

**MINISTERIO DE LA PRODUCCION**

**DIRECCION GENERAL DE ACUICULTURA**

---

**DEMOSTRACION PRÁCTICA DE LA REPRODUCCION  
DEL ERIZO ROJO (*Loxechinus albus*) EN LA  
MACROREGION SUR**



**INFORME FINAL**

---

**DICIEMBRE 2010**

## **EQUIPO COORDINADOR, EXPOSITOR Y PARTICIPANTE DEL EVENTO - ILO**

### **Coordinador**

Ing. José Luis Mamani Maquera

### **Expositores**

Ing. Víctor Chili  
Blgo. Jorge Bautista Correa  
Srta. Carla Álvarez

Fondo de Desarrollo Pesquero (FONDEPES)  
Instituto del Mar del Perú (IMARPE) – Lima  
Universidad Nacional de San Agustín - UNSA

### **Participantes**

MSc Ygor Sanz  
Ing Roger Ayerbe  
Ing. Vicente Castañeda  
Blga. Sheyla Zeballos  
Est. Ing. Pesq. Carmen Liza  
Est. Ing. Pesq. Claudia Bocanegra  
Est. Ing. Pesq. Candy Huamán  
Est. Ing. Pesq. Marianela Garambel

Laboratorio de Investigación de Moluscos (LIM)  
Laboratorio de Investigación de Moluscos (LIM)  
Laboratorio de Investigación de Moluscos (LIM)  
Laboratorio de Investigación de Moluscos (LIM)  
Universidad Nacional de Moquegua (UNAM)  
Universidad Nacional de Moquegua (UNAM)  
Universidad Nacional de Moquegua (UNAM)  
Universidad San Agustín de Arequipa (UNSA)

# DEMOSTRACION PRÁCTICA DE LA REPRODUCCION DE ERIZO ROJO EN LA MACROREGION SUR

## 1. ANTECEDENTES

---

A solicitud del Ministerio de la Producción la Corporación Andina de Fomento y el Ministerio de Relaciones Exteriores de la República Italiana (MAE), a través del Fondo General de Cooperación Italiana (FGCI), viene financiando el Proyecto "Desarrollo de acciones pilotos para promover el desarrollo del sector acuícola en la costa sur del Perú", teniendo como ente ejecutor a Instituto Cooperazione Universitaria - ICU y como contraparte técnica a la Dirección General de Acuicultura del Viceministerio de Pesquería, este proyecto tiene por objetivos promover el desarrollo de actividades acuícolas de repoblamiento en la costa sur del país, específicamente en los departamentos de Arequipa, Moquegua y Tacna, con la finalidad de optimizar el manejo de recursos bentónicos de gran potencial económico como son el *Loxechinus albus* "erizo" y el *Concholepas concholepas* "chanque" a través del trabajo de las organizaciones sociales de pescadores artesanales – OSPAS de estos departamentos, contando además con la intervención del gobierno local.

En la Dirección de Investigaciones en Acuicultura, Gestión costera y Aguas Continentales del IMARPE (sede Callao) se vienen realizando estudios sobre el cultivo larvario del erizo rojo *Loxechinus Albus* bajo condiciones de laboratorio, con lo cual se busca lograr una tecnología eficiente, que cubra aspectos fisiológicos, biológicos y alimenticios del organismo, inicialmente desde su fase larvaria hasta obtener una tecnología que ofrezca la sostenibilidad de su cultivo en ambiente natural. Estos experimentos deberán aportar información que permita lograr con éxito el cultivo de larvas, su crecimiento y desarrollo en laboratorio hasta la obtención de semillas.

Con esta experiencia, la Dirección Nacional de Acuicultura del PRODUCE, solicito al IMARPE apoyo de personal profesional especializado, a fin de cooperar en la capacitación de los participantes en esta demostración prácticas que difunda e incentive en la macro región sur el proceso de investigación y desarrollo tecnológico en la reproducción artificial de este recurso.

## 2. INTRODUCCIÓN

---

El erizo rojo (*Loxechinus albus*, Molina 1782) se distribuye desde Isla Lobos Afuera (6°53'50''S) en Perú, hasta las islas del extremo sur de Chile (55°S). Batimétricamente se distribuye desde la zona intermareal hasta los 340 m de profundidad, sobre fondos duros cubiertos de algas. Esta especie ha sido intensamente explotada en las costas del sur del Perú, constituyendo una de las pesquerías bentónicas más importantes por la gran demanda de sus gónadas, especialmente en el mercado japonés.

Las gónadas de erizo constituyen el producto marino que alcanza el precio más alto (50-100 US\$/Kg) en los mercados internacionales y su volumen de producción es de alrededor de 80.000 t anuales. Los desembarques de erizo en el Perú fluctuaron entre 90 y 3 000 TM /año entre 1998 y 2007, este último año se comercializaron 1.080TM en estado fresco y 852TM en congelado y según reportes de PROMPERU en el año 2009 se exportaron USD FOB 1 011 645 siendo el principal mercado Japón, aunque también se enviaron a Corea y Hong Kong. La importancia comercial del erizo es debida al delicado sabor de sus gónadas, que se consideran comparables con el caviar, siendo muy apreciadas. Actualmente el recurso se encuentra sobreexplotado en la localidad de Atico y no es extraído para su comercialización.

La mayoría de los estudios en este recurso, están orientados hacia la generación de tecnologías que permitan el cultivo de los erizos de mar, enfatizan la importancia del cultivo larvario, los sistemas de cultivos, el mejoramiento de la calidad de la gónada, y el desarrollo de dietas experimentales. LAWRENCE & LAWRENCE (2003) refieren la importancia económica de los erizos y sugirieron realizar ensayos concernientes a la cría de larvas en condiciones de laboratorio, que pudieran ser destinadas a repoblar aquellas zonas diezgadas por la excesiva explotación y para incentivar los cultivos en regiones con estudios ambientales preestablecidos.

Bajo estas perspectivas, se desarrollo el evento de “Demostración practica de la reproducción de erizo en la macro región Sur”, realizado en las instalaciones del Laboratorio de Investigación de Moluscos del Laboratorio Costero de Ilo del IMARPE, con participación de profesionales de IMARPE, del FONDEPES, de la UNSA, también se contó con personal de la Universidad Nacional de Moquegua (UNAM) y especialista de la Universidad Católica del Norte de Chile (UCN).

La demostración práctica se realizo aplicando técnicas para el desove, fertilización y desarrollo larvario y fijación de post larvas de erizo rojo, que contempla entre otros temas el diseño de instalaciones, producción de alimento en sus diferentes etapas, controles de parámetros, métodos de medición y control de ejemplares en cultivo y las pautas para el suministro de alimento vivo.

El desarrollo del proceso fue llevado con mucha expectativa y dedicación por parte de los participantes, quienes salieron con mayor conocimiento en la reproducción de erizo y con perspectivas complementarias aplicables en su entorno.

### 3. ASPECTOS GENERALES DEL ERIZO

---

El erizo, **L. Albus** (MOLINA, 1782), invertebrado marino es miembro del phylum Echinodermata, el cual contiene alrededor de 6000 especies entre las que se encuentran estrellas de mar, pepinos de mar, estrellas quebradizas y los erizos, uno de los rasgos característicos del phylum es que la mayoría presentan hábitos bentónicos, viven adheridos a un sustrato (BARNES, 1989), su simetría pentaradial (su cuerpo puede dividirse en cinco partes dispuestas en torno a un eje radial) y la presencia de un exoesqueleto formado por piezas calcáreas que integran una testa rígida la cual presenta espinas sobre su superficie dando origen al nombre equinodermo que significa "piel espinosa" (LARRAÍN, 1975).



**L. albus** se extiende 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 Chile. Su dispersión oriental llega hasta la Isla de los Estados y se distribuye batimétricamente desde la zona intermareal hasta 340 metros de profundidad (LARRAÍN, 1975).

El erizo, **L. albus**, es una especie dioica es decir, existen erizos machos y hembras, no presentan diferencias sexuales externas y han sido estudiados en forma separada para conocer su ciclo reproductivo. Alcanza su primera madures sexual cuando presenta 4 a 5 cm de diámetro. Como ya se explicó, el erizo presenta cinco gónadas llamadas lenguas, en la figura 1 se muestran gónadas de un erizo sexualmente maduro. 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 al agua de mar, medio en el que ocurre la fecundación (ARRAU, 1958).

En cuanto al ciclo reproductivo del individuo, este experimenta variaciones latitudinales en época de desove, dentro de la costa chilena, produciéndose entre los meses de Julio a Diciembre de cada año (GUISADO Y CASTILLA, 1987), periodo que coincide con las temperaturas superficiales de agua de mar mas bajas y poco fluctuante de la localidad mencionada (BÜKCLE ET AL, 1978, BAY-SCHIDTH ET AL.1981, GUISADO Y CASTILLA, 1987) y además se aprecia que el principal periodo reproductivo de **L. albus** en Chile ocurre mas tarde en el año conforme se avanza hacia el sur (ZAMORA Y STOTZ, 1992).

El erizo, **L. albus**, es una especie dioica es decir, existen erizos machos y hembras, no presentan diferencias sexuales externas y han sido estudiados en forma separada para conocer su ciclo reproductivo. Alcanza su primera madures sexual cuando presenta 4 a 5 cm de diámetro. Como ya se explicó, el erizo presenta cinco gónadas llamadas 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 al agua de mar, medio en el que ocurre la fecundación (ARRAU, 1958).

Los óvulos de estos animales son esféricos y pequeños (120  $\mu$ ), los espermios presentan una cabeza aguzada que mide 10  $\mu$  de largo y una cola que mide 44  $\mu$  de largo (ARRAU, 1958). En

cuanto al ciclo reproductivo de este individuo se debe señalar que presenta cuatro grandes etapas: maduración, desove, reabsorción y reposo.

Luego de producida la fecundación de óvulo por el espermio, aparece la membrana de fecundación dando comienzo a la segmentación del huevo, la cual pasa por la etapa de clivaje o división hasta la etapa de gástrula que demora 24 horas. Esta última adquiere forma de cono, convirtiéndose gradualmente, luego de 48 horas en una larva prisma, en la figura 2 se muestra el ciclo de vida de **L. albus**. Algunas características de las larvas de los equinoídeos, como lo son, longitud del periodo, morfología y morfometría, pueden ser variado dependiendo de las características del medio que lo rodea. Entre los factores que afectan algunas de sus características se encuentran por ejemplo la temperatura del medio, cantidad y calidad del alimento, movimiento y aeración del agua (FUJISAWA, 1989).

Una vez alcanzado el estado de larva prisma y luego de transcurrido 3 a 4 días de efectuada la fecundación, da origen a la larva equinopluteus, la cual presenta cuatro brazos y un tamaño cercano a 500  $\mu\text{m}$  (medio milímetro). En este momento la larva se alimenta de fitoplancton y partículas orgánicas pequeñas en suspensión. A los 16 días, la larva ha continuado su desarrollo, presentando 8 brazos y un tamaño aproximado de 1000  $\mu$  (1 milímetro). Finalmente, entre el día 20 y 24 se produce la metamorfosis de la larva equinopluteus dando origen a un individuo juvenil (BARNES, 1989).

## 4. PLANIFICACION Y DESARROLLO DEL EVENTO

De acuerdo con el Cronograma del Taller presentado al PRODUCE, el evento se realizó desde el 24 de noviembre al 23 de diciembre del 2010. Las sesiones teóricas se dieron en el auditorium del IMARPE sede Ilo y las prácticas en el Laboratorio de Investigación de Moluscos del IMARPE sede Ilo.

La programación fue realizada de acuerdo a lo planificado, basado en la aplicación y demostración de técnicas para la reproducción de erizo rojo, siguiendo los temas principales considerados en el planteamiento inicial, según referencias de los especialistas en el tema. Las cuales se describen en los siguientes cuadros para su ilustración.

**Cuadro 1: Descripción de temas y expositores del evento**

TEMAS	SUBTEMAS	EXPOSITORES (*)
DISEÑO DE INSTALACIONES	Ubicación	FONDEPES
	Dimensionamiento	
	Equipamiento	
DESOVE	Acondicionamiento reproductores	IMARPE
	Inducción	UNSA
	Fertilización	
PRODUCCION DE ALIMENTO	Dieta y concentración óptima de microalgas	IMARPE
	Producción de microalgas bentónicas	FONDEPES
DESARROLLO LARVARIO	Protocolo de cultivo	IMARPE
	Alimento	
FIJACION DE POSTLARVAS DE ERIZO	Preparación de placas fijadoras	IMARPE
	Monitoreo del proceso de asentamiento y fijación	

(\*) Todos los temas serán desarrollados con la participación del Dr. Luis Pereira (UNC-Chile)

**Cuadro 2: Descripción de temas y expositores del evento**

ACTIVIDADES	PERIODO DE EJECUCION
<b>1,0 COORDINACIONES PREVIAS</b>	
Coordinación con expositores y el IMARPE - Ilo	24 al 25 de Noviembre
<b>2,0 DESARROLLO DE TEMAS</b>	
2,1 Diseño de instalaciones	25 al 27 de noviembre
2,2 Desove	28 de noviembre al 04 de diciembre
2,3 Producción de alimento	05 al 07 de diciembre
2,4 Desarrollo larvario	06 al 18 de diciembre
2,5 Fijación de Post larvas de erizo	15 al 23 de diciembre

## 5. ACTIVIDADES Y RESULTADOS

---

### 5.1 DISEÑO DE INSTALACIONES

#### Ubicación y dimensionamiento

Debido a que las condiciones ambientales de la sala de cultivo larval del Laboratorio Costero del IMARPE – Ilo no eran las más adecuadas para este recurso, se procedió a preparar la sala para esta actividad; por lo que se instaló un equipo de aire acondicionado y se colocó aislamiento térmico, mediante un techo de plástico, a fin de proporcionar los grados adecuados para el cultivo larval durante la práctica demostrativa (Como se muestra en las figuras 1 y 2). Esta operación necesitó de una inversión que asumió el LIM, a fin de que la demostración tuviera las mejores condiciones. Este acondicionamiento duró dos días. Una vez adaptada la sala, se procedió a obtener los reproductores de erizo para su reproducción.



Figuras 1 y 2. Proceso de instalación de techo temporal (plastificado) en la sala de larvas del LIM



Figuras 3. Instalación de Aire acondicionado en la sala de larvas del LIM



## Equipamiento

Todo el material requerido para iniciar un cultivo larval de erizo debe ser preparado, lo que incluye su limpieza y adecuación, así fue que se prepararon 6 tanques de 300 litros para cultivo larval, y dos tanques de igual volumen para colocar a los ejemplares que serian utilizados como reproductores. En la preparación de materiales participaron alumnos la Facultad de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Moquegua (UNAM), los cuales mostraron entusiasmo y colaboraron durante esta etapa.



Figura 4 y 5. Preparación y limpieza de tanques de cultivo



Figura 6. Instalación de tanques de cultivo larval

De igual manera, los alumnos y el personal participante del evento apoyaron en la elaboración de las placas fijadoras que serian utilizadas durante el asentamiento de las larvas de erizo, la elaboración de estas placas se realizo con materiales en desuso del LABORATORIO COSTERO IMARPE – ILO.



Figura 7. Preparación de placas de fijación



Figura 8. Corte de láminas de plástico

## 5.2 DESOVE

### Acondicionamiento de reproductores

El erizo madura por primera vez al alcanzar los 40 a 50 mm de diámetro y normalmente no es extraído hasta alcanzar los 70 mm de diámetro. El periodo reproductivo de esta especie se encuentra relacionado con la latitud. En la IV Región, se encuentra sexualmente maduro en épocas de invierno, en los meses de Julio y Septiembre (ZAMORA Y STOTZ, 1994) y esta condición biológica se produce en los siguientes meses hacia el sur de Chile.

Los reproductores de erizo se obtienen desde el ambiente natural, mediante buceo semiautónomo. Los ejemplares obtenidos corresponden a diámetro de testa superior a 70 mm de sin considerar espinas. El traslado hacia el laboratorio se realiza en cajas de poliestireno expandido con esponjas humedecidas con agua de mar o utilizando colchones de macroalgas, que sirve además, como una camilla durante el traslado para evitar posibles desoves espontáneos que se producen al llegar a los laboratorios. Inmediatamente, los reproductores se distribuyen en canastos que se encuentran suspendidos en estanques con agua de mar, y aeración (BUSTOS Y OLAVE, 2001).

Para seleccionar a los ejemplares aptos para cumplir el rol de reproductores se toman en forma aleatoria 30 erizos, 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 (CASTILLA Y GUIADO, 1987).

Para la obtención de larvas viables se requieren que los reproductores que se encuentre reproductivamente maduros, con un índice gonadosomático superior a 15, a fin de que los gametos presenten características apropiadas, como ovocitos redondos, llenos de vitelo y de tamaño adecuado, así mismo los espermatozoides deberán tener una gran motilidad, por este motivo, se requiere de ejemplares con un alto grado de madurez gonadal.

Inicialmente en el primer lote de reproductores que se recibió, todos los ejemplares presentaban una talla inferior a la talla mínima de captura, lo cual retrasó el inicio de la demostración como estaba programado. Estos ejemplares se muestran en las siguientes figuras.

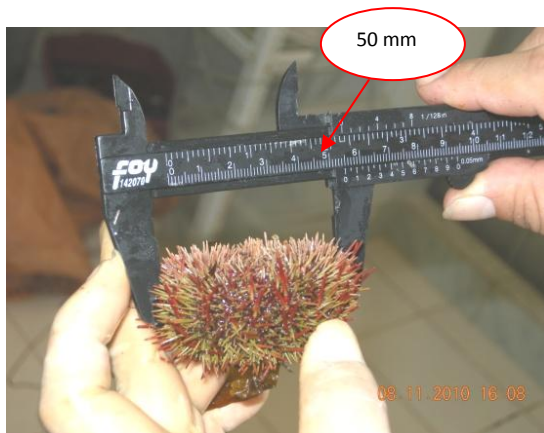


Figura 9. Reproductores de talla pequeña



Figura 10. Gónadas inmaduras



Figura 11. Selección de reproductores



Figura 12. Biometría de reproductores

Los reproductores de erizo se obtuvieron desde el ambiente natural (Punta de Coles) los cuales fueron extraídos mediante el buceo semiautónomo por un buzo marisquero.

Del total de reproductores, fueron 65 reproductores óptimos que llegaron a las instalaciones del Laboratorio de Investigación de Moluscos (LIM), las mismas que fueron dispuestos en un tanque rectangular de 250 L de capacidad (Figura 13), además se le proporciono como alimento lessonia trabeculata.



Figura 13. Reproductores de erizo en el LIM

Se seleccionaron reproductores en dos periodos de captura, de las cuales se utilizaron para el proceso de inducción química 20 y 18 respectivamente como se muestra en la cuadro 3.

Se examinaron 38 ejemplares adultos de erizo. La longitud total tuvo un rango de distribución entre 68 a 99 mm, con un promedio de 83,4mm y un peso con un rango que fluctuó entre 133,6 a 410,7 g, lo que en conjunto hace un promedio de 243,5g al inicio del ensayo.

**Cuadro 3. Reproductores de erizo utilizados para inducción al desove en dos periodos**

Desove I			Desove II		
Primer lote de reproductores			Segundo lote de reproductores		
Longitud (mm)	Peso (g)	sexo	Longitud (mm)	Peso (g)	sexo
78	207	1	79	203	1
73	150		83	199	
75	168	0	85	243	
69	138	0	85	226	1
76	173		77	174	0
69	146		84	224	
68	134		91	271	
71	145	0	88	250	0
74	200	1	81	225	
69	143		87	234	0
85	260	0	88	298	
89	273		83	224	
94	352		88	262	1
99	411	0	90	277	
90	331		87	273	
90	303	1	88	287	
86	309	1	83	237	No se inyectó
96	411	0	92	288	No se inyectó
92	319	0			
87	287				

Sexo: 1= macho 0= hembra

### Inducción

Los reproductores maduros se inducen a desovar utilizando dos técnicas: La primera metodología consiste en sacrificar el animal, extrayendo la Linterna de Aristóteles y luego se lava la parte interna del erizo con agua microfiltrada a 1 micrómetro e irradiada con luz ultravioleta (UV), extrayendo de esta forma el líquido celómico. Una vez lavada la parte interna del erizo se agrega solución de KCl 0.5 Molar, desovando y eyaculando en forma inmediata. La segunda técnica consiste en inyectar en la membrana peristomal, un volumen de 3 mL de concentración 0,5 M. de KCl. Sí 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 (Bustos y Olave, 2001).

Durante la Demostración practica, los reproductores fueron seleccionados por su tamaño y peso, luego fueron lavados para retirar los epibiontes que pudieran llevar entre las espinas. Los desoves fueron inducidos en adultos mayores de 8.0 cm, mediante una inyección salina de cloruro de potasio (KCl) a una concentración de 0.5 M en la parte oral del erizo introduciendo la aguja entre

la mandíbula. La solución de KCl fue proporcionada por la Universidad San Agustín de Arequipa. Como se muestra en la figura 15.



Figura 14. Limpieza de reproductores

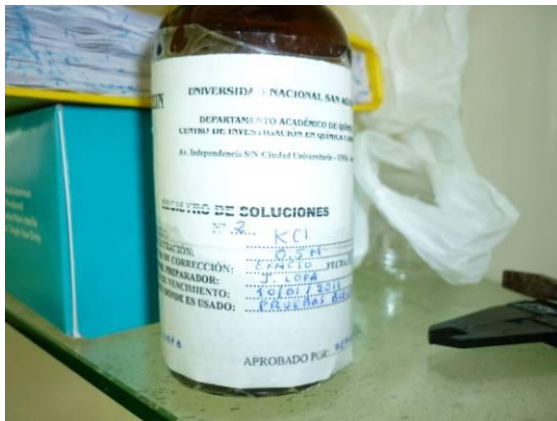


Figura 15. Solución de cloruro de potasio



Figura 16. Inducción de desove



Figura 17. Inyección de 3 ml KCl

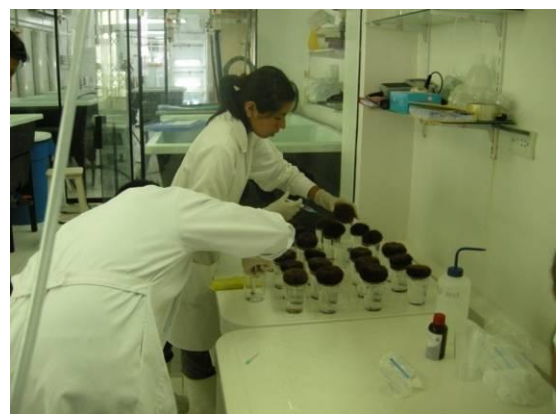


Figura 18. Observación de desove



Figura 19. Participación de alumnos de la UNAM en el desove

La técnica de inducción para los reproductores maduros de erizo consistió en inyectar en la membrana peristomal (Figura 16 y 17), un volumen de 3 mL de concentración 0,5 M. de KCl., si los erizos están maduros, la liberación de gametos es inmediata, como se observo en algunos ejemplares, caracterizándose en las hembras por el color amarillo-naranja de sus óvulos y los machos por el color blanquecino de sus espermios (BUSTOS Y OLAVE, 2001) como se muestra en la figura 20.

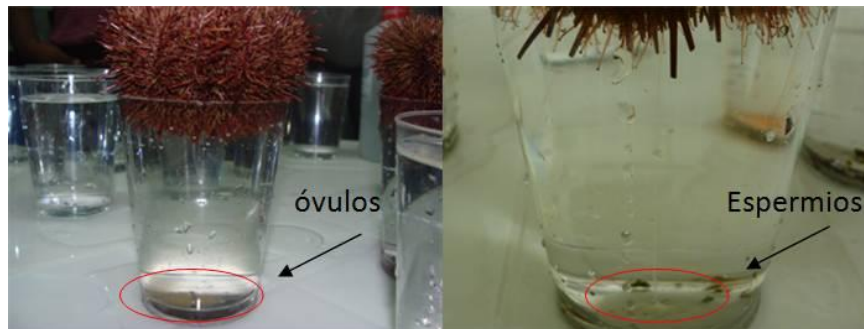


Figura 20. Obtención de gametos de erizo

Los gametos fueron recibidos en vasos transparentes de policarbonato de volumen de 150 mL, para luego ser traspasados en depósitos de 20 L. para el caso de los óvulos y para los espermios en pots de 2 L. de capacidad.

### Fertilización

Les tomó a los organismos de dos a cinco minutos iniciar la expulsión de gametos, que por medio de su coloración se puede precisar el sexo. Los óvulos son de un color amarillo y granulosos en apariencia, en contraste con los espermatozoides que se observan de color blanquecino.



Figura 21. Recolección de ovocitos



Figura 22 Recolección de espermatozoides

Una vez obtenidos los productos sexuales se llevo a cabo la fertilización para lo cual se concentró en un balde de 20 litros todos los ovocitos obtenidos, de igual manera se recolecto los espermatozoides en un vaso precipitado.



Figura 23. Lavado de ovocitos



Figura 24. Selección de espermatozoides para fecundación





Figura 25. Fecundación de gametos

Para la fertilización se realizó utilizando los espermios de 4 y 3 machos en las fechas señaladas para fertilizar el total de óvulos que se obtuvieron en la experiencia. La proporción fue de 1:100 de ovulo (Figura 26a) y espermios respectivamente. El tiempo de fertilización es de 60 segundos, inmediatamente se trasladan los huevos a depósitos con capacidad de 20 litros (PEREIRA, 1996)

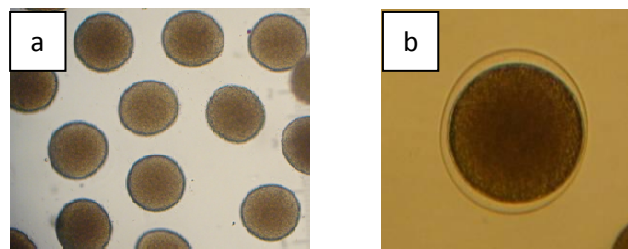


Figura 26. Microfotografía de ovocito (a) y huevo con membrana de fertilización (b) respectivamente del erizo rojo (*Loxechinus albus*).

En el momento de la inseminación el huevo asume forma esférica, se forma la membrana de fertilización rápidamente (Figura N° 26b), la cual pasa por etapas de clivaje o división celular hasta la etapa de gástrula que demora 36 horas aproximadamente. Esta última adquiere la forma de cono, convirtiéndose gradualmente, luego de 48 horas en una larva primas (GUISADO Y CASTILLA, 1987), como se muestra en la figura 27f.

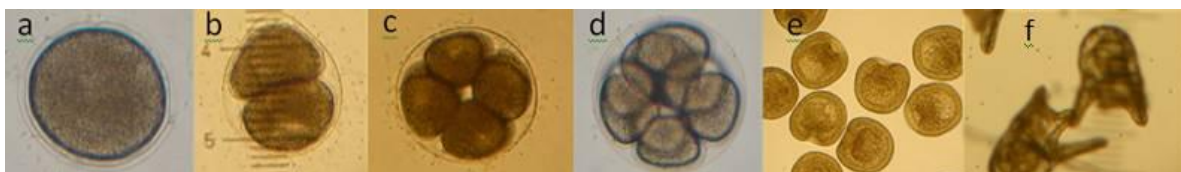


Figura 27. Desarrollo embrionario de erizo (*Loxechinus albus*). a: huevo con membrana de fertilización, b: primer clivaje (mitosis I), c: segundo clivaje (mitosis II), d: tercer clivaje, e: gástrula rotatoria y f: larva prisma.

Luego de observar que los huevos empiezan su división celular, estos son trasladados a los tanques de cultivo para completar la etapa embrionaria, posteriormente a las 48 horas se inicia el cultivo larvario.

### 5.3 PRODUCCION DE ALIMENTO

Con respecto a la alimentación larval, se encuentran varios antecedentes sobre esta etapa de cultivo. El suministro de alimento depende de la tecnología de cultivo utilizada, generalmente, el suministro de agua de mar a los estanques se realiza en forma parcial, y en algunos casos con caudal de agua continuo (circuito abierto) situación donde el volumen de alimento es mayor debido a que una parte de éste, no es consumido por las larvas (PEREIRA 1987).

La alimentación suministrada diariamente consiste en una dieta mixta de la microalga flagelada *Isochrysis aff. galbana* ( T. iso) y las diatomea *Chaetoceros gracilis* en una relación 1:1, variando la concentración del alimento según el estado de desarrollo larval.

El suministro de alimento se efectúa directamente a los estanques de cultivo dos veces al día. Se determinó la cantidad y composición de alimento necesaria para los erizos en sus distintas etapas de desarrollo, para ello se considera la concentración inicial y la final del cultivo de larvas erizos, utilizando la eficiencia conocida de conversión de alimento. Esto además permite conocer la cantidad de estanques para el cultivo de alimento (en caso que este sea microalgas) y su almacenamiento (MORALES, 1991).

La alimentación de las larvas de erizo se inició a las 48 horas después de la fertilización con una concentración de 30 000 cel/mL de tres diferentes microalgas (*Isochrysis galbana* var. *Tahitiana*; *Chaetoceros gracilis* y *Phaeodactylum tricornutum*) según el cuadro 4, desde larva equinopluteus de 4 brazos (Figura 27a).

Se establece el siguiente requerimiento:

Especies de microalgas requeridas:

m

- *Isochrysis galbana* var. *Tahitiana* (It)
- *Chaetoceros gracilis* (Ch)
- *Phaeodactylum tricornutum* (Ph)

Densidades requeridas:

**Cuadro 4. Densidad alimentaria de microalgas para el cultivo larval de erizo**

Densidad algal	Estadio	Proporción Ch: Ph:It
$3 \times 10^4$	Prisma	1:1:2
$4 \times 10^4$	4 brazos	1:1:2
$6 \times 10^4$	6 brazos	2:2:1
$8 \times 10^4$	8 brazos	2:2:1
$8 \times 10^4$	prematamórfica	2:2:1

A partir de la presencia de larva equinopluteus de 4 brazos, se inicia la rutina del tamizado interdiario (manejo del cultivo), utilizando tamices de 75 micrones de abertura de malla.

Los tanques son lavados con agua dulce y detergente, las larvas que se encuentran depositadas en baldes de 15 litros se extrae una muestra de 1 mL. Para sacar la densidad de la población utilizando una pipeta y lunas de reloj para su recuento.

Esta etapa comprende desde la obtención de larva prisma, hasta el estado de larva pre metamórfica, proceso que dura alrededor de 23 días dependiendo de la temperatura, alimentación y densidad de cultivo (PEREIRA, 1996)

#### 5.4 DESARROLLO LARVARIO

##### Cultivo larval de erizo

El desarrollo del cultivo larval desde la obtención de larva prisma, hasta el estado de larva pre metamórfica, que tarda alrededor de 23 días, depende de la temperatura y alimentación y densidad del cultivo (Pereira, 1996). Durante el proceso del evento se ha seguido las técnicas ilustradas, por parte de los participantes, donde la experiencia y conocimiento de cada uno ha permitido resultados favorables.

El desarrollo del cultivo se efectúan en tanques rectangulares de 280 L. de capacidad.

Cuadro 5. Diferentes estados larvales en el cultivo de erizo

Edad larval (días)	Estadio
1	Prisma
2	4 brazos
7	6 brazos
11	8 brazos
23	premetamórfica

Luego de observar que los huevos empiezan su división celular, estos son trasladados a los tanques de cultivo para completar la etapa embrionaria, posteriormente a las 48 horas se inicial el cultivo larvario, el cual es monitoreado durante todo su proceso, determinándose densidades de cultivo, crecimiento larval y sobrevivencia, todos estos parámetros fueron monitoreados y registrados por los participantes del taller, así mismo se realizo un seguimiento microfotográfico de la etapa larval. Como se aprecia en las siguientes fotografías.

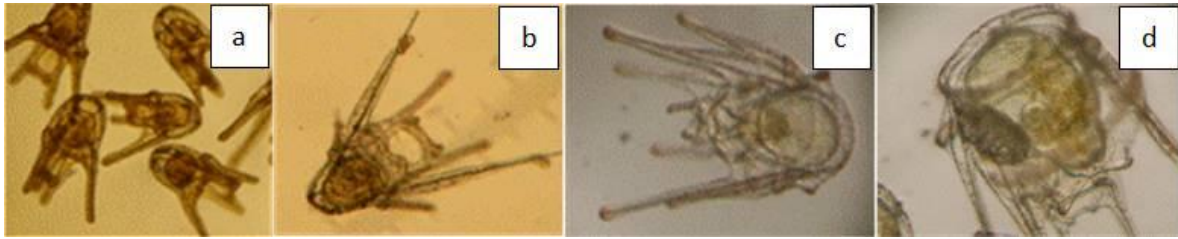


Figura 28. Desarrollo larval de erizo. a) larva equino pluteus de 4 brazos, b) equinopluteus de 6 brazos, c) equinopluteus de 8 brazos y d) larva de 8 brazos avanzado, con rudimento equiniano y pedicelario



Figura 29. LARVAS EQUINOPLUTEUS DE 4 BRAZOS

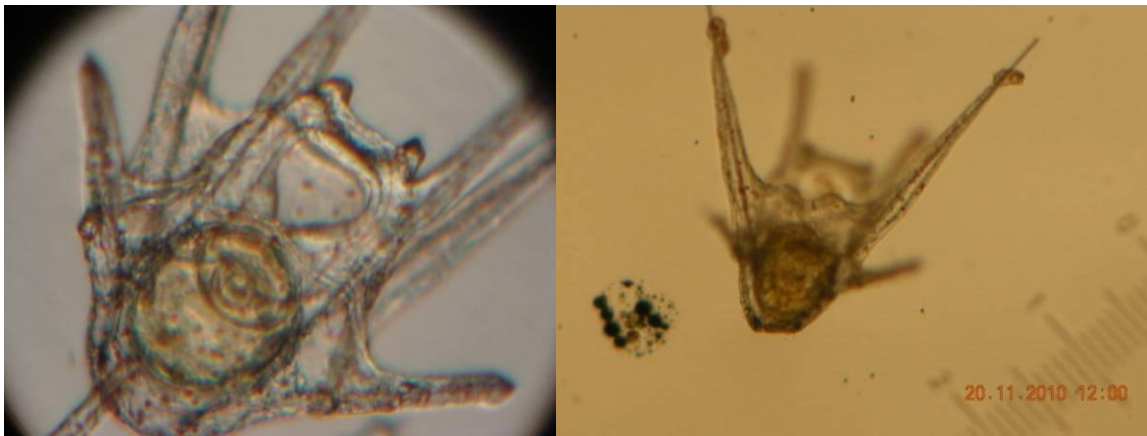


Figura 30. LARVAS EQUINOPLUTEUS DE 6 BRAZOS

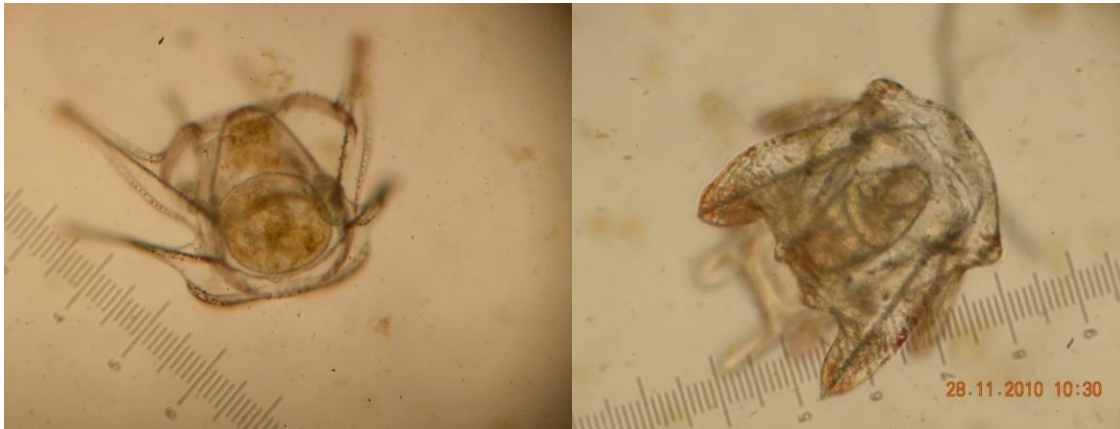


Figura 31. LARVAS EQUINOPLUTEUS DE 8 BRAZOS

### Supervivencia del Cultivo de ERIZO I (Primer lote)

El inicio del cultivo estuvo determinado por 1540000 larvas distribuidas en tres tanques de cultivo como se muestra en el cuadro 6, luego de 21 días de cultivo, la supervivencia final fue del 36% (555 000 larvas).

Cuadro 6. Supervivencia larval en tanques de cultivo de erizo en el primer desove

	Tanques de Cultivo		
	L4	L5	L6
15/11/2010	490000	1050000	
18/11/2010	450000	420000	480000
20/11/2010	255000	400000	345000
22/11/2010	250000	320000	315000
24/11/2010	240000	300000	300000
26/11/2010	225000	285000	270000
28/11/2010			240000
03/12/2010	180000	210000	195000
06/12/2010	150000		

### Supervivencia del cultivo de ERIZO II (Segundo lote)

Se inicia con un total de 5205 000 larvas distribuidas en 10 tanques de cultivo por un periodo de 21 días presentando una supervivencia final de 2864 000 larvas equinopluteus de 8 brazos que representa el 55% de la población inicial del cultivo como se muestra en el cuadro 7.

**Cuadro 7. Supervivencia larval en tanques de cultivo de erizo en el segundo desove**

	Tanques de cultivo									
	L1	L2	L3	R5	R6	R7	R9	R10	R11	R12
18/11/2010	1200000	900000	900000	1005000		1200000				
19/11/2010		750000	890000	800000	1230000		885000	480000		
21/11/2010	1140000				1054000			460000		
22/11/2010		750000		540000			660000	450000		
23/11/2010	1125000		870000		660000					
24/11/2010							600000			
25/11/2010	1050000	735000	840000							
26/11/2010							555000			
27/11/2010				435000	645000					
28/11/2010	750000	730000	750000				300000	420000		
29/11/2010					435000	330000				390000
30/11/2010							300000	240000		
01/12/2010				380000	324000	300000				330000
02/12/2010							285000	210000	585000	
03/12/2010	368000	720000	615000							240000
04/12/2010				375000	300000	285000				
06/12/2010				285000	270000	345000				
08/12/2010					120000	195000	126000			
09/12/2010								165000	120000	150000

### Aspectos de crecimiento de larvas de erizo

Durante el recambio de agua se tomaron muestras representativas de los cultivos día por medio de los diferentes tanques de cultivo, se efectuaron mediciones de larvas a partir de la etapa de larva prisma hasta larvas equinopluteus de 8 brazos previo a la metamorfosis, lográndose determinar longitudes promedios de 908  $\mu$  y 701  $\mu$  y 261  $\mu$  luego de 18 y 16 días post fecundación en los cultivos de ERIZO I y ERIZO II respectivamente, alcanzando una tasa de crecimiento de 38,7  $\mu$ /día y 39,1  $\mu$ /día respectivamente, como se observa en la Figura 32.

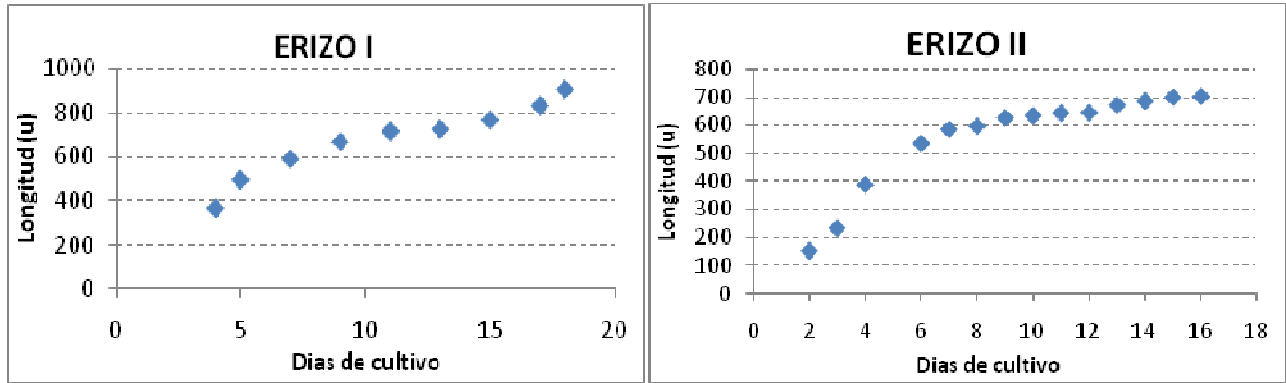


Figura 32. Crecimiento larval del primer y segundo desove de erizo

## 5.5 FIJACION DE POST LARVAS DE ERIZO

### Elaboración de placas de fijación

Para la fijación o asentamiento de larvas de erizo, se elaboraron placas de fijación, que fueron diseñadas y construidas con el apoyo de los alumnos de la UNAM. El diseño siguió los parámetros indicados en las técnicas aplicadas en otros laboratorios. Las placas fueron previamente biológizadas con microalgas bentónica (diatomea)



Figura 33. Placas concluidas



Figura 34. Limpieza de placas antes de su instalación

### Acondicionamiento de placas de fijación

Es importante mencionar que la metamorfosis es un proceso en el ciclo de vida de *L. albus* y se caracteriza por la transformación de hábitos de la larva planctónica a juveniles bentónicas, para que las larvas puedan sufrir tales cambios debe encontrarse en estado pre metamórfico y contar con el inductor indicado (BUSTOS ET AL, 1991).

Las placas fueron instaladas en tanques de cultivo de 280 litros, se distribuyeron en grupos de 6 por tanque, con disponibilidad para su monitoreo respectivo.



Figura 35. Tanques de asentamiento para larvas de erizo

### Influencia de los principales variables abióticas en la etapa de cultivo larvario de erizo

#### Temperatura (°C)

La fluctuación de la temperatura del agua de mar en los tanques de cultivo durante el período de ensayo presentó valores promedio bajos de 19,2 °C, mientras que los valores más altos mostraron 20,9 °C en general, con un promedio de 20,2°C (Figura 36).

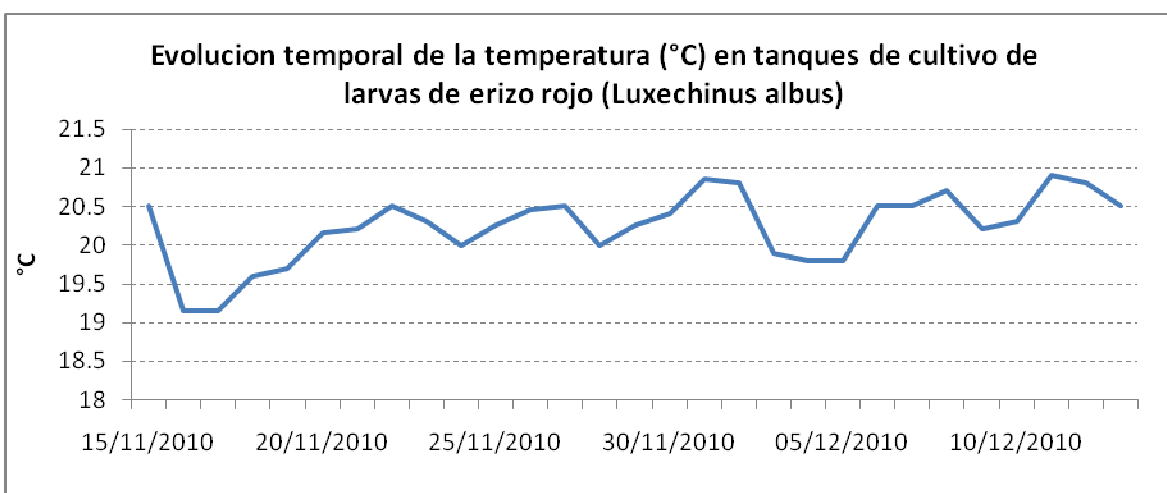


Figura 36. Fluctuación de la temperatura en tanques de cultivo de larvas de erizo

Los estudios realizados por GONZALES ET AL (1987) informa que 16 a 19 °C se acelera el crecimiento y se reduce los tiempos de cultivo, BUSTOS ET AL (1990) a cultivar larvas a 18°C observo que el tiempo



de cultivo fue de solo 16 días mientras que entre 12 y 16°C demoro 23 a 31 días, esta relación entre temperatura y crecimiento larval se debería a la capacidad que poseen las larvas de invertebrados de aumentar la eficiencia de alimentación a mayores temperaturas (KIRBY – SMITH, 1974 Y STOTZ EL AL, 1991).

### Asentamiento y Metamorfosis

Luego de 25 días iniciado el ensayo se observa larvas que se encuentran próximo a la metamorfosis con la absorción de los brazos (Figura 37), además el incremento de las dimensiones del rudimento equiniano (401 $\mu$  promedio), presencia claramente del pedicelario y 2 bandas ciliares desarrolladas (figura 38).



**Figura 37. Larvas de erizo previos a la metamorfosis**



**Figura 38. Morfología de larvas premetamórficas de erizo: RE: Rudimento Equiniano; P: Pedicelario; BC: Bandas Ciliares; BR: Brazos retraídas inicial.**

Paulatinamente estas larvas disminuyen su volumen y comenzaran a tomar la forma característico de un erizo (ARRAU, 1958).

Para la experiencia de asentamiento se utilizaron 7 tanques con sus respectivos medios de fijación (colectores) de las cuales 5 tanques constituidos por colectores de planchas de fibraforte (figura

39a y 39b), un tanque constituido por botellas recicladas de plástico (figura 39c) y finalmente un tanque con sustrato rocoso trasladados desde la orilla del mar.

Fueron aproximadamente 560 000 larvas pre metamórficas distribuidas en los 7 tanques de cultivo como se muestra en el cuadro 8.

**Cuadro 8. Distribución de larvas pre metamórficas por tanques de cultivo de erizo**

Tanques de Cultivo	Erizo I	Erizo II
L1		150000
L2		25000
L3		85000
L4		25000
L5	75000	
L6	65000	
R1	135000	
<b>Total</b>	<b>275000</b>	<b>285000</b>



*Figura 39. Tanques de asentamiento para larvas de erizo: A: Colectores dispuestos horizontalmente; B: Colectores dispuestos verticalmente; C: Colectores con botellas recicladas.*

Se realizaron las coordinaciones con SERNANP encargada de proteger el Área Marina Protegida de Punta Coles para el traslado de 400 000 larvas pre metamórficas a dicha zona para su asentamiento y su posterior desarrollo hasta juveniles (figura 40).



Figura 40. Siembra de larvas pre metamórficas en la zona de Punta de Coles

### Cultivo de Post Larvas y juveniles tempranos

Se tomaron muestras del fondo de los tanques por medio del sifoneo para establecer la evolución del crecimiento de las post larvas y coordinar la desactivación de alguna planchas de los colectores para estimar la cantidad de juveniles adheridos a ellas, luego de 24 días de cultivo se observan las primeras post larvas de erizo (figura 41) con longitud promedio de 262.9 $\mu$ , actualmente la longitud promedio de la testa de dichas post larvas se establece en 443.9 $\mu$  (cuadro 9), en los diferentes tanques de asentamiento; además se tiene un control diario de la temperatura del agua, flujo del agua, limpieza del fondo y luminosidad del tanque.

Cuadro 9. Crecimiento promedio de post larvas de erizo

	07/12/2010	09/12/2010	15/12/2010	20/12/2010
Longitud Testa ( $\mu$ )	362.9	380.0	405.0	443.9

Luego que las larvas se han metamorfoseada y fijada a su sustrato son consideradas post larvas, o juveniles tempranos. (Figura 41).



Figura 41. Post larvas de erizo (*Loxechinus albus*)

## CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

---

Para el presente ensayo se emplearon 38 reproductores procedentes de la zona de Pta. Coles. La longitud de la testa de las mismas tuvo un rango entre 68 a 99 mm, con un promedio de 83,4mm y un peso con un rango que fluctuó entre 133,6 a 410,7 g, lo que en conjunto hace un promedio de 243,5g al inicio del ensayo.

Para el primer desove (13-11-2010) con una población inicial de 1 540 000 larvas equinopluteus de 4 brazos presento una supervivencia del 36% (555 000 larvas) distribuidas en tres tanques de cultivo, luego de 21 días de cultivo.

Para el segundo desove (15-11-2010) con una supervivencia final del 55% (2 864 000 larva) iniciando el cultivo con un total de 5 205 000 larvas equinopluteus de 4 brazos en 10 tanques de cultivo.

Con respecto al cultivo larval, se monitoreo los factores abióticos tales como temperatura y oxígeno del agua utilizada para el cultivo, con el objeto de establecer algún cambio de uno de estos 2 factores, con la ocurrencia de mortalidades masivas que es lo más usual. Por ejemplo las altas temperaturas están relacionadas con el incremento de bacterias en el medio de cultivo.

Un parámetro de gran importancia es la temperatura del agua del mar para el cultivo larval como expone Bustos et al (1991), encuentra una relación directa con esta variable, por lo tanto la temperatura óptima es 18°C, en nuestro ensayo los rangos de la temperatura registrados del agua de mar en los tanques de cultivo osciló con rangos de 19,2°C y 20,9°C, con un promedio de 20,2°C.

La densidad larval es un factor importante en el éxito del cultivo ya que una alta densidad puede causar estrés, que junto con otros factores provoca altas mortalidades, en nuestro caso se trabajó por falta de tanques de cultivo con densidades hasta de 4 larvas/ml. Según Zamora y Stotz considera densidades de 1,5 a 1,6 larvas/mL y Pereira (1996) y Bustos y Olave (2001) recomienda una densidad de 1 larva por mL.

## ALCANCES

---

- El equipamiento, insumos y material utilizados en la Demostración práctica, han sido facilitados por el Laboratorio Costero del IMARPE – Sede Ilo y ha permitido el buen desarrollo del taller.
- El Taller esta fortaleciendo las capacidades técnicas regionales con el intercambio de experiencias en el producción de semillas, especialmente en el personal profesional del IMARPE en las Sedes de Lima e Ilo, el Centro de Acuicultura Morro Sama del FONDEPES, y las Universidades Nacionales de San Agustín de Arequipa y de Moquegua.
- Siendo el desarrollo del Taller el primer ensayo de producción de semillas de erizo que se realiza en el Laboratorio Costero del IMARPE ILO, se incorporó la siembra de postlarvas al mar, a fin de dar un óptimo uso al material biológico.
- Se ha comprobado las capacidades de infraestructura y del personal del IMARPE – ILO para la producción de semillas de erizo.

## REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

---

- Bustos, E., S. Olave y R. Troncoso, 1990. Estudio de repoblamiento de recursos bentónicos área piloto IV Región. Investigaciones en erizo **Loxechinus albus** (Molina, 1872). CORFO e IFOP. 138 pp.
- Bustos, E., C. Godoy., S. Olave y R. Troncoso, 1991. Desarrollo de técnicas de producción de semillas y repoblación de recursos bentónicos. Cultivo masivo de juveniles de **L. albus** (Molina, 1782) (Echinoidea: Echinoidea). Investigaciones pesqueras. 21 pp.
- Bustos, E. y S. Olave. 2001. Manual: El Cultivo del Erizo (**L. albus**). IFOP. División de Acuicultura. 22 pp.
- Bückle, F., Ch, Guisado., C, Serrano, L., Córdoba., L, Peña., E, Vásquez. 1977. Estudios de crecimiento en cautiverio del erizo **L. albus** en las costas de Valparaíso y Chiloé, Chile. Centro de Cienc. Del Mar y Limnol.. Univ. Nat. Auton. México, 4(1): 141-152.
- Bückle, F., C. Guisado, E. Tarifeño, A. Zuleta, L. Córdoba, y C. Serrano, 1978. Biological studies on the Chilean **L. albus**. (Molina) (Echinodermata: Echinoidea). IV. Maturity cycle and seasonal biochemical gonadal changes. Ciencias Marinas, México. 5(1): 18 pp.
- Bückle, F., K. Alveal., E. Tarifeño., C. Guisado, L. Córdoba, . C. Serrano., C.J. Valenzuela. 1980.
- Fujisawa, H., 1989. Difference in temperature dependence of early development of **L. albus**. Biol. El toro. 176: 96 - 102.
- Guisado Ch. y J. Castilla. 1987. Historia de vida, reproducción y avances en el cultivo del erizo comestible chileno **L. albus** (Echinodermata: Echinoidea). Universidad Católica de Valparaíso, Valparaíso. 37 pp.
- Gulland, J. 1971. Manual de métodos para la evaluación de las poblaciones de peces. Editorial Acribia- FAO. 164 pp.
- González, L., J. Castilla y Ch. Guisado, 1987. Effect of larval diet and rearing temperature on metamorphosis and juvenile survival of the sea urchin **L. albus** (Molina, 1782). Journal of Shellfish Research, 6: 109 - 115.
- Kirby - Smith and R. Barber, 1974. Suspension - feeding aquaculture systems: Effects of phytoplankton concentration and temperature on growth of the bay scallop. Aquaculture, 3: 135 - 145.
- Lawrence, J. M, 1975. On the relationship between marine plants and sea urchins. Oceanography. Mar. Biol. Ann. Rev., 13: 73 pp.
- Lawrence, J.M., M. B. Regis, P. Delmas, G. Gras and T. Kilgler. 1989. The effects of quality of food on feeding and digestion in **Paracentrotus Lividus** (Lamarck 1867) (Echinodermata: Echinoidea). Mar. Behav. Physiol., 15: 7 pp.
- Lawrence, J., Olave, S., Otaiza, R., Lawrence, A., Bustos, E. 1997. Enhancement of gonad production in the sea urchin **L. albus** in Chile fed extruded feeds. World aquaculture society. (5): 91 - 96
- Orellana, Y. 1998. Contribución con información técnica y biológica de dos etapas de cultivo de juveniles de erizo rojo **L. albus** (Molina, 1782); cultivo en estanques y cultivo suspendido en el mar. Informe de práctica profesional. Universidad Católica del Norte. Departamento de Acuicultura. 24 pp.
- Olave, S., Troncoso, T., Godoy, C. 1992. Investigaciones en erizo **L. albus** (Molina, 1782). Proyecto: Repoblamiento Recursos Bentónicos IV región. Chile.

- Pereira, 1987. Producción masiva de juveniles de erizo *Loxechinus albus*, en ambiente controlado. Jornadas de Ciencias del Mar. Osorno, 1987.
- Pereira, L. 1996. Curso Internacional de producción de erizo rojo *Loxechinus albus* en ambiente controlado. Guía práctica sobre el cultivo larval de erizo Rojo **L. albus** (Molina, 1782) en Hatchery. Cultivo masivo del erizo de mar. Universidad Católica del Norte. Departamento de Acuicultura. 12 pp.
- Rowley, R. 1990. Newly settled sea urchin in a kelp bed urchin barren ground: a comparison of growth and mortality. Mar. Ecol. Prog. Ser. 62: 229 - 240.
- Stotz, W., S. Zamora, C. López. y S. González. 1991. Producción de juveniles y siembra de erizo rojo en el litoral costero de la IV región, Chile. Proyecto CORFO. Universidad Católica del Norte. Departamento de Biología Marina. 41 pp.
- Stotz, W., S. González. y C. López. 1992. Siembra experimental del erizo Rojo **L. albus** (Molina) en la costa expuesta del centro norte de Chile: efectos del erizo negro **Tetrapigus niger** (Molina) sobre la permanencia y crecimiento de juveniles. Invest. Pesq.(Chile) 37:10 pp.
- Vásquez, J, J. Castilla y B. Santelices. 1981. Repartición de recursos por erizos en praderas de *Macrocystis pyrifera* de puerto Toro, Isla Navarino, Chile. En: Biología y factibilidad de utilización de las praderas de **M. pyrifera** en puerto Toro, Isla Navarino, Chile. Pontificia Universidad Católica de Chile - Armada de Chile, 378 - 413.
- Wheaton, F. 1982. Acuicultura, diseño y construcción de sistemas. A.G. 1. Editor. 701 pp.
- Zamora S. y W. Stotz. 1992. Ciclo reproductivo de **L. albus** (Molina 1782) (Echinodermata: Echinoidea) en Punta Lagunillas, VI región, Coquimbo, Chile. Universidad Católica del Norte. Departamento de Biología Marina. 23 pp.
- Zegers, J., M. Oliva., C. Hidalgo y L. Rodríguez. 1983. Crecimiento de **L. albus** (Molina 1782) (Echinodermata; Echinoidea) en sistema de jaulas suspendidas a media agua. Mems. Asoc. Latinoam. Acuicul. Vol. 5 (2): 369-378.