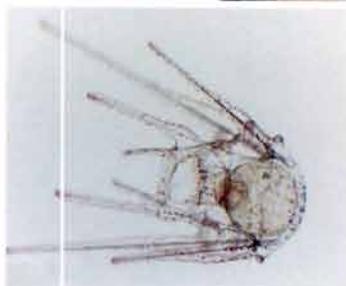


Manual: El Cultivo del Erizo (*Loxechinus albus*)



Proyecto:
"Diversificación de la Acuicultura
en la X Región"
FONDEF D96 I 1101



División de Acuicultura
Instituto de Fomento Pesquero

Presentación

El erizo comestible (*Loxechinus albus*) es el equinoideo que presenta los más altos niveles de captura a nivel mundial y constituye una de las pesquerías bentónicas más importantes en Chile. En la última década, los desembarques de erizo fluctuaron entre 15.000 y 55.000 toneladas, experimentando la actividad un importante desplazamiento espacial, desde las regiones X y XI hasta la XII, siendo este desplazamiento, uno de los aspectos que indica en forma clara el deterioro y agotamiento de los bancos naturales en las áreas tradicionales de pesca.

Previendo la situación de los bancos naturales y considerando el importante mercado externo del recurso, desde la década de los ochenta, la División de Acuicultura del Instituto de Fomento Pesquero, priorizó

una línea de investigación mediante la cual, se desarrollaron las técnicas de producción de semillas en ambiente controlado, cultivo intermedio en condiciones semicontroladas y el cultivo de engorda en mar (Bustos, 1986, Bustos *et al.* 1990; 1991a; 1991 b; Olave *et al.*; 1992 y 1993).

El presente manual entrega a los acuicultores, al sector público y usuarios interesados, los aspectos de conocimiento general de la especie y detalles de la metodología de su cultivo.

La mayor parte de la información de este manual se generó en el marco del proyecto FONDEF D96I1101 "Diversificación de la Acuicultura en la X Región", cuyo Director General fue el Sr. Eduardo Bustos R. y el Director Alterno el Sr. Sergio Olave M.

Autores:

Eduardo Bustos R.

Sergio Olave M.

Colaboradores:

Pedro Cárcamo

M. Soledad Toledo

Sonia Medrano

Ivonne Lee

Diseño Gráfico:

Mathias Rée P.

Producción:

ComSur Ltda.

©MMI Instituto de Fomento Pesquero

Registro de Propiedad Intelectual Número 118.151 del 11 de enero 2001

TODOS LOS DERECHOS RESERVADOS.

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

Versión digital y corrección

Mario Recabal M.

ÍNDICE

I	Biología	4
1.1	Taxonomía	4
1.2	Distribución y Habitat	4
1.3	Anatomía y fisiología	5
	1.3.1. Anatomía externa	5
	1.3.2 Anatomía Interna	6
	-El Sistema Digestivo	6
	-El Sistema Circulatorio	6
	-El Sistema Excretor	6
	-El Sistema Respiratorio	7
	-El Sistema Nervioso	7
1.4	Conducta	7
1.5	Reproducción y Desarrollo	8
	-Ciclo Reproductivo	8
	-Ciclo de Vida	9
II	El cultivo de <i>L. albus</i>	10
2.1.	La Producción de Semilla de erizo en ambiente controlado	10
2.1.1	Obtención y selección de Reproductores	10
2.1.2	Inducción al Desove y Fecundación	11
	-Inducción	11
	-Selección de Gametos	12
	-Fecundación	12
2.1.3	Cultivo Larval	13
	-Alimentación	13
	-Manejo y Mantenición del Cultivo	14
	-Requerimientos	14
2.1.4	Cultivo Intermedio	16
2.2	Cultivo de Engorda	18
III	Bibliografía	22

1.1 Taxonomía

El erizo, *Loxechinus albus* (Molina, 1782), es miembro del phylum Echinodermata, el cual contiene unas 6000 especies entre las que se cuentan estrellas de mar, pepinos de mar, las estrellas quebradizas y los erizos. La mayoría son de hábitos bentónicos (Barnes, 1989).

Características importantes del grupo de los equinodermos son: su simetría pentaradial, es decir su cuerpo puede dividirse en cinco partes dispuestas en torno a un eje central y la presencia de un esqueleto, formado por piezas calcáreas que integran una "testa" esquelética rígida

la cual presenta espinas sobre la superficie dando origen al nombre equinodermo, que significa con "piel espinosa" (Larraín, 1975).

Otra de las características más notables de este grupo es la presencia de un sistema único de canales internos y apéndices superficiales que integran el denominado "sistema vascular acuífero" que cumple funciones en la locomoción del organismo y en el transporte de gases respiratorios (Barnes, *op.cit.*).

Tabla 1

Clasificación taxonómica del erizo *L. albus* :

Phylum	:	Echinodermata
Clase	:	Echinoidea
Orden	:	Echinoidea
Familia	:	Echinidae
Género	:	<i>Loxechinus</i>
Especie	:	<i>Loxechinus albus</i>

1.2 Distribución y Habitat

Loxechinus albus, se distribuye por el Norte desde la Isla Lobos de Afuera (6°53' 50" S) en el litoral Peruano hasta las últimas islas del extremo Sur (55°S) de nuestro país. Su dispersión oriental llega hasta la Isla de los Estados y se distribuye batimétricamente, desde la zona intermareal hasta 340 m de profundidad. (Larraín, *op. cit.*).

Habita principalmente sobre fondos duros, utilizando las espinas y los pies ambulacrales para moverse. Los pies ambulacrales se extienden por presión hidráulica generada por la contracción de un ámpula en forma de bulbo, mientras que las espinas se usan para empujar y elevar la superficie oral respecto al sustrato (Vásquez *et al*, 1981, Viviani, 1975, Fide, Bustos *et al*, 1990).



Fig. 1: Distribución geográfica de *L. albus*

1.3 Anatomía y Fisiología

1.3.1 Anatomía externa

Loxechinus albus se caracteriza por poseer un caparazón semiesférico de tamaño regular de color verde, presentando en ocasiones estrías meridianas rojizas o



Fig. 2: banco de erizos

moradas. Cabe mencionar que los ejemplares de gran tamaño o aquellos que habitan en profundidades presentan un color blanquecino (Larraín, 1975). Este caparazón, testa o esqueleto globoso, está formado por una serie de placas cohesionadas entre sí, las que forman 10 corridas de placas. Cinco de estas corridas están formadas por placas perforadas, las cuales se denominan placas ambulacrales, pues a través de las perforaciones emergen los llamados pies ambulacrales. Estos son prolongaciones del sistema vascular acuífero, el cual es de gran importancia para la locomoción e intercambio gaseoso de estos organismos, lo cual se verá con cierto detalle más adelante.

Con respecto, a las 5 corridas de placas restantes, éstas son denominadas interambulacrales, no presentando perforación alguna.

Todo el caparazón, incluida las espinas, está cubierto por una capa de células ciliadas (epidermis ciliada), bajo la cual encontramos una capa de tejido nervioso y más abajo una de tejido conectivo (dermis) que contiene las placas. La superficie interna de la testa está cubierta por el peritoneo, que es una membrana formada por epitelio columnar (Barnes, 1989).

La boca del erizo se encuentra en contacto con el sustrato mediante lo que se denomina región oral o polo oral del animal y se encuentra rodeada por una membrana, denominada membrana peristómica y en torno a la cual se aprecian los pies ambulacrales modificados, los pies bucales y cinco pares de branquias.

El otro polo, se sitúa hacia arriba, denominándose, polo aboral, que corresponde al sitio donde se ubica el ano y en la cual encontramos las placas genitales, que se encuentran perforadas por un "gonoporo" que es el sitio por donde se vierten al exterior los espermios u óvulos durante el desove. Cabe mencionar que también encontramos en este polo una placa porosa, la cual tiene como función el regular el intercambio de líquido desde y hacia el medio externo a través del sistema acuífero, denominada placa madreporica (esta es la placa que contiene la madreporita).

Las espinas están dispuestas en forma más o menos simétrica en las áreas ambulacral e interambulacral, y pueden ser espinas largas (primarias) o espinas cortas (secundarias), distribuidas equitativamente a través del cuerpo.

La coloración es variable, pasando por gamas de verde hasta el blanco o con tintes rojos o rojizos en algunos casos (Larraín, *op. cit.*).

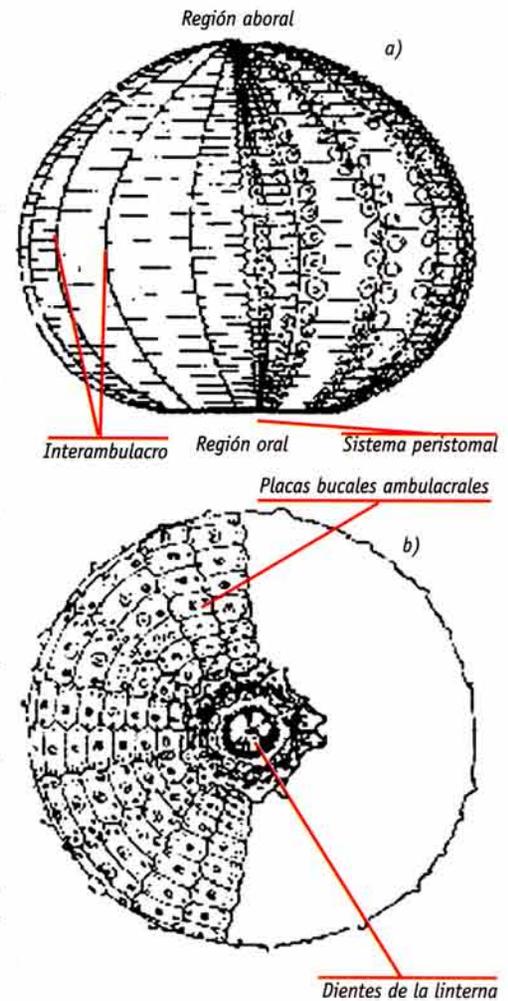


Fig. 3a: Morfología externa del caparazón (a) vista lateral; (b) vista región oral (Fuente: Larraín, 1975)

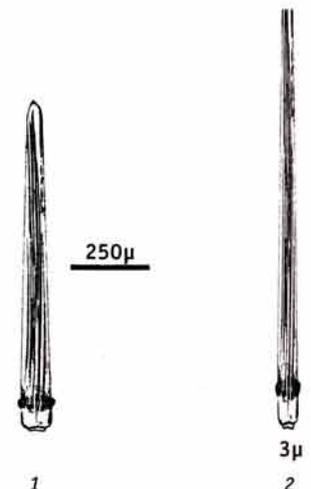


Fig. 3b: Espinas 1: Primaria — 2: Secundaria (Fuente: Larraín, 1975)



Fig. 4: Gónadas de *L. albus*

1.3.2 Anatomía interna y fisiología

En el erizo se observan notoriamente las 5 gónadas pegadas a la pared de la testa, de gran tamaño y también llamadas comúnmente "las lenguas". Al observar el sistema digestivo son identificables claramente el intestino, el estómago y el órgano que utilizan para comer llamado »linterna de Aristóteles« (Fig.5).

En su interior los erizos presentan una amplia cavidad o celoma, la cual se encuentra cubierta por una capa de células ciliadas o peritoneo. Estas células ciliadas se encargan de mantener en movimiento el líquido que alberga en su interior, denominado líquido celómico.

Sistema vascular acuífero

El sistema hidráulico o vascular acuífero, consta de canales y apéndices que emergen de la pared corporal y se comunican al exterior mediante una placa perforada denominada placa madreporica, la cual se encuentra ubicada en la región aboral del animal.

Los canales están recubiertos internamente por un epitelio ciliado, encontrándose además lleno de un líquido semejante al agua de mar, el cual presenta células denominadas *celomocitos*, una fracción de proteína y una alta concentración de iones potásicos. (Barnes, 1989).

Este sistema se encuentra estrechamente relacionado con todas las funciones fisiológicas del animal, ya que es de gran importancia para el intercambio gaseoso, la excreción, la actividad sensorial, el transporte de nutrientes y la locomoción.

Sistema Digestivo

Los erizos se alimentan por medio de un aparato raspador dentado, bien desarrollado, denominado linterna de Aristóteles. En el interior de la linterna de Aristóteles, encontramos la cavidad bucal y una faringe que asciende a través del aparato, la cual, se convierte en un esófago. Este último, desciende a lo largo del lado externo de la linterna y se une a un estómago tubular. En el punto de unión entre el esófago y el estómago suele existir un ciego. El estómago desemboca en un intestino de paredes delgadas. Dicho intestino asciende luego para unirse al recto, el cual se abre al exterior mediante el ano, ubicado en la región aboral.

La digestión extracelular comienza en el estómago y termina en el intestino, donde ocurre la absorción de nutrientes.

Sistema Circulatorio

El sistema hemal o vascular sanguíneo del erizo, es muy rudimentario, consta de pequeños senos o canales llenos de líquido sin presentar estos un recubrimiento celular definido. Su función principal es la distribución de material alimenticio, en especial hacia los pies ambulacrales y la gónada (Ferguson, 1984 *vide Barnes, op. cit.*).

La distribución de material alimenticio es realizada por el líquido celómico, el cual es por ende el principal medio circulatorio. En él abundan los celomocitos fagocitarios, los cuales pueden formar un coágulo en caso de daño en algún tejido del animal.

Sistema excretor

La eliminación de los desechos se efectúa por difusión general a través de áreas determinadas presentes en la superficie corporal del individuo, como son los pies ambulacrales, las branquias y la glándula axial.

Los encargados de llevar las partículas a excretar hacia esos sectores son los *celomocitos*, los cuales se encuentran dentro del líquido celómico.

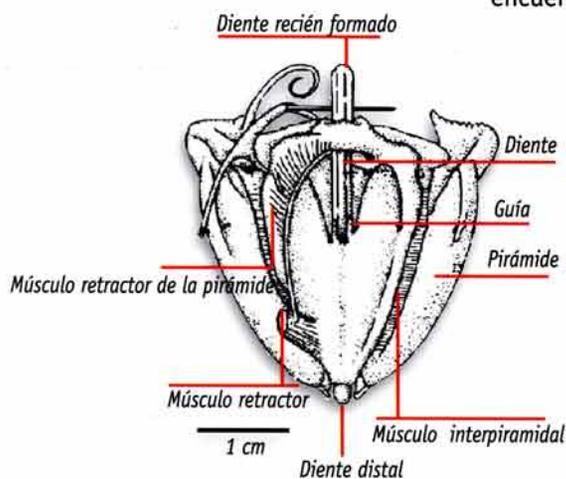


Fig. 5: Linterna de Aristoteles
(Fuente: Barnes, 1989)

Sistema respiratorio

El erizo como el resto de los equinoideos regulares presenta cinco pares de branquias, las cuales, funcionan como los principales centros de intercambio gaseoso. Cada branquia es una evaginación muy ramificada de la pared corporal y está forrada tanto interna como externamente por epitelio ciliado.

El bombeo de líquido celómico hacia dentro y fuera de las branquias es efectuado por un sistema de músculos asociados a la linterna de Aristóteles.

Además como sucede en otros equinodermos, todos los pies ambulacrales contribuyen al intercambio gaseoso. Existiendo en la mayoría de los casos, en aquellos ubicados en la región aboral una modificación especial para realizar esta función (Fenner, 1973 *vide* Barnes, 1998).

Sistema nervioso

El sistema nervioso, como en la mayoría de los invertebrados, no está altamente centralizado. La mayor parte del sistema

se encuentra asociado íntimamente con la epidermis, existiendo un centro nervioso que consta de un anillo nervioso conectado a nervios radiales.

Las abundantes células sensoriales del epitelio, sobre todo las de las espinas, los pedicelarios y los pies ambulacrales, integran el sistema sensorial de los erizos.

Los pies ambulacrales de la región bucal de los erizos son importantes en la recepción sensorial. En general, los erizos son negativamente fototácticos y buscan la sombra de grietas en las rocas y conchas.

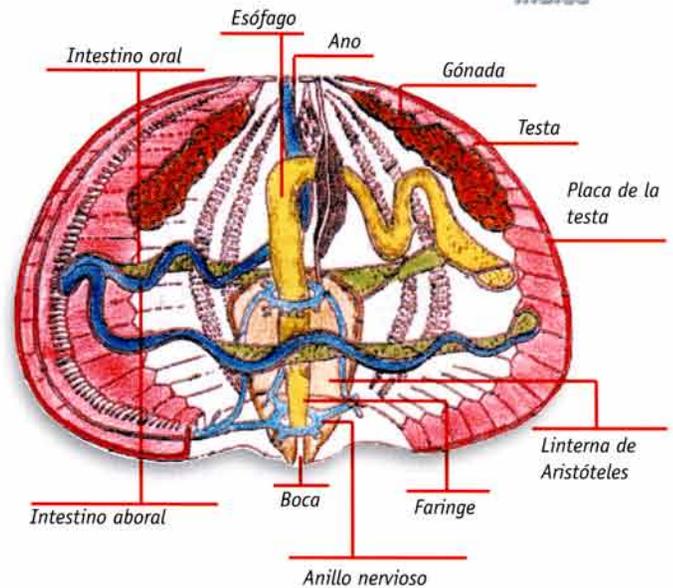


Fig. 6: Estructura interna (Fuente: Barnes, 1989)



Fig. 7a: Banco artificial de Erizos

Loxechinus albus, presenta una conducta gregaria conformando bancos sobre sustratos duros (Fig. 7a y 7b). Los adultos pueden adherirse fuertemente a cantos rodados y gruesos en zonas de alta corriente, lugar donde logran atrapar algas a la deriva, las que utilizan para su alimentación.

Cabe destacar que estos sustratos, en la etapa de reclutamiento del erizo, ofrecen una superficie sobresaliente e irregular

que favorece el asentamiento larval, además este permite la generación de una película de diatomeas bentónicas y la fijación y desarrollo de algas crustosas calcáreas, siendo ambos agentes inductores de la metamorfosis de larvas de invertebrados marinos (Bustos *et al.*, 1990).

Otra característica es el hecho de servir de refugio adecuado para juveniles en peligro de ser depredados, lo cual posibilita su sobrevivencia.

Con respecto a su actividad motora, pueden moverse en todas direcciones y si se voltean se enderezan fijando al sustrato los pies ambulacrales más aborales de uno de los ambulacros. Posteriormente la fijación de más pies progresa en dirección oral, de modo que el erizo se volteo poco a poco hasta quedar sobre el lado oral, proceso que efectúa gracias a la presencia

de unos esferídios, los cuales le sirven para orientarse gravitacionalmente.

Algunos erizos tienden a buscar depresiones en las rocas y algunas especies son capaces de incrementar la profundidad de tales depresiones y hasta excavar agujeros en rocas y otros materiales duros. La horadación se realiza sobre todo por la acción del raspado con el aparato masticador.



Fig. 7b: Banco natural de Erizos

1.5 Reproducción y Desarrollo

El erizo, *Loxechinus albus* es una especie dioica, es decir, existen erizos machos y erizos hembras, no presentan diferencias sexuales externas y han sido estudiados en forma separada para conocer su ciclo reproductivo. Alcanzan su primera madurez sexual entre los 4.0 a 5.0 cm de diámetro. El erizo presenta cinco gónadas, conocidas como lenguas. Existe un gonoducto corto que se prolonga en dirección aboral desde cada gónada y que desemboca al exterior por un gonoporo situado en una de las cinco placas genitales, el cual permite la salida de sus productos sexuales, óvulos y espermios en el agua de mar, medio en cual ocurre la fecundación.

Gametos

Los óvulos son esféricos y pequeños (120 μ), midiendo su núcleo 14,8 μ de diámetro. Los espermios presentan una cabeza aguzada que mide 10 μ de largo y una cola que nace desde la base de la cabeza y mide 44 μ de largo (Arrau, 1958).



Fig.8: Los espermios presentan una cabeza aguzada que mide 10 μ de largo y una cola que nace desde la base de la cabeza y mide 44 μ de largo (Fuente: Arrau, 1958)



Vista microscópica de espermios (400x)

Ciclo Reproductivo

En forma normal, el período reproductivo de la especie se extiende entre julio-diciembre en la zona central-sur y entre noviembre-diciembre en la zona norte (Guisado y Castilla, 1987). El desove es una vez al año y se extiende por un período de 1 - 3 meses, dependiendo de la latitud geográfica.

En erizos de las X y XI regiones el ciclo reproductivo, se puede enmarcar dentro de

cuatro grandes etapas:

- **Maduración**
- **Desove**
- **Reabsorción**
- **Reposo**

El crecimiento y proliferación de células sexuales, se inicia entre los meses de Agosto-Septiembre alcanzando su peak en Noviembre, período en el cual, ocurre el desove extendiéndose hasta el mes de Diciembre. Posteriormente entre los meses de Febrero-

Marzo los niveles de maduración se presentan iguales o superiores al encontrado en el mes de Noviembre, con la diferencia de presentar gametos que no son desovados, siendo estos reabsorbidos en la gónada. Luego de este período de reabsorción se produce un período de reposo. La actividad gametogénica se activa nuevamente al inicio del ciclo siguiente.

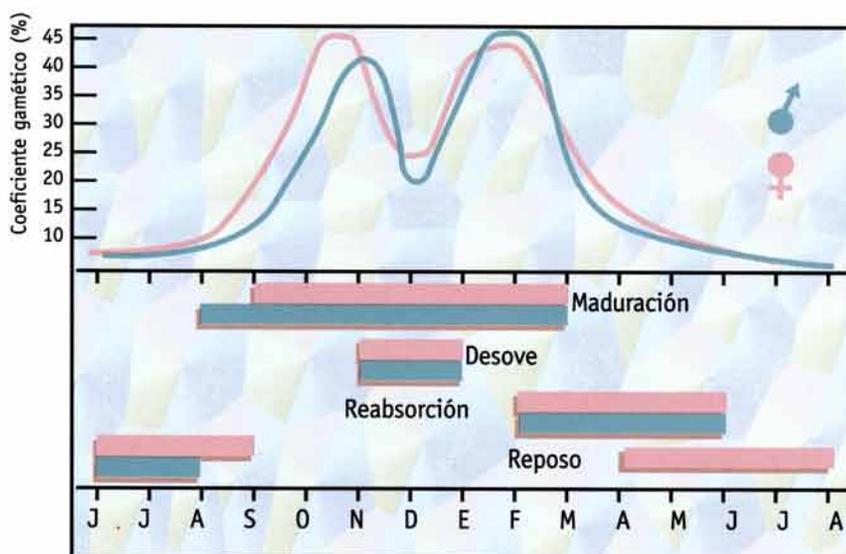


Fig. 9 : Relación entre la variación del coeficiente gamético y la extensión de las etapas del ciclo reproductivo de *L. albus* por sexo (Fuente: Bay - Schmith et al, 1981)

Ciclo de Vida

Luego de producida la fecundación del óvulo por el espermio, aparece la membrana de fecundación dando comienzo a la segmentación del huevo, el cual pasa por las etapas de clivaje o división hasta la etapa de gástrula, lo que demora 24 horas. Ésta última adquiere forma de cono, convirtiéndose gradualmente, luego de 48 horas, en una larva prisma.

Una vez alcanzado este estado y luego de transcurridos 3 a 4 días de efectuada la fecundación, la larva prisma da origen

a una nueva larva denominada equinopluteus, la cual presenta 4 brazos y un tamaño cercano a los 500µ (medio milímetro). Su alimentación está constituida principalmente por fitoplancton y partículas orgánicas pequeñas.

A los 16 días, la larva ha continuado su desarrollo, presentando así 8 brazos y un tamaño aproximado de 1000µ.

Finalmente, entre el día 20-24 se produce la metamorfosis de la larva equinopluteus dando origen a un individuo juvenil.

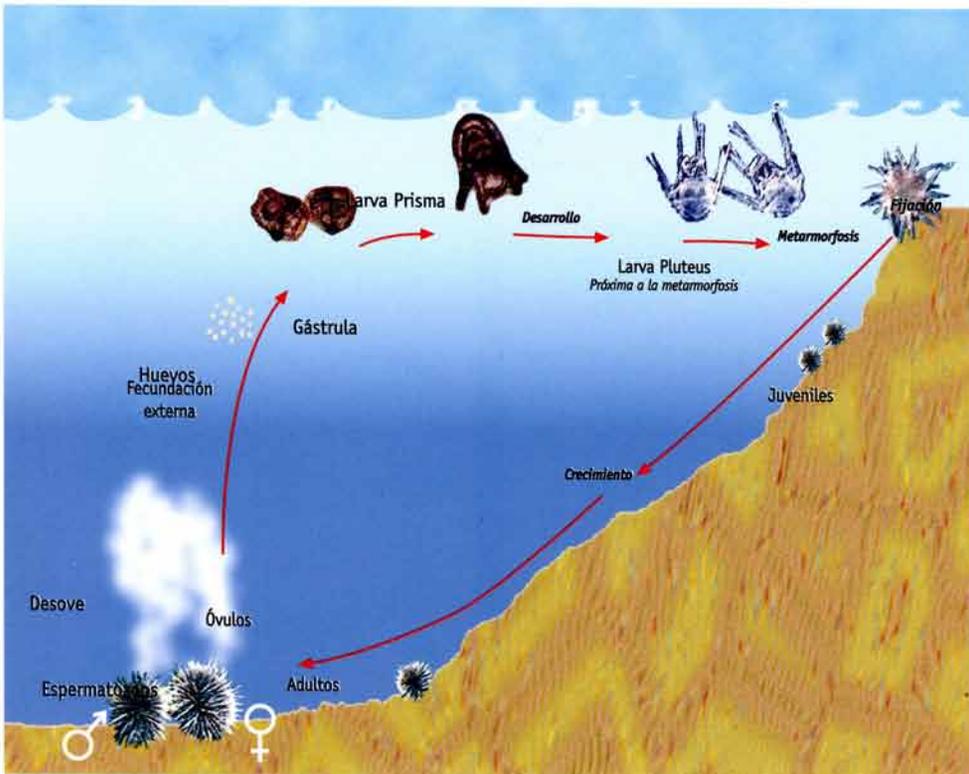
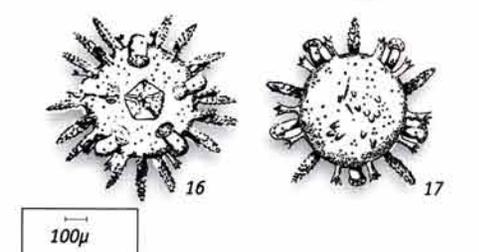
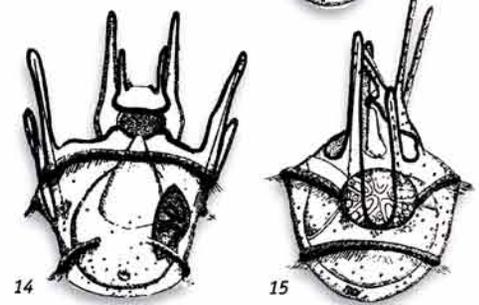
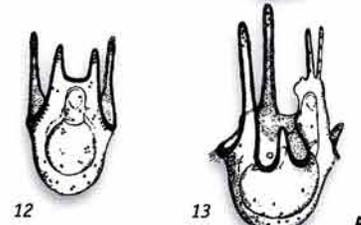
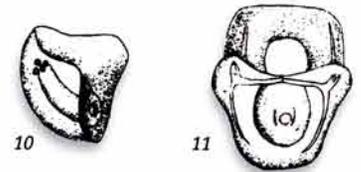
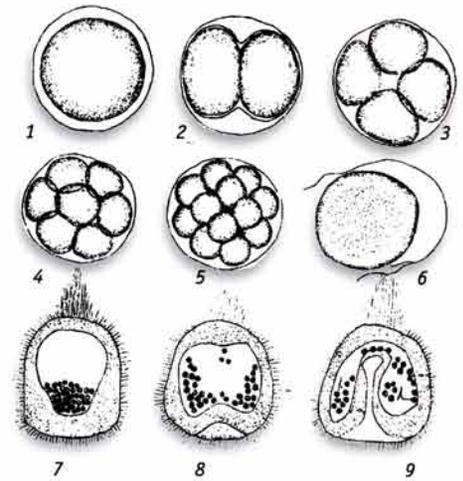


Fig. 10: Ciclo de vida del erizo *L. albus*



100µ

Fig. 11: Embriogénesis (0-45 hr.)

1. Huevo con membrana de fecundación.
2. Primera segmentación.
3. Estado cuatro.
4. Estado ocho.
5. Estado Dieciséis
6. Blástula, rompiendo la membrana de fecundación, 14:30 horas después de la fecundación
7. Blástula de 16 horas. Corte óptico.
8. Comienzo de la gastrulación, 24 horas después de la fecundación. Corte óptico.
9. Larva de 30 horas. Corte óptico.
10. Larva de 30 horas, vista lateral.
11. Larva de 45 horas.
12. Equinopluteus 6 días
13. Equinopluteus 10 días
14. equinopluteus 22 días. Vista frontal
15. equinopluteus 22 días. Vista lateral
16. *L. albus* 26 días. Vista oral
17. *L. albus*, recién metamorfoseado. Vista aboral.

(Fuente: Arrau, 1958)

2.1 La Producción de Semilla de Erizo en Ambiente Controlado

Esta etapa engloba desde de la obtención de los reproductores hasta la obtención de los juveniles.

2.1.1 Obtención y Selección de Reproductores.

Los reproductores de erizo se obtienen desde el ambiente natural, mediante buceo semi-autónomo. Es posible también, obtener reproductores en acondicionamiento, desde los long-lines. Los tamaños utilizados son mayores a 70 mm de diámetro sin considerar espinas. El traslado hacia el laboratorio debe hacerse en cajas de plumavit con esponjas humedecidas en agua de mar, para asegurar la frescura de los reproductores.

Los ejemplares, deben tener las siguientes características:

- ***El animal debe presentar todas sus espinas, las cuales deben visualizarse ergidas.***
- ***No deben existir deformaciones o rupturas en el caparazón.***

Para seleccionar a los ejemplares aptos para cumplir el rol de reproductores se toman en forma aleatoria 30 erizos de talla superior a 70 mm, ya que no existen características externas que nos permitan diferenciar a machos de hembras, por no presentar dimorfismo sexual.

Como en las poblaciones naturales la proporción sexual entre machos y hembras es de 1:1, es muy factible que con este número queden representados ambos sexos.

Esquema de las principales etapas del cultivo del erizo

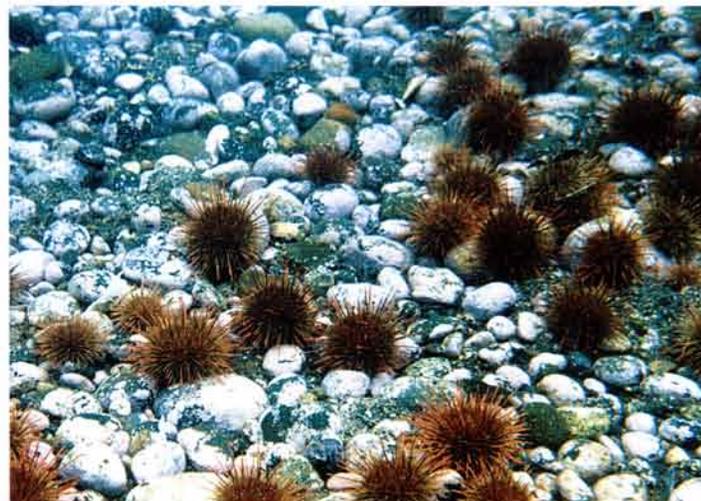
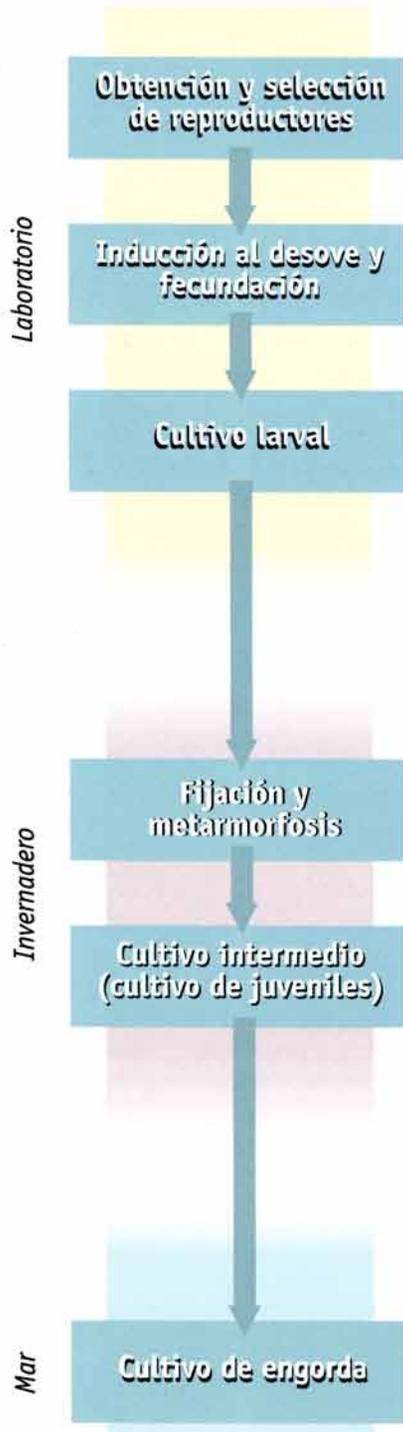


Fig. 12: Reproductores en su medio natural.

2.1.2. Inducción al Desove y Fecundación

Inducción

Normalmente, se utilizan estímulos físicos, químicos o mecánicos para inducir la liberación de los gametos, siendo en el caso del erizo el método químico el que se utiliza con mayor éxito para este efecto. El procedimiento se detalla a continuación:

- 1 Los erizos son lavados repetidas veces con agua de mar filtrada y tratada con luz ultravioleta, con el fin de eliminar epibiontes.
- 2 Se inyecta con una jeringa directamente vía membrana peristomal a la cavidad celómica, 3ml de solución de KCL 0,5 Molar, procedimiento que se efectúa tanto en machos como en hembras.
- 3 Posterior a la inyección, los ejemplares son colocados sobre vasos transparentes individuales, con el polo aboral (poros genitales) en contacto con el agua de mar filtrada ($0.5 \mu\text{m}$) y tratada con luz ultravioleta y a una temperatura de 15°C con el fin de recibir el producto del desove.
- 4 Si los erizos se encuentran maduros, la liberación de los gametos se iniciará en forma inmediata, caracterizándose las hembras por el color amarillo-naranja de sus óvulos y los machos por el color blanquecino de sus espermios.
- 5 Las hembras permanecerán en estas condiciones aproximadamente por 1 hora, en cambio los machos, al ser identificados son retirados de inmediato desde el vaso, siendo mantenidos en ambiente seco y fresco hasta el momento de ser utilizados en la fertilización de los gametos femeninos.



Fig. 13: Inducción al desove



Fig. 14: Reproductores en desove inducido

Para asegurar la frescura de los óvulos, la inducción al desove no debiera demorar más de 2 horas.

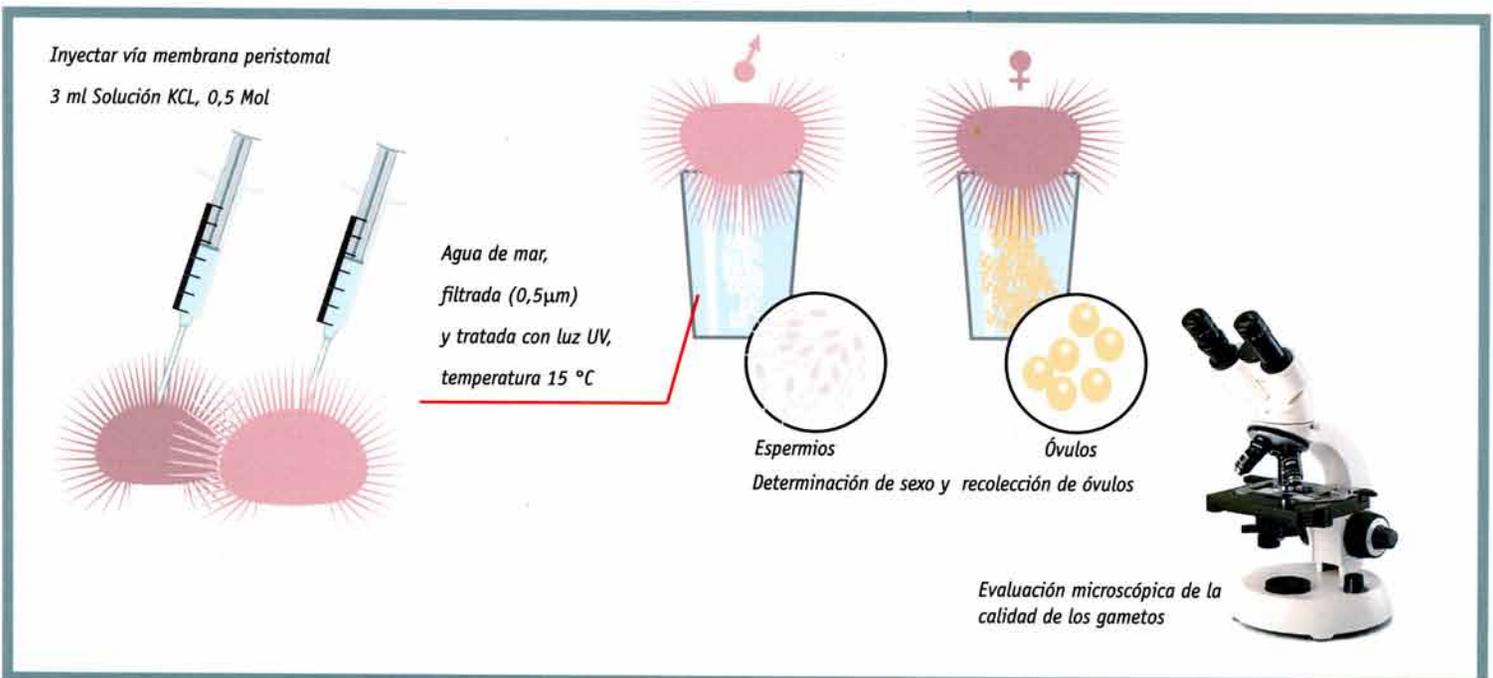
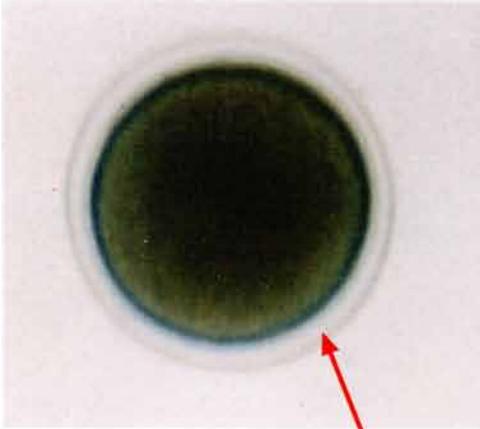


Fig. 15: Esquema de procedimiento al desove de *L. albus*

Selección de Gametos

Una vez finalizada la inducción, los óvulos son lavados con agua filtrada y ultravioletizada y tamizados ($177\ \mu\text{m}$) para eliminar impurezas. Luego, se seleccionan los de mejor calidad según los siguientes criterios:

- Esfericidad
- tamaño entre $120 - 130\ \mu\text{m}$ de diámetro
- gran cantidad de vitelo
- membrana sin rugosidades



membrana de fertilización

Fig. 16: Al ser fertilizado, el óvulo desarrolla de inmediato una "membrana de fertilización" que forma una barrera contra los demás espermios.

Fecundación

Luego de efectuada la selección, se procede a colocar aproximadamente 1 millón de óvulos en recipiente de 10 ó 12 lt con agua de mar filtrada a $1\ \mu$ y tratada con luz ultravioleta y a $17-18\ ^\circ\text{C}$.

A estos óvulos se les adiciona 1 ml de una solución de espermios con aproximadamente 100×10^6 espermios para mantener la relación de fertilización de 1:100 óvulos/espermios.

La solución de espermios previamente preparada consta de 1 ml de concentrado de espermios obtenidos en forma directa de la gónada de los erizos y diluidos en un volumen de 200 ml.

- Adicionalmente, la muestra debe encontrarse libre de protozoos.

Los espermios son obtenidos poco antes de la fertilización, debido a su corto período de activación (30 minutos aproximadamente) y se seleccionan los que presentan una alta motilidad. El número de huevos y espermios se estima tomando 3 muestras representativas y contabilizándose en una cámara Sedwegick y Neubauer, respectivamente

La fecundación es instantánea y su éxito se aprecia por la aparición de la membrana de fecundación, lo que se evalúa en el microscopio (fig. 18). Desde este instante denominaremos huevo, al óvulo fecundado. A los 2 minutos, se obtienen 3 muestras representativas de los diferentes recipientes para determinar así el porcentaje de huevos.

Después de 30 minutos los huevos fecundados decantan y se renueva la mitad del recipiente con agua de mar fresca filtrada ($0.5\ \mu\text{m}$), ultravioletizada y a $17-18\ ^\circ\text{C}$.



Fig. 17: Homogeneización recipiente

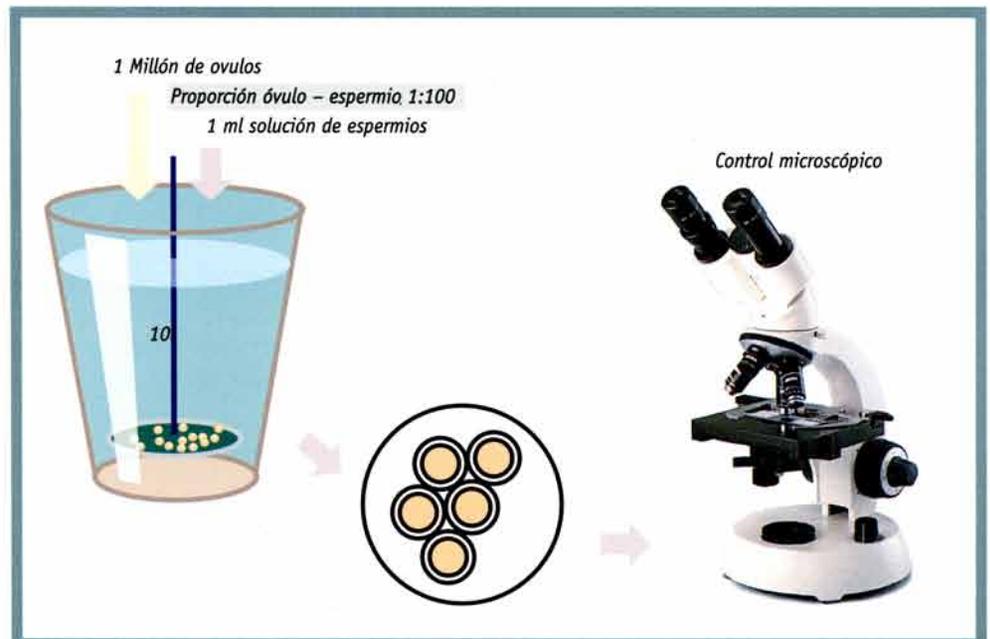


Fig. 18: Fecundación y proceso de control

2.1.3 Cultivo Larval

Esta etapa comprende desde de la obtención de los huevos, hasta el estado de larva premetamórfica, proceso que comprende alrededor de 20 días.

Los huevos son mantenidos en los recipientes (10l) donde se efectuó la fecundación, por 24 horas, a una temperatura de 17-18°C, hasta el momento de la aparición del estado de gástrula.

Posteriormente, luego de 24 horas de ocurrida la fertilización, las larvas que ahora se encuentran en estado de gástrula, son sifoneadas desde la superficie del agua, en donde se encuentra la mayoría de las larvas, ya que, los óvulos y larvas anormales quedan en el fondo.

Las larvas son trasvasiadas y mantenidas a 18 °C por 24 horas, en estanques de 50 litros, con agua de mar filtrada a 1µ y aireación leve, período durante el cual alcanzan el estado de larva prisma.

El estado de prisma, que es el estado larval con el cual se comienza el cultivo larval

de erizo, se obtiene luego de 48 horas de ocurrida la fertilización (Bustos *et al*, 1990), momento en el cual las larvas son trasvasiadas a estanques de fibra de vidrio de 500 lt de capacidad (Fig. 24), los que se encuentran instalados en la sala de cultivo larval.

Estos estanques se encuentran implementados con agua de mar circulante (18 °C), filtrada a 1µ y con aireación para homogeneizar el cultivo.

Al comienzo del cultivo las larvas se siembran a una densidad de 1.5 - 1.6 larvas/ml. Para obtener esta densidad, es necesario conocer la cantidad total de larvas prismas en los estanques de cultivo. Con este fin se efectúa el siguiente procedimiento de muestreo previo en los estanques de 50 lt.

- Cada estanque de 50 lt se homogeniza (fig. 17).
- Posteriormente se extraen tres muestras de 10 ml. cada una mediante una pipeta.
- Cada muestra se ubica en una cámara »Neubauer«, con el fin de contar las larvas.
- Se calcula el promedio de larvas por mililitro, de las tres muestras, dato que se extrapola al volumen total del estanque. Calculando así con este dato cuanto volumen se debe verter al estanque de 500 lt para obtener la densidad necesaria de 1.5-1.6 larvas/ml.

Posteriormente, conociendo el volumen requerido, se procede a trasvasiar ese volumen a los estanques de 500 litros (Fig. 24).

- Cada dos días se muestrean todos los estanques, tomando 3 alicuotas de 100 ml cada una. Con este procedimiento se pretende medir y contabilizar todas las larvas presentes, estimándose así la densidad y sobrevivencia larval.

Alimentación

El suministro de alimento se efectúa en forma directa al estanque de cultivo, 2 veces al día. La dieta comunmente sumi-

nistrada es una mezcla 1:1 de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana* y su concentración varía según el estado de desarrollo de la larva equinopluteus.

Tabla N°2: Concentración de microalgas para la alimentación de distintos estados de desarrollo de la larva equinopluteus.

ESTADO LARVAL	Concentración de microalgas (células/ml)
4 brazos	30.000
6 brazos	40.000
8 brazos	50.000
Premetamórficas	60.000

Índice

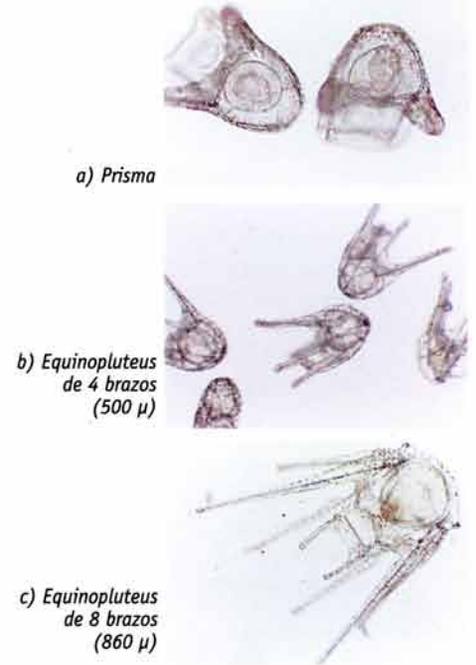


Fig. 19: Estados larvales de desarrollo de *L. albus*



Fig. 20: Cámara de Neubauer y Cámara de Sedgewick

Alimentación

El cultivo de microalgas está detalladamente explicado en el manual para la producción de microalgas, realizado en el marco del proyecto FONDEF D 96 I 1101.

Manejo y Mantenimiento del Cultivo

Limpieza

En forma diaria se aspira el fondo del estanque de cultivo, con el fin de eliminar larvas muertas, retrasadas o deformes. El filtro interno, la malla de retención, tuberías anexas, mangueras y difusores de aire son retirados, lavados y desinfectados. La batería de filtros de retención de partículas es lavada y desinfectados cada 2 días, al igual que el

estanque de acumulación y sus tuberías anexas. Para efectuar esta rutina se utiliza un detergente biodegradable que tiene incorporado un desinfectante.

Flujo de agua

El flujo de agua varía según la etapa del cultivo. En larva 4 brazos se recambia 1/3 del volumen de agua del estanque, en 6

brazos 2/3 y en 8 brazos por día y premetamórfica, el estanque completo.

Flujo de aire

La aireación varía desde leve en la primera mitad del cultivo hasta moderada en la segunda mitad.

Control de parámetros abióticos

La temperatura, salinidad, ph, oxígeno y otros parámetros deben ser controlados diariamente con el objeto de relacionar cambios en algunas de estos parámetros con mortalidad masiva u otro problema que presenta el cultivo larval.

Control de parámetros biológicos

Para evaluar el crecimiento y sobrevivencia larval de cada estanque de cultivo se toman 3 alícuotas de 100 ml cada una, previa homogeneización del cultivo. De cada alícuota, se extraen 30 larvas al azar para medir la longitud larval y además se cuentan todas las larvas extraídas de la alícuota para estimar la sobrevivencia.

El cultivo larval es una etapa que dura 20 días, por lo tanto, alrededor del día 18 se debe estar atento para trasladar las larvas premetamórficas a los sistemas de cultivo post-larval.



Fig. 23: Centro Tecnológico Putemún, X Región

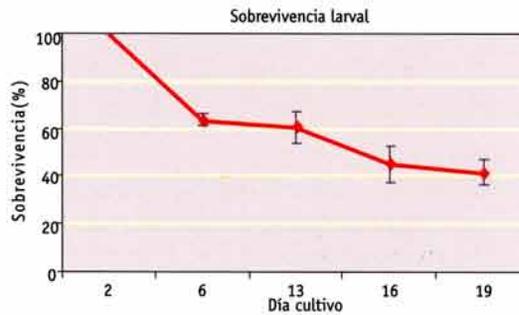
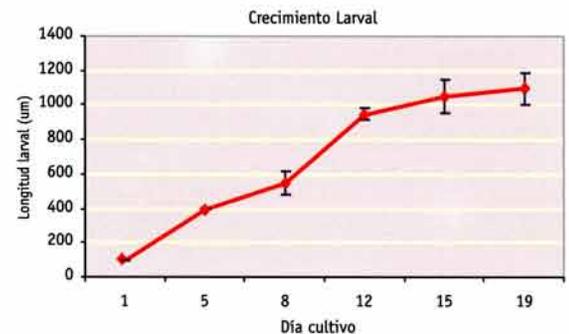


Fig21:

Sobrevivencia larval promedio (%) de larvas de erizo alimentadas con mezcla de microalgas *Ch. gracilis* e *I. galbana*.

Fig 22:
Crecimiento larval promedio (μm) de larvas de erizo alimentadas con mezcla de microalgas *Ch. gracilis* e *I. galbana*.



Requerimientos

Para que esta etapa del cultivo se desarrolle con éxito, se debe contar con el equipamiento e infraestructura adecuado.

Ésta se realiza íntegramente en tierra, en ambiente controlado, simulando las condiciones naturales. Las necesidades para llevar a cabo este proceso tienen relación con el espacio físico, sistemas básicos para el cultivo como sistema de agua de mar, sistema de aireación, control de temperatura, sistema de filtración de agua de mar y los equipos y sistemas de apoyo como abastecimiento de microalgas, y sala de microscopía.

Infraestructura

El "Hatchery" es la infraestructura requerida para realizar el cultivo larval del erizo. Este consiste básicamente en una sala pequeña con mesones donde se realiza la etapa de inducción al desove, fertilización

y desarrollo embrionario del erizo y una sala amplia en donde se colocan los estanques de cultivo larval.

Un módulo sustancial para la producción de semillas es la producción de microalgas, para la alimentación de las larvas. Requiere equipos y sistemas de apoyo, descritos detalladamente en el manual para el cultivo de microalgas de esta serie.

Así también es importante contar con un laboratorio, implementado con estéreo microscopio («Lupa») y microscopio.

Las dimensiones de esta infraestructura dependerá exclusivamente de las proyecciones que tenga la producción.

Cada una de estas salas deben tener un radier de concreto, cubierto con cerámicas y pendiente suficiente para que el agua escurra fácilmente hacia el exterior.

Estanques de cultivo larval

Estanques de fibra de vidrio de 500L, con filtro interno de PVC de 110 mm, cubierto por malla de retención de larvas (125, 177 y 250 μm), que permite la circulación y evacuación de agua de mar. (fig. 24)

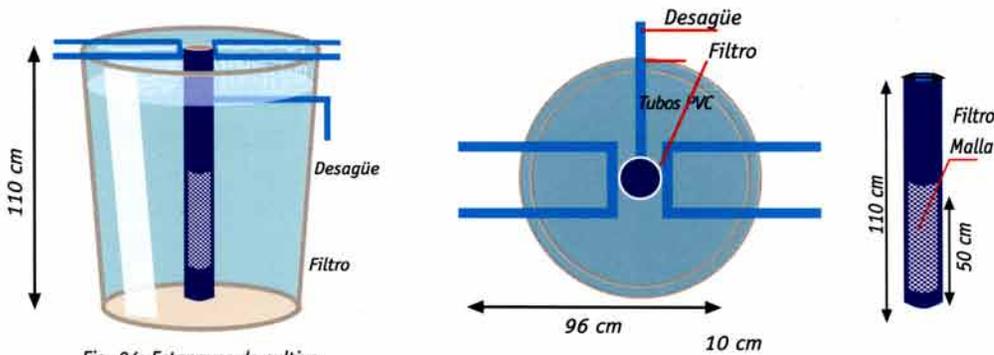


Fig. 24: Estanques de cultivo

Red de agua de mar abierta

Compuesta por 4 filtros de retención de partículas (10, 5, 1 y 0.5 μm), tubo ultravioleta (germicida), estanque de acumulación con calefactor y controlador de temperatura, red de tuberías y llaves de PVC que alimentan y regulan la entrada de agua a cada estanque (Fig. 25).

Red de aire

Permite la homogeneización de los cultivos y está compuesta por 3 filtros de retención de partículas (prefiltro de algodón, filtro de 1 y 0.5 μm), red de tuberías de PVC, mangueras de silicona y llaves de plástico que permiten regular el flujo de aire a través de dos difusores en cada estanque, en superficie y fondo.



Fig. 25:

Los filtros para el agua de mar y para el aire se instalan en forma de "cascadas", utilizando cartuchos de retención de partículas de tamaño mayor a menor, facilitando así la limpieza de la batería.

Parámetros abióticos:

Salinidad

Las variaciones bruscas de salinidad pueden influir en la muerte masiva de larvas, por lo tanto debe ser medido diariamente. Los valores de salinidad para el cultivo de larvas de erizo debe mantenerse entre 33 y 34 ppm. Este parámetro se mide mediante un salinómetro o un refractómetro.

ph

El ph, también debe ser medido periódicamente. Los valores para este cultivo deben oscilar entre 7.5 y 7.8.

Amonio

Los valores oscilan entre 200 - 300 $\mu\text{g/L}$. Esta medición de la concentración de amonio en los estanques de cultivo nos permite, detectar niveles de amonio-amoníaco que pueden ser letales o estar afectando el desarrollo normal del cultivo.

Oxígeno

La medición de la concentración o nivel de saturación de oxígeno en el agua de cultivo, nos permite detectar niveles que pueden ser letales o estar afectando el desarrollo normal del cultivo.

Temperatura

La temperatura del agua se mantiene constante entre 18 - 19 $^{\circ}\text{C}$.

Otros análisis:

Bacterias

Este análisis permite detectar la presencia de bacterias nocivas para el cultivo y la utilización de un antibiótico adecuado para el tratamiento de éstas. Los análisis que se deben efectuar son:

- Agar TSA, para recuento total bacteriano.
- Agar TCBS, selectivo para bacterias del género *Vibrio sp.*
- Agar GSP, selectivo para el género *Pseudomonas sp.* y *Aeromonas sp.*

Estos análisis se pueden realizar en larvas o en el agua de cultivo.



Instrumento portátil para medir el contenido de oxígeno disuelto en el agua. Algunos de estos instrumentos permiten también medir el ph, a través de un cambio del electrodo de medición (Fuentes: Cole-Parmer, Oximeter).

Control de parámetros abióticos y otros análisis durante el cultivo



Indicadores como estos ("Aquatest") se usan para determinar la concentración de amonio en el agua (Fuente: MERCK)

Salinómetro



La salinidad se puede medir con un salinómetro o con un refractómetro

Refractómetro



2.1.4. Cultivo Intermedio

Índice

Esta etapa se realiza en invernadero y comprende desde la siembra de larvas premetamórficas hasta que éstas alcanzan un tamaño de 5 mm de diámetro. El proceso tiene una duración de 5 meses, aproximadamente y comprende los siguientes pasos.

Acondicionamiento de placas de fijación

En el cultivo del erizo es fundamental contar con un buen inductor de asentamiento de larvas premetamórficas, determinándose que la presencia de diatomeas pennadas como sustrato es el mejor inductor a la metamorfosis. Por lo tanto, se debe proceder a «biologizar» las placas de asentamiento,

procedimiento que se efectúa un mes antes de trasladar las larvas premetamórficas a los estanques.

Con el fin de obtener una película homogénea de diatomeas, las placas se rotan periódicamente y los estanques se mantienen tapados con malla Rachel, evitando la exposición a la radiación solar. De no efectuar este procedimiento, proliferan algas filamentosas.

Siembra de larvas premetamórficas

La siembra de larvas premetamórficas sobre placas, se realiza homogéneamente sobre todo el estanque. Para optimizar la fijación, se disponen placas en el fondo del estanque.

En cada estanque se siembran 250.000 - 350.000 larvas premetamórficas, ya que asumiendo una sobrevivencia de 30 - 40%, se obtiene un estanque con 100.000 juveniles metamorfoseados.

Realizada la siembra, se corta el suministro de agua por 3 a 4 días y se cubren los estanques con malla Rachel.

Fijación y metamorfosis

En las larvas que se encuentran próximas a la metamorfosis se observa la reabsorción de los brazos; de esta manera, disminuyen su volumen y comienzan a tomar la forma característica de un erizo (Arrau, 1958).



Fig. 26: Invernadero



Fig. 27: Juvenil recién metamorfoseado



Fig. 28: Placas de fibra de vidrio con juveniles recién metamorfoseados



Fig. 29: Placas de fibra de vidrio con individuos desarrollados

Evaluación de la metamorfosis

Densidad: Para estimar la cantidad de juveniles postmetamórficos, luego de 15 días de iniciado el cultivo post-larval, se toma una muestra de 10 placas de fibra de vidrio con el objeto de contabilizar los juveniles adheridos a ellas.

Alimentación

Luego de 10-15 días los individuos post-metamórficos abren la boca y se alimentan, ramoneando la película de diatomeas que se encuentra sobre las placas.

Manejo y mantención del cultivo

Limpieza: Cada 15 días, se aspira el fondo del estanque de cultivo, para eliminar juveniles muertos y el exceso de material particulado acumulado.

Flujo de agua: El suministro de agua de mar es constante, abierto (sin previa filtración). El flujo debe permitir la renovación del volumen total de agua durante el día.

Flujo de aire: La aireación es constante durante el cultivo.

Temperatura: La temperatura del agua no se controla y dependerá de la época del año.

Control parámetros del cultivo

Crecimiento: cada 15 días se muestrean 100 juveniles al azar con reposición, de cada estanque, y se mide el diámetro máximo bajo el estereomicroscopio ("lupa").



Fig. 30: Estereomicroscopio: Este instrumento se usa para observar objetos que no son transparentes; el factor de magnificación más común es entre 25 y 100 veces; a su interior se pueden colocar escalas ópticas, para efectuar mediciones directas "en pantalla" (Fuente: NIKON)

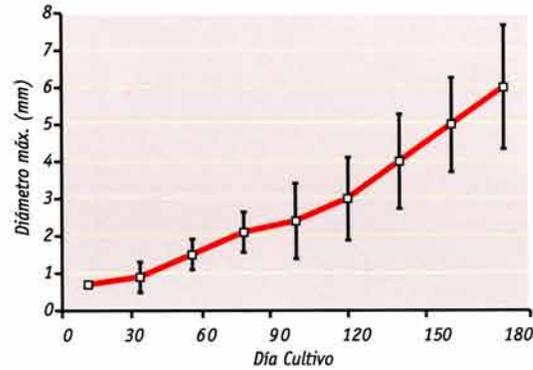


Fig. 31: Curva Crecimiento Juveniles

Requerimientos

Para esta etapa del cultivo se requiere una infraestructura más sencilla (Fig. 26), ya que las condiciones de trabajo no precisan controles de parámetros abióticos tan estrictos como en las etapas anteriores, la infraestructura básica es la siguiente:

Estanques de cultivo post-larval

Son estanques de fibra de vidrio (5.2 x 1.3 x 0.65 m; aproximadamente 4400 l) (Fig. 33), cada uno con 20 sets compuestos de placas de fibra de vidrio transparente ensambladas con tuberías de PVC. Cada set tiene 25 placas de 40 x 50 cm (Fig. 32).

de 10000 l c/u, red de tuberías y llaves de PVC que alimentan y regulan la entrada de agua a cada estanque.

Red de aire

Permite la homogeneización del cultivo y está compuesta por una red de tuberías de PVC con orificios, ubicadas en el fondo del estanque, que permiten la difusión de grandes burbujas de aire

Red de agua de mar abierta

Compuesta por 2 estanques de acumulación

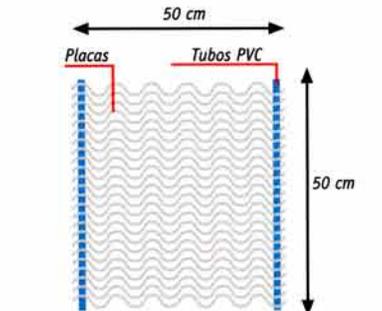
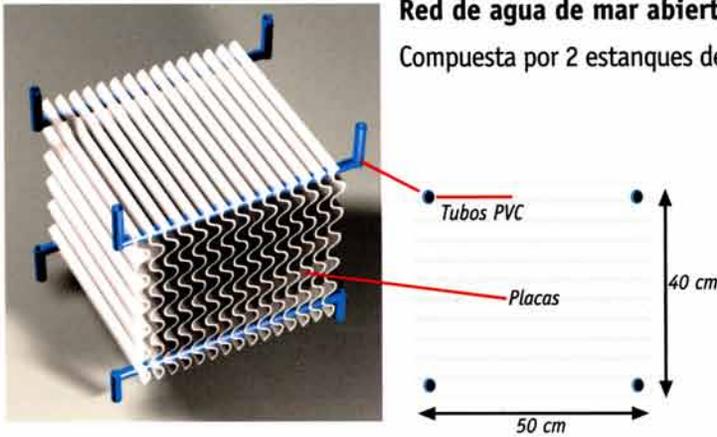


Fig. 32: Placas de fijación de fibra de vidrio

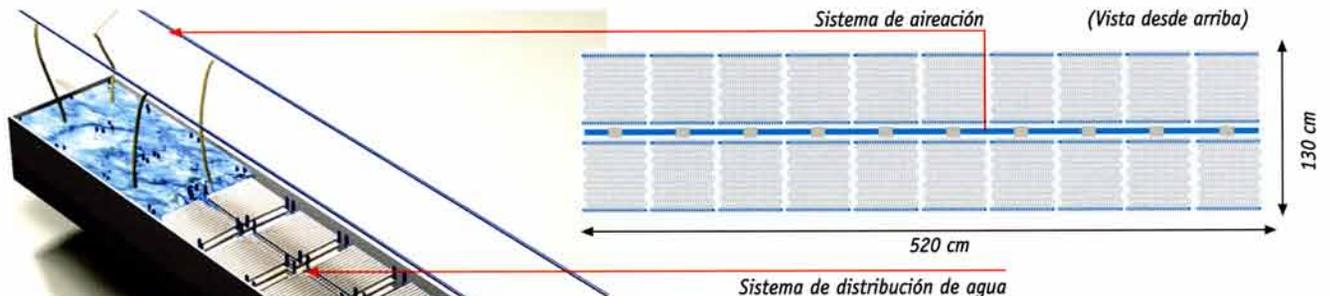


Fig. 33: Esquema de un sistema de cultivo de semillas, con 20 módulos de crecimiento

2.2 Cultivo de Engorda

Esta etapa comprende el cultivo en el mar, de erizos de 5 mm hasta 50-55 mm de diámetro promedio de testa; su duración es de aproximadamente 30 meses. Los aspectos más importantes en el desarrollo de los ejemplares son la alimentación, la limpieza, y el control de densidad o desdoble.

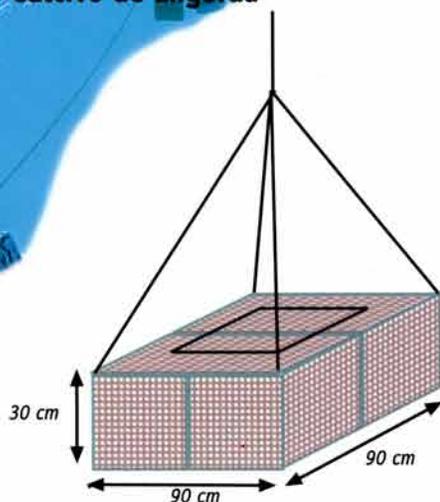


Fig. 34: Jaula de engorda



Fig. 35: Sistemas suspendidos

Infraestructura marina. Sistema de cultivo (long-lines y jaulas)

La infraestructura básica consiste en jaulas o bandejas (90 x 90 x 30 cm), de una estructura metálica, forrada con malla plástica de trama de 5 mm, con cierre superior. Son suspendidas desde long-line a 2 m de profundidad y a 1.5 m de separación entre una jaula y otra.

Densidad

La densidad de cultivo variará de acuerdo al tamaño de los erizos. Para disminuir la densidad se realizan desdobles de los erizos de las jaulas. Esta operación se realiza en el mar y puede ser mediante conteo total de los erizos o mediante muestras representativas de peso, especialmente cuando son aún pequeños.

Tabla 3: Densidad de cultivo

Tamaño semilla	Individuos/jaula
5-10 mm	5000
10-20 mm	2500
20-30 mm	1200
30-40 mm	600
40-45 mm	500
45-50 mm	350
50-55 mm	250

Procedimiento de desdoble

Los desdobles o procedimiento de disminución de densidad de los erizos en las jaulas, se realizan cuando éstos alcanzan los tamaños promedios que se ilustran en la tabla 3 (densidad del cultivo).

- Se contabilizan los erizos de cada jaula
- Permanece en cada jaula el número de erizos según tabla de densidad del cultivo
- Los erizos que se extraen son ubicados en otra jaula
- La manipulación debe ser rápida y con cuidado, evitando el deterioro de las espinas y manteniendo siempre la jaula provista de macroalgas.
- Se debe evitar la exposición de los erizos al sol o al viento.

Alimentación

Durante los primeros meses el erizo se alimenta con la alga clorófito *Ulva sp.* ("Lechuga de Mar"), posteriormente se enriquece la dieta con el alga *Macrocystis pyrifera* ("sargaso"). La mezcla de algas en la ración de alimento es de 1:1 y se suministra a saciedad.

De continuar con esta dieta hasta que los individuos desarrollen gónadas atractivas para el mercado (lo que ocurre en un erizo de 70mm de diámetro de la testa), el cultivo de engorda se extiende por un período superior a los 4 años. Con la finalidad de acortar este período, el Instituto de Fomento Pesquero en conjunto con el Dr. John Lawrence de la Universidad de Tampa, Florida y la empresa Wenger International Ltd., formuló y elaboró una dieta pelletizada extruída sobre la base de algas y otros componentes (Tabla 4), que al ser suministrada a los erizos durante 90 días, reduce aproximadamente 12 meses la etapa de engorda.

Esto significa que, en un período de sólo 35 meses, desde la obtención de las larvas, se produce una gónada de tamaño comercial en un erizo de solamente 55mm de diámetro de testa.

La dieta artificial se comienza a suministrar una vez que los ejemplares alcanzan un diámetro de testa de 40 - 50 mm. La alimentación se efectúa durante 3 meses cada 10 días con una ración de 0,3 - 0,5 g/día/erizo.

Procedimiento alimentación

La alimentación se realiza cada 10 días en forma manual, en conjunto con la limpieza de las jaulas.

- Se extrae toda el alga descompuesta o sobrante
- Posteriormente, se procede a incorporar alga nueva, en los primeros meses de cultivo, *Ulva sp.* y posteriormente se enriquece la dieta con el alga *Macrocystis pyrifera*. La mezcla de algas en la ración de alimento es de 1:1 y se suministra a saciedad.



Fig. 37: dieta algal compuesta de una mezcla de *Ulva sp.* y *Macrocystis pyrifera*.

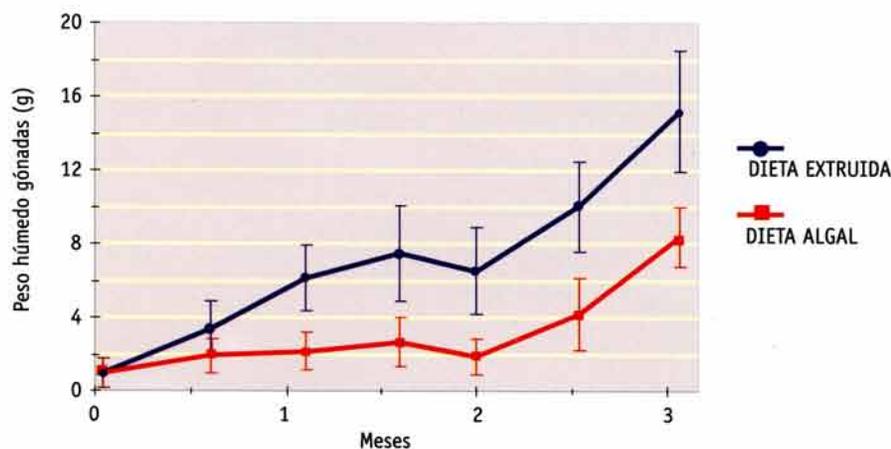


Fig. 39: Crecimiento de *L. albus* alimentado con dieta algal y dieta extruída



Fig. 36 : Aspecto de dieta extruída en su formato de venta y en la jaula de engorda

Tabla 4: Composición del alimento extruído

Componentes	%Peso seco
Macroalga	14.00
Maíz	32.00
Trigo molido	27.56
Harina de soya	11.10
Harina de pescado	12.00
Bifosfato de potasio	1.33
Aceite	0.24
Colesterol	0.30
Etóxidos	0.20
Minerales y Vitaminas	0.80
Vitamina C	0.08
Carotenoides	0.01



Fig. 38: dieta algal consistente en *Ulva sp.*

Control parámetros del cultivo

Crecimiento:

Mensualmente se muestrean 100 erizos al azar con reposición, desde un 10 % del total de jaulas. Esta operación se realiza en el mar y se mide el diámetro máximo con un pie de metro. En el caso de erizos alimentados con dieta extruída, quincenalmente debe muestrearse la condición gonádica de 5 individuos por jaula, mediante disección y pesaje de la gónada.



Fig. 40: El instrumento para medir el tamaño de los erizos es el "pie de metro"

Índice

Tabla 5: Supervivencia en relación al tamaño del individuo

Tamaño (mm)	Supervivencia
5 a 15	80%
15 a 40	72%
40 a 50	85%

Ejemplos de diagramas de crecimiento:

El crecimiento a esperar en las diferentes etapas estará cercana a los valores indicados en estos gráficos; sin embargo, depende mayormente del manejo y de las condiciones ambientales.

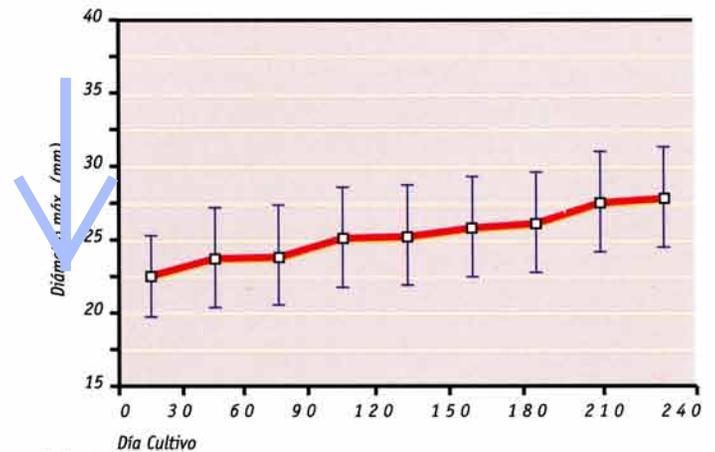
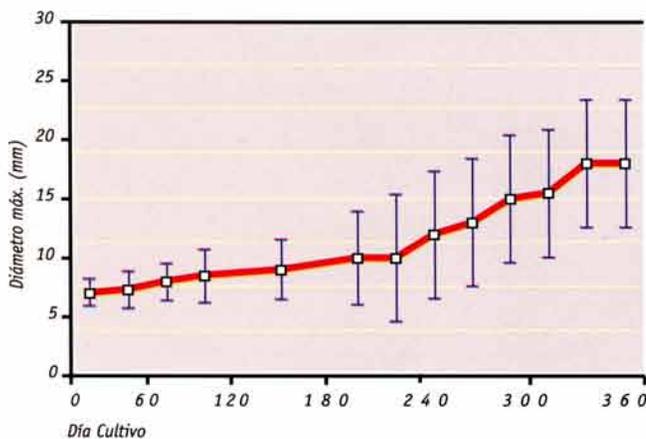


Fig. 43, 44: Gráficos de crecimiento

Tabla 6: Tiempo acumulado de cultivo para todas las etapas

Etapa	Tiempo de Cultivo
Cultivo Larval	
Fecundación	0 hrs.
Prisma	48 hrs.
Equinopluteus (4 brazos, 500μ)	96 hrs.
Equinopluteus (8 brazos, 860μ)	16 días
Larva Premetamórfica	20 días
Cultivo Intermedio	
Metamorfosis	27 días
Apertura boca	42 días
Individuos 5 mm	5 meses
Cultivo de Engorda	
Individuos 15 mm	10 meses
Individuos 40 mm	25 meses
Individuos 50 mm	30 meses

BIBLIOGRAFÍA

- Arrau, L. 1958. Desarrollo del erizo comestible en Chile, *Loxechinus albus* (Molina). Rev.Biol.Mar, Valparaíso VII (1,2,3): 39-61.
- Barnes, R. 1989. Zoología de los Invertebrados. Editorial Interamericana 5ª Ed. 957 pág.
- Bay-Schmith, E., C.Werlinger, J. Silva . 1981. Proyecto de Investigación: "Ciclo anual de reproducción del recurso erizo *Loxechinus albus* entre la X y XII región". Depto. Biol. Molec. Universidad de Concepción. 68 pp
- Bustos, E. 1986. Diagnóstico de las principales pesquerías nacionales bentónicas. III-IV y X región. Estado de situación del recurso. 242-268
- Bustos, E, S. Olave y R. Troncoso. 1990. Investigaciones en erizo *Loxechinus albus* (Molina, 1782) en Estudio repoblamiento de recursos bentónicos, área piloto IV Región III. CORFO-IFOP (AP 90/1C), 186 pp.
- a) Bustos, E. C. Godoy, S. Olave, R. Troncoso. 1991 .Investigaciones en el erizo chileno *Loxechinus albus*, (Molina, 1782) en Desarrollo de técnicas de producción de semillas y repoblación de recursos bentónicos. Cap. I. IFOP/PNUD. 1- 60.
- b) Bustos, E. C. Godoy, R. Troncoso. 1991. Investigación en erizo *Loxechinus albus* (Molina, 1782) en Investigación repoblamiento de recursos bentónicos área piloto IV Región Etapa III. CORFO-IFOP. SGI - IFOP 91/5: 61 - 138.
- Bustos, E., S.Olave, R. Troncoso, C. Godoy. 1992 .Investigaciones de Erizo *Loxechinus albus* (Molina, 1782) en Investigación repoblamiento de recursos bentónicos área piloto IV Región Etapa IV. CORFO-IFOP. SGI - IFOP 92/8: 91 - 150.
- Guisado ,Ch., S Contreras. 1983. Antecedentes biológicos de *Loxechinus albus* (Molina, 1972) y potencialidad de cultivo controlado. Memorias Asoc. Lat. Acuic. (A.L.A.) Vol 1 Resúmenes. p.3
- Guisado,CH., J.C. Castilla.1987. Historia de vida, reproducción y avances en el cultivo del erizo comestible chileno *Loxechinus albus* (Molina, 1782) (Echinoidea: Echinidae). Manejo y Desarrollo Pesquero. VII Jornadas en Pesquerías. Univeridad Católica de Valparaíso. 59-61.
- González, L. J Castilla, Ch. Guisado.1987. Effect of the larval diet and rearing temperature on metamorphosis and juvenile survival of the edible sea urchin *Loxechinus albus* (Molina,1072) (Echinoidea, Echinidae). Journal of Shellfish Research. Vol 6, N° 2. 109- 115.
- González, M. L., M.C. Pérez. 1990 . Crecimiento del erizo *Loxechinus albus* (Molina), en condiciones artificiales. Biota, Osorno, Chile. Vol. 6. 35-44.
- Larraín, A. 1975. Los equinoideos regulares fósiles y recientes de Chile. Gayana Zoología, 35: 1-189.
- Lawrence, J., S. Olave, R. Otaiza, A. Lawrence, E. Bustos. 1997. Enhancement of gonad production in the Sea Urchin *Loxechinus albus* in Chile, fed extruded feed. Journal World Aquaculture Society, Vol. 28, N° 1, 91 - 96
- Olave, S., R. Troncoso, C. Godoy. 1993 . Erizo *Loxechinus albus* (Molina, 1782) en Investigación Repoblamiento de Recursos Bentónicos Área Piloto IV Región Etapa V. SGI - IFOP 93/8, 59 - 82.
- Olave, S.; E. Bustos; J. Lawrence y P. Cárcamo. In Press. The effect of size and diet on gonadal production by the Chilean Sea Urchin *Loxechinus albus*.

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*)



División de Acuicultura

Balmaceda 252 • Casilla 665

Teléfono: (+56)(65)250085

264697

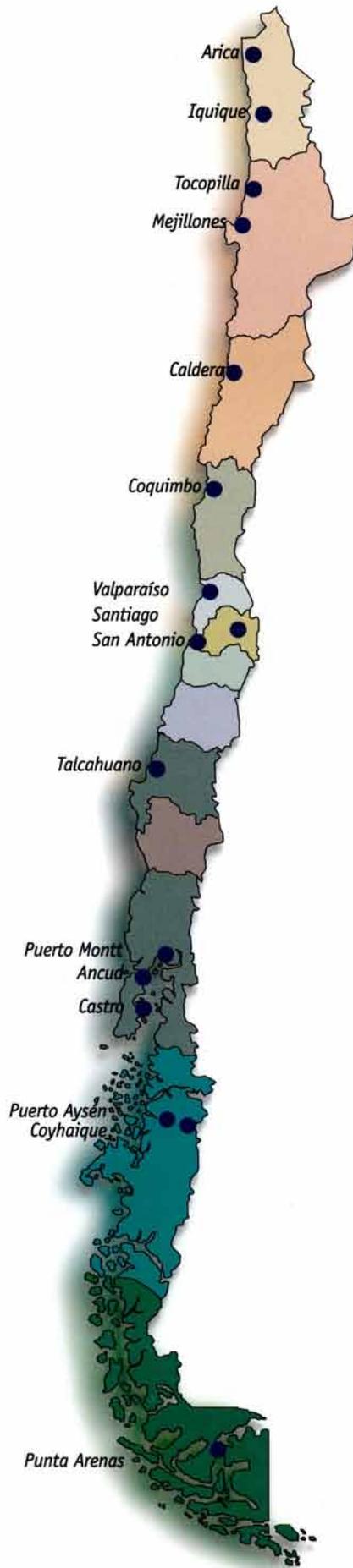
262963

259995

Fax: 2629 61

e-mail: ebustos@ifop.cl

índice



Hueihue
Camino Manao s/n
(X Región)

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

Coyhaique
"Dr. Shiraishi" Complejo Piscícola, Coyhaique
Camino Aeropuerto Tte. Vidal 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