa	Meses	J	J	A	S	O	N	D	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D	E	F	M	A	M	J	J											
Acon. Reproductores				60 días																																		
Inducción de Desove				1 día																																		
Fertilización				4 días																																		
Cultivo Larval					30 días																																	
Metamorfosis					4 días																																	
Cultivo Postlarvas						60 días																																
Cultivo Semilla											120 días																											
Engorda											15 meses como mínimo																											
Cosecha																																						

A partir de los 15 meses de engorda, se puede comenzar a cosechar

Barnes, R. 1989. Zoología de los Invertebrados. Editorial Interamericana 5ª ed. 957 pág.

Bustos, H.; S. Guarda; C. Osorio; E. Lozada; I. Solís; M. Díaz y E. Valenzuela. 1981. Estudio Biológico Pesquero del Recurso Almeja en la Bahía de Ancud. II. Investigaciones específicas. Informe a SERPLAC X Región. Santiago. Chile, IFOP: 191 pp

Bustos, E. 1985. Biología de los Moluscos Bivalvos. Anexo al Informe del Seminario regional sobre Inspección y Control de Calidad de Moluscos Bivalvos, Santiago, Chile, pp. 40-42

Bustos, E., E. Pacheco y F. Ponce 1991. La Pesquería del Recurso Almeja en el Sur de Chile. Memorias del Seminario Regional sobre Evaluación de Recursos y Pesquerías Artesanales. Comisión Permanente del Pacífico Sur (CPPS) Rev. Pacífico Sur, Número 19: 51-60.

Conselleria de Pesca, Marisqueo e Acuicultura Xunta de Galicia. 1991. Cultivo de Almejas en Playas. Tema 14. Dirección Xeral de Formación Pesqueira e Investigación. 40 pág.

Gallardo, C. y A. Weber. 1996. Histología y ciclo gonadal de *Venus antiqua* (King y Broderip, 1835) (Mollusca: Bivalvia: Veneridae) en Bahía Metri, seno de Reloncaví, Chile. Rev. Biología Pesquera N ° 25: 41 - 50.

IFOP, 1993: Informe Final Proyecto CORFO - FONTEC "Cultivo Experimental de Almeja", 40 pág.

IFOP, 1999: Boletín de exportaciones Pesqueras de Chile.

Lozada, E. y H. Bustos. 1984. Madurez sexual y fecundidad de *Venus antiqua* (King y Broderip, 1835) en la Bahía de Ancud (Mollusca: Bivalvia: Veneridae). Rev. Biol. Mar. Valparaíso, Chile. 20 (2): 91-112.

Olavarría, E., A. Farías e I. Uriarte. 1996. Morfometría y Tasas de Crecimiento Larvario y Postlarvario de los Bivalvos *Venus antiqua* (King & Broderip, 1835) y *Gari solida* (Gray, 1828) cultivados en Laboratorio. Rev. Biol. Mar., Valparaíso, 31 (2): 107-116.

Osorio, C., D. Frassinetti y E. Bustos. 1983. Taxonomía y Morfometría de *Venus antiqua antiqua* King y Broderip, 1835 (MOLLUSCA, BIVALVIA, VENERIDAE). TETHYS 11(1):49-56

Osorio, C., V. Bustos y E. Bustos. 1987. Contenido gástrico de la almeja (*Venus antiqua*, King y Broderip, 1835) en Ancud, Chile (Mollusca: Veneridae). Rev. Investigación Pesquera (Chile) 34: 139 - 147.

Rees, C. 1950. The identification and classification of lamellibranch larvae. Hull. Bulletin of Marine Ecology 3. (19): 73 - 104.

Sernapesca. Anuarios Estadísticos de 1979 al 1999.

Ville, C. 1996. Biología. 8va Edición. Ed. MacGraw Hill. México. 294 pp.

ANEXO I: Dimensionamiento Técnico para un Hatchery Industrial de Semillas de Almeja

Con los resultados obtenidos en el desarrollo de esta tecnología, se propone el diseño de un plantel semillero para la producción de 50.000.000 semillas/año, en dos batch de 25.000.000 semillas de *Venus antiqua* por año. Para efectuar el dimensionamiento

correspondiente, se tomaron en consideración, el número promedio de gametos producidos por hembra, correspondiente a 10 millones de ovocitos por desove aproximadamente, lo cual se traducirá en un promedio de 3.000.000 de larvas D por hembra reproductora. A con-

tinuación se expresa la duración, % de sobrevivencia y alimento requerido por etapa, datos necesarios para efectuar un correcto dimensionamiento del cultivo:

ETAPA	DURACIÓN (días)	SOBREVIVENCIA
Cultivo Larval	30	33%
Metamorfosis	4	98%
Cultivo Postlarval	60	34%
Cultivo de Semillas	120	70%

$$0.33 * 0.98 * 0.34 * 0.7 * X = 25.000.000$$

$$N^{\circ} \text{ inicial larvas D/batch} = 328.000.000$$

ETAPA	DURACIÓN (días)	Isochrysis (l)	Chaetoceros (l)	Concentración (cel/ml)
Cultivo larval	30	5200	6916	20.000
Cultivo Postlarval	30	8436	16875	50.000
Acond. Reproductores	45	15186	30375	90.000
		1687.5	3375	100.000

Producción total microalgas por batch (litros)=	Isochrysis	Chaetoceros	Total
	: 30.509,5	: 57.541,0	: 88.050,5

Equipamiento Requerido

Sala Microalgas:

Campana ultravioleta	1
Balanza analítica	1
Hematocitómetro	2
Refrigerador chico	1
Horno Pasteur (30 - 230)	1
Bombas de CO2	2
Dosificador de CO2	1
Bomba de vacío	1
Balones autoclavables (12 l c/u)	20
Termómetro de inmersión	2
Termómetro ambiental	2
Estanques Kalwall	24
Estanques rectangulares de 200 l c/u	8
Estantería de cultivo	6
Equipos iluminación fluorescentes	100
Portacartuchos filtrantes	

Sala Cultivo Larvario:

Estanques de eclosión	8
Tamiz 37µ	3
Tamiz 44µ	3
Tamiz 62µ	3
Tamiz 125µ	3
Tamiz 187µ	3
Tamiz 225µ	3
Baldes de 12 l	20
Termómetro ambiental	1
Termómetro de inmersión	2
Estantería de trabajo	2
Estanques Tronco - cónicos de PRFV. de 5000 l c/u	16
Instalación Fitting	

Sala Reproductores

Acondicionador de aire	1
Estanques autosoportantes de 600 l c/u	6
Baldes plásticos de 50 l c/u	12
Bombas centrífugas de 10 GPM	6

Sala de lavado

Destilador	1
Olla a presión de 21 l	1
Olla a presión de 6 l	1
Autoclave	1
Calefont	1

Laboratorio

Stéreo-microscopio	1
Microscopio	1
Mesones y estantería	6 mts
Sillas	3

Sala Postlarvas

Estanques rectangulares de 450 l	175
Bombas sumergibles Little Giant Modelo 3E - 12R 12 GPM	175
Tamiz 250µ	3
Tamiz 300µ	3
Tamiz 500µ	3
Tamiz 590µ	3
Fuentes plásticas (35 cm x 28 cm)	1750

Equipamiento General

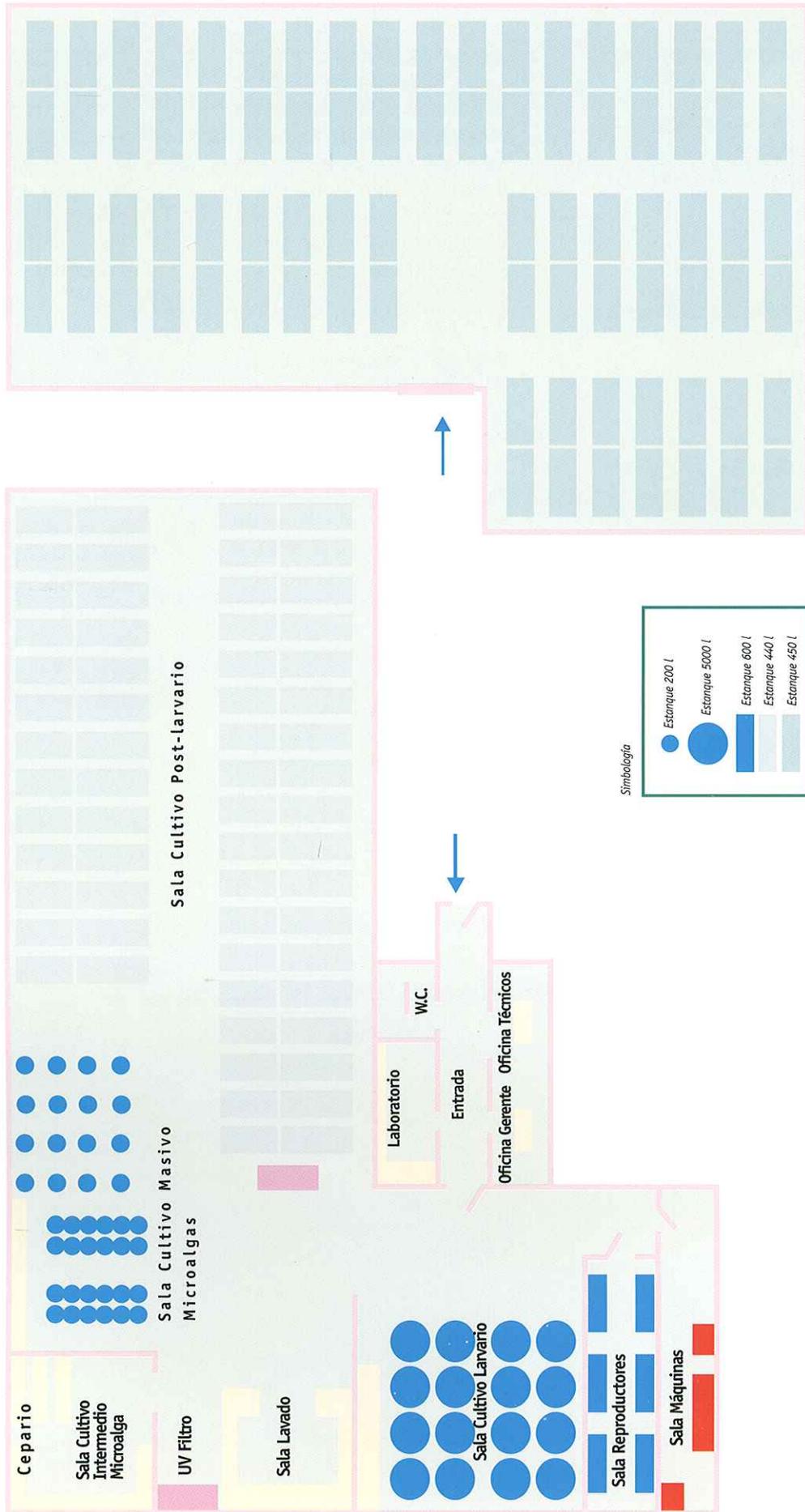
Acondicionador de aire	1
Filtro de arena de 50µ	1
Bomba de agua	3
Bomba de retrolavado	1
Calefactor eléctrico	1
Blower	2
Esterilizador Ultravioleta	1
Suministro y montaje Fitting	
Montaje de equipos eléctricos y otros	
Hidrolavadores	1
Caldera	1
Intercambiador de calor	1

NURSERY - (Invernadero)-

Presemilla (1.5 mm)	
a semillas (6 - 10 mm)	
Bateas rectangulares PRFV: largo: 2,5 m, ancho: 0,7 m, alto: 0,25 m (440 l)	
Total bateas	292
Fuentes plásticas rectangulares: Largo: 35 cm, Ancho 28 cm, Alto 13 cm (13 l)	
Total fuentes	3500

Nursery

Hatchery



Simbología

- Estanque 200 l
- Estanque 5000 l
- Estanque 600 l
- Estanque 440 l
- Estanque 450 l

ANEXO II: Programa de 9 pasos para obtener una concesión

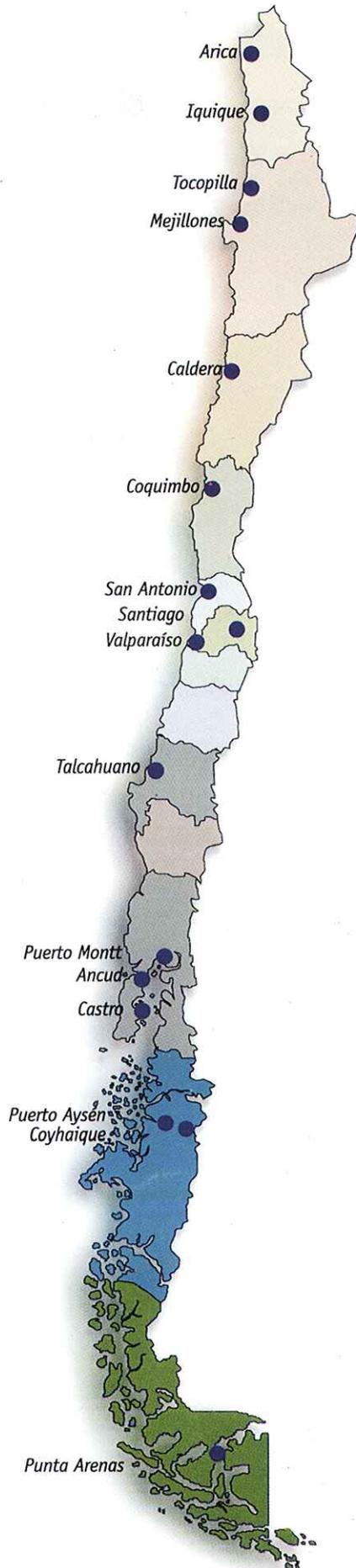
- 1 Ubicar el lugar de interés (bahía, playa, etc.).
- 2 Ir a la oficina de Sernapesca más cercana y verificar si el lugar está dentro de las áreas aptas para cultivo.
- 3 De ser así, solicitar en Sernapesca lo siguiente:
 - Formulario de Solicitud de concesión.
 - Reglamento de concesiones (Decreto Supremo N° 290/93)
 - Reglamento de limitaciones a las áreas de concesiones
 - Decreto Supremo N° 550/92
 - Formato de carta que deben presentar en la Capitanía de Puerto.
- 4 Confeccionar dos planos, uno que muestra la ubicación geográfica del lugar, y otro que muestra el área de la concesión (escala 1:1000 o 1:5000). Ambos se entregan en un original y cuatro copias adjuntas al formulario de solicitud con la información y los antecedentes que se solicitan. Se deben presentar en la capitanía del puerto correspondiente y entregar el formato de carta que solicita la visación de planos emisión de certificado.
- 5 Presentar a Sernapesca la carta visada (timbrada) por la capitanía de Puerto, los planos respectivos, información relativa a la identidad del solicitante, copia autorizada de la inscripción de dominio a nombre del fisco, con certificación de vigencia (en caso de terrenos y playa) y los antecedentes técnicos de cultivo ("Proyecto de Cultivo") y que corresponde al formulario de solicitud, y otra información que puede ser necesaria agregar. Si toda la información y los antecedentes solicitados están en orden, la solicitud ingresará a trámite.
- 6 Sernapesca despachará una carpeta con el informe, la solicitud, los antecedentes y la información adicional solicitada, la cual será revisada por la Subsecretaría de Pesca, la cual solicita al interesado una "Declaración de Impacto Ambiental".
- 7 De ser aprobada la solicitud, el solicitante se encarga de publicar el extracto de la resolución que otorga la concesión en el Diario Oficial antes de 90 días.
- 8 Inscribir el tipo de cultivo en el Registro Nacional de Sernapesca. Luego se debe reducir a escritura pública la resolución de concesión de acuicultura y entregar una copia a Sernapesca, y otra a la Capitanía de Puerto.
- 9 La entrega de la Concesión será concretada mediante un "Acta de Entrega", por parte de Sernapesca o la Capitanía de Puerto respectiva, según corresponda.

Este Manual forma parte de una serie de publicaciones que la División de Acuicultura del Instituto de Fomento Pesquero pone a disposición del público en general, como una forma de difundir las actividades de cultivo de diversos recursos marinos:

- El cultivo de la Almeja (*Venus antiqua*)
- El cultivo del Erizo (*Loxechinus albus*)
- El cultivo del Loco (*Concholepas concholepas*)
- Cultivo y repoblamiento de la Luga Roja (*Gigartina skottsbergii*) en Chile
- El Cultivo del Chorito (*Mytilus chilensis*)
- Cultivo y repoblamiento de la Luga Negra (*Sarcothalia crispata*) en Chile
- Producción de Microalgas
- El cultivo del Esturión Blanco (*Acipenser transmontanus*) y del Esturión de Siberia (*Acipenser baeri*)
- El cultivo de la Macha (*Mesodesma donacium*)
- Manejo genético del Salmón Coho (*Oncorhynchus kitsuch*)



ifop



División de Acuicultura

Balmaceda 252 • Casilla 665
Teléfono: (+56)(56)

250085
264697
262963
259995
262961

Fax:
e-mail: ebustos@ifop.cl

Hueihue
Camino Manao s/n
(X Región)

Putemún
Ten- Ten s/n, Fax: 65- 634523
(X Región)

Coyhaique
"Dr. Shiraishi" Piscicultural Complex, Coyhaique
Camino Aeropuerto Tte. Visal s/n
Teléfono: 67-231419, Fax: 67-233075
(XI Región)

Puerto Chacabuco
Ensenada Baja, Fonofax: 67-351104
(XI Región)

Instituto de Fomento Pesquero (IFOP)
Oficina Central:
Valparaíso
Huito 374, Casilla 8.V
Teléfono 56 - 32 212630, Fax: 56 - 32 213178
Código Postal 2370282
www.ifop.cl