

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS

DESOVE, FERTILIZACION Y DESARROLLO LARVAL DEL ERIZO ROJO

Strongylocentrotus franciscanus

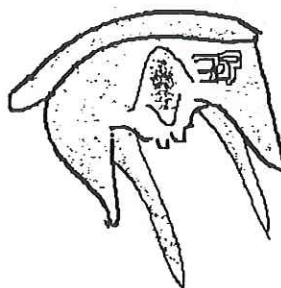
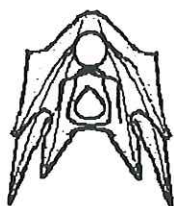
(Dentro del proyecto "Métodos alternativos para la producción de semilla de abulón")

MEMORIAS DEL SERVICIO SOCIAL

Que para obtener el título de

OCEANOLOGO

presenta



ANDRES ZUÑIGA CORTES

Agosto 1994

Asesor : Oc. Alfredo Salas Garza

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS

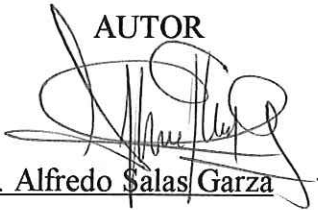
DESOVE, FERTILIZACION Y DESARROLLO LARVAL DEL ERIZO ROJO

Strongylocentrotus franciscanus



Andrés Zúñiga Cortés

AUTOR



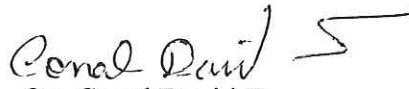
Oc. Alfredo Salas Garza

PRESIDENTE



Oc. Raul Yepiz Velázquez

SINODAL



Oc. Conal David True

SINODAL

Pa y Ma todo lo que soy se lo debo a ustedes y todo lo que planeo hacer
es por ustedes.

Gracias por todo.

Al y Gaby nunca he dejado de sentir su apoyo.

A mi Achita con todo cariño.

Tá gracias por estar siempre en mi corazón.

Gracias a todos mis compañeros con los que compartí muchos momentos
buenos y con los que me he sentido como en mi casa.

To sigue siendo la luz de mi sendero. Sigue siendo la energía que alimenta mi voluntad.

Mi niña gracias por todo. No voy a escribir lo que representas para mí, pues tendría que escribir otra tesis.
Tu sonrisa me es indispensable.

RESUMEN

Se hicieron estudios sobre el desove, la fertilización, el desarrollo larvario y la inducción a la metamorfosis del erizo rojo *Strongylocentrotus franciscanus*, con el objetivo de familiarizarse con la especie, tratando de establecer las bases para la creación de una biotecnología para el cultivo de esta especie, que por sobreexplotación ha decrecido considerablemente en sus poblaciones naturales. Después de varios experimentos se logró llevar a los organismos a la metamorfosis a los 21 días de cultivo, con una dieta a base de la microalga *Rhodomonas sp.* Transcurridos 4 meses a partir de la metamorfosis los erizos midieron entre los 2 y 14 mm. y su alimentación consistió de diatomeas bentónicas y de *Macrocystis sp.*

INDICE

I. INTRODUCCION.....	1
II. METODOLOGIA.....	4
III. APORTACIONES.....	12
IV. CONCLUSIONES.....	23
V. FUENTES CONSULTADAS.....	24

I. INTRODUCCION

El erizo rojo es un equinodermo, que pertenece a la familia Strongylocentrotidae.

La distribución geográfica de *Strongylocentrotus franciscanus*, es desde Alaska, EUA, hasta Isla de Cedros, BC, México. Habitan por lo general en sustratos rocosos, donde hay mantos de algas y corrientes moderadas, en las isóbatas de los 5 a los 10 m, aunque se les puede encontrar en las zonas de entremareas o bien a profundidades mayores de 125 m (Mottet, 1976).

El acelerado desarrollo de la pesquería del erizo rojo *Strongylocentrotus franciscanus* al final de la década de los 80's provocó que la densidad poblacional de este organismo se viera afectada en grandes proporciones, ya que la extracción afecta notablemente al reclutamiento de juveniles de esta especie al dejarlos sin la protección que les brindan las largas espinas de los adultos y al mismo tiempo reduce el potencial reproductivo de la población explotada (Tegner y Danton, 1977). En México la pesquería del erizo rojo experimentó un decremento de casi un 60% en los últimos cuatro años, ya que para 1989 fueron 4643 las toneladas desembarcadas, mientras que para 1993 se extrajeron 2746 toneladas a pesar de haberse aumentado el esfuerzo pesquero (Secretaría de Pesca, 1993).

El erizo rojo es un organismo dioico que no presenta dimorfismo sexual; son desovadores libres y tienen larvas pelágicas llamadas equinoplutei (Strathmann, 1987).

El crecimiento de la larva involucra tanto la adición, como el crecimiento de brazos. Los brazos se encuentran cubiertos por una banda de cilios, que aparte de brindarle locomoción a la larva cumplen una importante función en la captación de alimento (Strathmann, 1975). La larva se alimenta principalmente de fitoplancton y otras partículas suspendidas como diatomeas, dinoflagelados, cocolitofóridos, silicoflagelados y tintínidos (Strathmann, 1975).

El desarrollo embrionario de los equinodermos ha sido estudiado desde principio de siglo, esto debido a lo bien diferenciados estados larvales que presenta. Jonhsonn en 1930 (Strathmann, 1975) estudió el desarrollo larval de *Strongylocentrotus franciscanus* encontrando que la metamorfosis no se completaba aún a los 62 días. Hyman (1955) señala que la metamorfosis puede tardar hasta 131 días. Estudios realizados por Cameron et al. (1980) en diferentes especies de erizos describe que una señal de la competencia de la larva para la metamorfosis es el desarrollo del rudimento del lado izquierdo del organismo que gradualmente dará origen al equinoideo juvenil. Otros estudios sobre la metamorfosis de los equinodermos son los llevados acabo por Burke (1980), en el cual sostiene que cuando la larva se encuentra lista para metamorfizarse ya no es capaz de nadar en la superficie del agua y se le encuentra en el fondo tocando con los pies el sustrato, percibiendo si se encuentran en el medio las sustancias catalizadoras para que inicie la metamorfosis. Se ha asociado la metamorfosis a algas rojas incrustantes

(Cameron, 1980), a la presencia de una película de bacterias en el sustrato (Cameron et al., en Kitamura et al., 1993), a la presencia de adultos (Burke, 1980) y hasta a la estimulación eléctrica directa al organismo (Cameron et al., en Burke, 1982).

Desde 1982 Japón inició experimentos para desarrollar la tecnología necesaria para la producción masiva de semilla de erizo (Saito et al., 1985). Actualmente existen con bastante éxito cultivos de *Strongylocentrotus intermedius* (Saito et al., 1985) y de *Anthocardis crassispina* (Rho et al., 1986). Del erizo rojo solo se tiene noticias de un incipiente cultivo comercial en Hawaii (Miller, 1989) donde se señalan a la densidad larval de cultivo, el manejo de agentes patógenos, las tasas de alimentación y sobre todo la inducción a la metamorfosis como las principales causas por las que no se ha podido establecer con éxito cultivos comerciales de erizo rojo. La densidad de cultivo resulta también de suma importancia pues una densidad excesiva puede causar deformidades, falta de alimento y/o empobrecimiento de las condiciones del agua. Sin embargo, para fines acuaculturales es necesaria la utilización de la densidad máxima que pueda soportar el sistema en donde los organismos se desarrollen normalmente, para disminuir los costos de producción.

En México se ha contemplado por parte de los sectores científicos y cooperativistas a la acuicultura como una posible alternativa para ayudar a la recuperación del recurso, basada en la producción de juveniles destinados al repoblamiento de los bancos naturales de esta especie.

Fué así como en el Instituto de Investigaciones Oceanológicas (IIO), dentro del programa “Métodos alternativos para la producción de semilla de abulón”, se iniciaron los primeros estudios en México sobre el erizo rojo, *Strongylocentrotus franciscanus*.

El presente Servicio Social estuvo encaminado a familiarizarse con la especie, ya que no existía ninguna experiencia con este organismo en el país, ni con equinodermos en el IIO. De manera que fué necesario realizar una serie de ensayos sobre los aspectos básicos del desove y de la fertilización de esta especie, para la obtención de larvas y así poder describir su desarrollo larvario, para lo cual fué indispensable experimentar también con su manejo y alimentación.

II. METODOLOGIA

1. OBTENCION DE PROGENITORES

Los erizos adultos fueron colectados en la zona de entremareas en la costa que se encuentra frente al Instituto de Investigaciones Oceanológicas en Ensenada. En su captura y traslado transcurrió menos de una hora, ya que su vitalidad decrece si son expuestos directamente a la luz del sol o a la lluvia (Strathmann, 1987). En cada colecta fueron escogidos entre seis y doce organismos mayores de 7 cm y cuyo peso total oscilaba entre los 85 y los 250 gramos.

2. INDUCCION AL DESOVE

Se siguió el método descrito por Palmer (Strathmann, 1987), que consiste en inyectar KCl 0.53 M directamente al celoma. La cantidad requerida varió con el tamaño y madurez del organismo. Usualmente fueron utilizados entre 0.5 y 5 ml de KCl. La jeringa fué enjuagada con agua dulce entre inyecciones para evitar inseminaciones accidentales. Los erizos fueron colocados individualmente de forma invertida en un vaso de precipitado conteniendo agua de mar filtrada; tratando que el ano estuviera en contacto con el agua.

Una vez realizado el desove la suspensión de huevos se colocó en una cubeta de 18 l con agua de mar filtrada (1 μ m), se agitó ligeramente y se filtraron através de un tamiz de 250 μ m para remover espinas y a través de uno de 65 μ m para retener los óvulos. El esperma de cada uno de los desovadores fué mezclado, para tener una solución concentrada. Después se observó al microscopio para verificar que se moviera activamente.

3. FERTILIZACION

Se reunieron los óvulos en una cubeta de 18 l con agua de mar filtrada (1 μ m) y pasada por luz ultravioleta. Se utilizó 1 ml de esperma denso para fertilizar 1,000,000 de óvulos. Se homogenizó varias veces y se observó en el microscopio para ver el porcentaje de fertilización. Se tomaron 3 muestras de 1 ml y se contaron los óvulos fertilizados y los no fertilizados. El criterio para evaluar la fertilización del óvulo fué la formación de una membrana de fertilización con la que se protege de ser fertilizado por mas de un esperma.

Una vez que se obtuvo más del 90 % de fertilización, los huevos fueron lavados al menos tres veces a intervalos de 10 minutos. Esto se realizó colocando los huevos en un tamiz y enjuagándolos abundantemente con agua de mar filtrada (1 μm) y pasada por luz ultravioleta para quitar cualquier exceso de esperma.

4. DESARROLLO LARVARIO

Se desarrollaron seis diferentes experimentos a lo largo del servicio social, en donde se trabajó con diferentes variables para lograr describir el desarrollo larvario:

a) Alimentación.- Las microalgas fueron proporcionadas por la Sección de Microalgas del Instituto de Investigaciones Oceanológicas. Fueron utilizadas las siguientes especies: *Chaetoceros sp.*, *Monochrysis sp.*, *Isochrysis sp.*, *Tetraselmis sp.*, *Dunalliella sp.* y *Rhodomonas sp.*

Se les proporcionó alimento monoespecífico o mezclas de especies. En algunas ocasiones se les racionó en número de células/día y cuando no se tuvieron los conteos en volumen/día. El alimento se les proporcionó a partir del tercer día en cuanto es alcanzado el estadio prisma.

b) Densidad.- Se probaron las siguientes densidades de cultivo: 1, 3, 4, 5, 9 y 10 larvas/ml. Las densidades en cada experimento se obtuvieron haciendo una estimación del número total de larvas obtenidas en el desove, para posteriormente tomar alícuotas que contuvieran la cantidad necesaria de larva para la densidad final de cultivo.

- c) Cambios de agua.- Se realizaron en los diferentes experimentos cambios de agua, filtrada ($1\mu\text{m}$) y pasada por luz ultravioleta, diarios o cada segundo día, esto con el afán de manejar la larva lo menos posible manteniendo óptima la calidad del agua.
- d) Aereación.- Se les proporcionó aire permanente mediante una piedra de aereación colocada en el fondo de las cubetas con el fin de que se mantuvieran los niveles de oxígeno favorables y para mantener el agua en circulación.
- e) Luz.- Las cubetas donde se llevaron a cabo los experimentos estuvieron expuestas, las 24 hrs, a lámparas de luz neón.
- f) Temperatura.- La temperatura del agua fué mantenida a temperatura ambiente y fueron monitoreados sus niveles máximos y mínimos.

Las evaluaciones consistieron en revisar constantemente en el microscopio compuesto muestras de las larvas para observar su desarrollo.

Los experimentos se realizaron con las siguientes variantes:

EXPERIMENTO 1

Se utilizaron densidades de 1, 3, 5 y 10 larvas/ml (Tabla I) por duplicado en cubetas de dos litros, con una alimentación de 20 ml/día a base de *Chaetoceros sp* (Tabla I). Se tomó el tiempo transcurrido desde la fertilización hasta la cuarta división. Los cambios de agua se realizaron cada dos días y se evaluó cada tercer día.

TABLA I .- Experimento 1. Cultivo con diferentes densidades de larvas de *Strongylocentrotus franciscanus* alimentadas con *Chaetoceros sp*.

# DE CUBETA	DENSIDAD (larvas/ml)	ALIMENTACION
1	1	<i>Chaetoceros sp.</i>
2	1	<i>Chaetoceros sp.</i>
3	3	<i>Chaetoceros sp.</i>
4	3	<i>Chaetoceros sp.</i>
5	5	<i>Chaetoceros sp.</i>
6	5	<i>Chaetoceros sp.</i>
7	10	<i>Chaetoceros sp.</i>
8	10	<i>Chaetoceros sp.</i>

EXPERIMENTO 2

Con una alimentación mixta a base de *Monochrysis sp* e *Isochrysis sp* se colocó la larva a las siguientes densidades: 1, 3, 5 y 10 larvas/ml (Tabla II) por duplicado. La

relación de las microalgas fué de 1:1, con una ración de 10 ml/día. Los cambios de agua fueron diarios y la evaluación fué cada tercer día.

TABLA II.-Experimento 2. Cultivos con diferentes densidades de *Strongylocentrotus franciscanus* alimentados con una dieta mixta de *Monochrysis* e *Isochrysis* sp.

# DE CUBETA	DENSIDAD (larvas/ml)	ALIMENTACION
1	1	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp
2	1	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp
3	3	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp
4	3	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp
5	5	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp
6	5	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp
7	10	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp
8	10	<i>Monochrysis</i> e <i>Isochrysis</i> sp

EXPERIMENTO 3

Con una dieta a base de *Monochrysis* sp., *Isochrysis* sp. y *Chaetoceros* sp. en una relación 1:1:1 se les proporcionó 20 ml/día. Las densidades utilizadas fueron de 1, 3, 5 y 10 larvas/ml (Tabla III) por duplicado, en cubetas de dos litros. Los cambios de agua se hicieron cada dos días y las evaluaciones se realizaron cada tercer día.

TABLA III .- Experimento 3. Cultivo con diferentes densidades de *Strongylocentrotus franciscanus* alimentados con una dieta mixta de *Isochrysis*, *Monochrysis* y *Chaetoceros sp.*

# DE CUBETA	DENSIDAD (larvas/ml)	ALIMENTACION
1	1	<i>Isochrysis</i> , <i>Monochrysis</i> y
2	1	<i>Chaetoceros sp.</i>
3	3	" "
4	3	" "
5	5	" "
6	5	" "
7	10	" "
8	10	" "

EXPERIMENTO 4

Se utilizaron dos dietas: la dieta 1 a base de *Tetraselmis sp.* y la dieta 2 a base de *Dunalliella sp* y *Monochrysis sp* (1:1). De ambas dietas se les proporcionó 250 ml/día. Las densidades utilizadas fueron de 1 y 4 larvas/ml (Tabla IV) por duplicado en cubetas de dos litros. Los cambios de agua fueron diarios y las evaluaciones se efectuaron cada tercer día.

TABLA IV .- Experimento 4. Cultivo de larvas a diferentes densidades de *Strongylocentrotus franciscanus* alimentados con dos dietas. (dieta 1=*Tetraselmis sp.*)(dieta 2=*Dunalliella* y *Monochrysis sp.*)

# DE CUBETAS	DENSIDAD (larvas/ml)	ALIMENTACION
1	1	<i>Tetraselmis sp.</i>
2	1	<i>Tetraselmis sp.</i>
3	1	<i>Dunalliella</i> y <i>Monochrysis</i>
4	1	<i>Dunalliella</i> y <i>Monochrysis</i>
5	4	<i>Tetraselmis sp.</i>
6	4	<i>Tetraselmis sp.</i>
7	4	<i>Dunalliella</i> y <i>Monochrysis</i>
8	4	<i>Dunalliella</i> y <i>Monochrysis</i>

EXPERIMENTO 5

Se utilizaron tres diferentes densidades: 1, 4 y 9 larvas/ml (Tabla V) en cubetas de 18 litros por duplicado. La alimentación fué a base de una mezcla de *Dunalliella sp.* y *Rhodomonas sp.* (relación 1:1) para la dieta 1 y a base de *Rhodomonas sp.* para la dieta 2 (Tabla V). La ración diaria fué de 50 ml/l. Los cambios de agua se realizaron cada dos días y se evaluaron las cubetas cada tercer día.

TABLA V .- Experimento 5. Cultivo con diferentes densidades de larvas de *Strongylocentrotus franciscanus* alimentados con dos dietas. (dieta 1=*Dunalliella* y *Rhodomonas sp.*) (dieta 2=*Rhodomonas sp.*)

# DE CUBETA	DENSIDAD (larvas/ml)	ALIMENTACION
1	1	<i>Dunalliella</i> y <i>Rhodomonas</i>
2	1	<i>Rhodomonas sp.</i>
3	4	<i>Dunalliella</i> y <i>Rhodomonas</i>
4	4	<i>Rhodomonas sp.</i>
5	9	<i>Dunalliella</i> y <i>Rhodomonas</i>
6	9	<i>Rhodomonas sp.</i>

EXPERIMENTO 6

Con una dieta a base de 100 ml/día de *Rhodomonas sp.* se probaron dos distintas densidades: 1 y 4 larvas/ml (Tabla VI) por duplicado en cubetas de 2 l. Se les realizó el cambio de agua cada dos días y se evaluaron cada tercer día.

TABLA VI .- Experimento 6. Cultivo de larvas de *Strongylocentrotus franciscanus* a dos densidades (1 y 4 larvas/ml) alimentadas con *Rhodomonas sp.*

# DE CUBETA	DENSIDAD (larvas/ml)	ALIMENTACION
1	1	<i>Rhodomonas sp.</i>
2	1	<i>Rhodomonas sp.</i>
3	4	<i>Rhodomonas sp.</i>
4	4	<i>Rhodomonas sp.</i>

III. APORTACIONES

Los datos obtenidos no requirieron un tratamiento estadístico ya que solamente con uno de los experimentos se logró completar el desarrollo larvario, por lo que se describen las observaciones más importantes logradas durante la elaboración de este trabajo.

1. Desove

Durante todos los desoves se utilizó el KCl como inductor al desove. Strathmann (1987) describe algunos otros métodos inductores como es la utilización de shocks eléctricos o la inyección de extractos de tejido del mismo erizo para provocar los desoves, sin embargo para el caso del *Strongylocentrotus franciscanus* el método del KCl resultó bastante eficaz y rápido, aunque en la mayoría de los casos le produce la muerte a los progenitores. Otra desventaja es que el KCl al causar contracciones musculares provoca la expulsión de las gametas a pesar de que estas no se encuentren completamente maduras.

De un total de ocho desoves inducidos con el método del KCl, sólo en dos no se tuvo éxito. Estos fueron en los comprendidos en los meses de agosto-septiembre donde solamente desovaron machos. En los restantes se obtuvo la cantidad de gametos

necesarios para los experimentos. Newman (1923) señala que los desoves en la bahía de Monterrey se dan en los meses de abril-mayo (Strathmann, 1987); sin embargo como se indica en la tabla VII se obtuvieron desoves también en los meses de Invierno, esto posiblemente por que la zona donde se extrajeron los organismos se encuentra más al sur que la reportada por Newman..

La relación hembras-machos se puede observar en la tabla VII, donde de un total de 51 organismos que desovaron el 52 % fueron machos y el 48 % hembras.

El esperma tiene una apariencia blancuzca; los óvulos son de una coloración naranja y tienen un tamaño aproximado de 100 μm . Los óvulos tienen una forma esférica irregular y se encuentran rodeados por una capa vitelina. Cualquier deformación denota inmadurez (Strathmann, 1987). Durante los experimentos fueron muy pocos los óvulos deformes que se observaron.

II. Fertilización

En todos los experimentos se obtuvieron tasas de fertilización mayores al 90 %, observándose la viabilidad casi total de los óvulos.

No siempre se utilizó la misma cantidad de esperma para fertilizar los óvulos. Se examinaban muestras al microscopio tratando que la relación espermatozoides-óvulos fuera de 20:1; sin embargo no importaba que hubiera un exceso moderado de esperma ya que no se encontraron ni se tienen reportados problemas de poliespermia en esta especie. Durante el experimento 4 se hizo una cuantificación del esperma, encontrándose que en un ml de esperma sin diluir la media fue de 89,231,000 espermatozoides. Por otra parte, en el experimento

1 se calculó el número de óvulos colectados en dicho desove. De un total de cuatro hembras se obtuvieron 2,500,000 huevecillos. Después de la fertilización fué importante repartir los óvulos en varias cubetas para evitar que el peso y presión que ejercen uno sobre otro los afecte.

III. Experimentos

En el **experimento 1** sólo se llegó al estado prisma de cuatro brazos (Tabla VIII), muriendo la larva siete días después de la fertilización. La mortalidad se dió por igual para todas las densidades. Se observó que tenían el estómago vacío, esto ocurrió debido a que las células de *Chaetoceros sp.* resultaron más grandes que la boca de la larva. En la tabla IX se presentan las diferencias en el tiempo de desarrollo embrionario a distintas temperaturas. La cuarta división se alcanzó a las 3.5 hrs a una temperatura de 18-19° C; mientras Strathmann (1987) señala que la cuarta división se logra en 6.5 hrs a 12-13° C. Esta aceleración en el desarrollo ocurrió desde el momento de la primera división, con lo que podemos observar la importancia de la temperatura en los procesos metabólicos. Esta disminución en el tiempo de desarrollo resultaría importante en el caso de que se estableciera un cultivo comercial de erizo, ya que los costos operacionales se reducirían de manera importante con éste ahorro de tiempo.

El **experimento 2** tuvo una duración de 14 días desde el momento de la fertilización hasta que murió la totalidad de la larva. La larva que se encontraba a densidades de 1 y 3 larvas/ml, que fué la que sobrevivió más tiempo, se desarrolló hasta

el estadio pluteus de cuatro brazos (Tabla VII). Los brazos de las larvas presentaron un desarrollo mas largo de lo normal, lo que indica que les hizo falta alimento. Strathmann et al. (1992) señala que un mecanismo de adaptación al exceso o a la falta de alimento es la longitud de los brazos. Además el alimento no fué el indicado para la alimentación de la larva. La temperatura fluctuó entre los 18 y 20 ° C.

El **experimento 3** solo llegó a la larva de cuatro brazos. Se empezó a tener mortalidad a partir del quinto día, no quedando nada de larva 10 días después de la fertilización. Al igual que el experimento 2 la larva que fué más alla en su desarrollo fué la que se encontraba a bajas densidades. La longitud máxima que alcanzó la larva fué de 300 μm .

Hinegardner probó la eficiencia de 14 especies algales para cultivar larvas equinoplutei y encontró que sólo 3 especies eran satisfactorias al proporcionarlas solas, éstas son: *Dunalliella tertiolectas*, *Rhodomonas sp.* y *Pyramimonas sp.* (Strathmann, 1975). Cameron et al. (1980) recomienda *Rhodomonas lens* para la alimentación de larvas de equinodermos. En los experimentos 2 y 3 , que fueron alimentados con *Monochrysis sp.*, *Isochrysis sp.* y *Chaetoceros sp.* sólo llegaron a la etapa pluteus de 4 brazos. Como se mencionó las larvas que llegaron a esta etapa eran las que se encontraban a bajas densidades (1 y 3 larvas/ml). Saito (1989) recomienda una densidad inicial de 20-30 organismos/ml, para ser cambiada a una densidad de 0.7 larvas/ml una vez que se alcanza el estado prisma. A partir de la experiencia ganada en los primeros experimentos en los siguientes tratamientos se hizo énfasis en trabajar con densidades bajas (1 y 4 larvas/ml).

En el **experimento 4** la larva que fué alimentada con *Dunalliella sp* y *Monochrysis sp* con una densidad de 1 larva/ml presentó 6 brazos, aunque éstos muy poco desarrollados. La mortalidad total se dió al 17mo día. Las larvas alimentadas con *Tetraselmis sp.* murieron en su totalidad a los siete días de la fertilización, por lo que se descartó como alimento en los siguientes experimentos. La ración que se les dió a las sobrevivientes pareció ser la adecuada pues el estómago de la mayoría de las larvas se encontraba lleno.

El **experimento 5** con la dieta a base de *Rhodomonas sp* y con una densidad de cultivo de 4 larvas/ml se logró llegar al estadio pluteus de seis brazos con indicio de los otros dos. La aparición de este tercer par de brazos ocurrió a los 15 días de la fertilización; sin embargo la larva murió a los 18 días del cultivo. Con este alimento la larva tendió a desarrollar en exceso los brazos por lo que a pesar de ser un alimento indicado para larvas equinopluteus (Cameron, 1980) no se le administró en las cantidades suficientes.

En el experimento 4 y 5 se utilizó *Dunalliella sp.* encontrándose que no resultó un alimento satisfactorio para el desarrollo de las larvas de *Strongylocentrotus franciscanus*, posiblemente por ser una especie diferente a *Dunalliella tertiolectas*.

En el **experimento 6** se logró completar el desarrollo larval del erizo rojo, *Strongylocentrotus franciscanus*. En la tabla X se puede observar que la aparición del tercer par de brazos fué al octavo día después de la fertilización. El octavo brazo, aunque apenas visible, pues los brazos casi no se desarrollaron, surgió al 13vo día del cultivo. Un

estómago lleno y un bien desarrollado rudimento se observaron a partir del 15to día. 21 días después de la fertilización se dió la metamorfosis. La temperatura durante el experimento fluctuó entre los 15-16° C. En la tabla X se hace una comparación entre los tiempos obtenidos por Strathmann (1987) y el presente trabajo con una diferencia aproximada de 4° C. Desde el momento que se dá el estadio prisma (pluteus 4 brazos) existe una diferencia de 3 días en el desarrollo entre uno y otro; por lo que al final, mientras Strathmann (1987) obtuvo la metamorfosis de los organismos a los 62 días, en este trabajo se obtuvo la metamorfosis de los organismos a los 21 días.

En el experimento 6 se le suministraron 200 ml/día de *Rhodomonas sp.* equivalentes a 100,000 y 400,000 células/ml. El exceso de comida en algunas de las cubetas provocó que la larva se deformara, pues casi no se desarrollaron sus brazos. Al llegar una partícula y pegar en un brazo es proyectada hacia otro de los brazos hasta que la partícula es dirigida a la boca, por lo que al existir alimento en demasia no es necesario desarrollar tanto los brazos. Otro mecanismo utilizado para la alimentación es la banda de cilios que rodean a la larva, estos además de atrapar partículas son utilizados para la locomoción.

Cuando se observó que las larvas tenían bien desarrollado el rudimento y que nadaban cerca del fondo, no se lavó la cubeta en los cambios de agua, para promover el crecimiento de diatomeas bentónicas y el desarrollo de una película de bacterias en el sustrato (Kitamura et al., 1993) con lo cual se indujo a la metamorfosis. No se hicieron observaciones durante la metamorfosis pero de acuerdo con Hyman (1955) el proceso de

la metamorfosis se realiza en 1 hr o menos . Ya como poslarvas o juveniles tempranos los erizos cambian su dieta a diatomeas bentónicas. Hinegardner recomienda el género *Nitzchia sp.* como alimento para *Strongylocentrotus franciscanus* (González et al., 1987). Las diatomeas presentes en las cubetas en donde se metamorfizaron los organismos fueron diatomeas penadas, desconociéndose su género. En la figura 1 se puede observar las diferentes etapas larvales de *Strongylocentrotus franciscanus*.

A los cuatro meses de la fertilización (experimento 6) los organismos alcanzaron un diámetro de testa entre los 2 y 14 mm y empezaron a consumir *Macrosystis sp.* como alimento principal.

TABLA VII .- Desoves inducidos con una inyección de 1-5 ml de KCl a una concentración de 0.53 M

FECHA DEL DESOVE	MACHOS		HEMBRAS		ORGANISMOS	
	DESOVADORES		DESOVADORAS		SIN DESOVAR	
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
16/ III/ 1993	7	50	4	29	3	21
13/ IV/ 1993	3	27	2	18	6	55
15/ V/ 1993	4	44	3	33	2	23
20/ VIII/ 1993	3	33	0	0	6	67
3/ IX/ 1993	1	12	0	0	7	88
19/ X/ 1993	3	43	4	57	0	0
4/ XII/ 1993	2	22	6	67	1	11
2/ II/ 1994	4	44	5	56	0	0
TOTAL	27	35	24	32	25	33

TABLA VIII .- Etapa larval alcanzada en los experimentos

EXPERIMENTO	ETAPA LARVAL ALCANZADA	OBSERVACIONES
1	Pluteus 4 brazos	La microalga <i>Chaetoceros sp</i> resultó muy grande para la larva.
2	Pluteus 4 brazos	Desarrollo anormal de los brazos por falta de alimento.
3	Pluteus 4 brazos	La dieta mixta de <i>Monochrysis</i> , <i>Isochrysis</i> y <i>Chaetoceros sp.</i> no resultó ser un alimento adecuado para la larva
4	Pluteus 6 brazos	La densidad de 1 larva/ml y la dieta mixta permitió llegar a este estadio.
5	Pluteus 6 brazos	La microalga <i>Rhodomonas sp.</i> y densidad de 4 larvas/ml permitió que el cultivo sobreviviera 18 días.
6	Desarrollo larval completo y se obtuvieron juveniles	Se metamorfizaron los que tenían exceso de alimento, en este caso más de 200 ml/día de <i>Rhodomonas sp.</i>

TABLA IX .- Tiempos de desarrollo embrionario, a distintas temperaturas, de embriones de *Strongylocentrotus franciscanus*

STRATHMANN (1987) 12-13° C	ZUÑIGA (1994) 17-18° C	DESARROLLO EMBRIONARIO ALCANZADO
0 hrs	0 hrs	Inseminación
2.5 hrs	2 hrs	Primera división
3.5 hrs	2.5 hrs	Segunda división
4.5 hrs	3 hrs	Tercera división
6.5 hrs	3.5 hrs	Cuarta división

TABLA X .- Tiempos de desarrollo a distintas temperaturas de larvas de *Strongylocentrotus franciscanus*

STRATHMANN (1987) 12-13° C	ZUÑIGA (1994) 15-16° C	DESARROLLO LARVAL ALCANZADO
7 días	4 días	Pluteus 4 brazos
17 días	8 días	Pluteus 6 brazos
22 días	13 días	Pluteus 8 brazos
28 días	15 días	Pluteus con rudimento
62 días	21 días	Metamorfosis

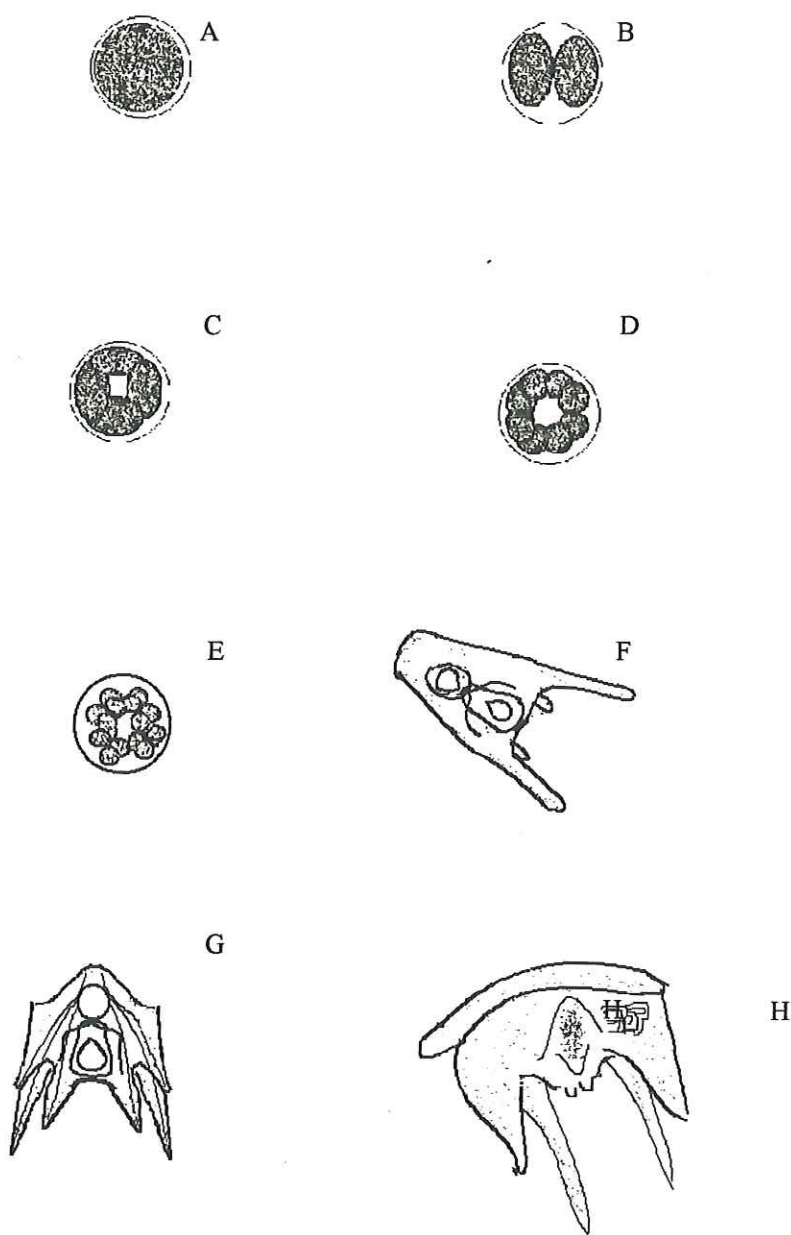


FIGURA 1. Desarrollo larval del erizo rojo *Strongylocentrotus franciscanus*.

A. Ovulo fertilizado, 120 μm ; B. Primera división ; C. Segunda división ;
 D. Tercera división ; E. Cuarta división ; F. Larva pluteus de 4 brazos ;
 G. Larva pluteus de 6 brazos ; H. Larva pluteus de 8 brazos deforme por el exceso de alimento.

IV. CONCLUSIONES

La utilización del KCl como inductor del desove para el erizo rojo resulta un método, además de rápido y efectivo, bastante económico, por lo que su implementación en un cultivo comercial a grandes escalas es factible.

El procedimiento utilizado para efectuar la fertilización es efectivo pues se obtuvieron tasas de fertilización mayores al 90 %.

Las densidades bajas (menores a 4 larvas/ml) resultaron las más adecuadas para la sobrevivencia de los cultivos.

La microalga *Rhodomonas sp.* fué el único alimento con el que se completó el desarrollo larvario del erizo rojo, *Strongylocentrotus franciscanus*, por lo que se considera que cumple con los requerimientos nutricionales necesarios para el buen desarrollo de las larvas equinoplutei.

A densidades de 1-4 larvas/ml raciones diarias de 250 ml/l (con una concentración mínima de 100,000 células/ml) resultaron suficientes para llevar a la larva a estar competente para la metamorfosis.

Las larvas que no desarrollaron normalmente sus brazos debido al exceso de alimento, no se vieron afectadas al momento de la metamorfosis.

V. FUENTES CONSULTADAS

- Burke, R. (1980). Podial sensory receptions and the induction of metamorphosis in echinoids. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 47: 223-234
- Burke, R. (1982). Echinoid metamorphosis: refraction and resorption of larval tissues. International echinoderms Conference, Tampa Bay, J. M. Lawrence ed. Rotterdam. pp 513-526
- Cameron, R. and Schroeter, S. (1980) Sea urchin recruitment: effect of substrate selection on juvenile distribution. *Marine Ecology*, 2:243-247
- González, L. Castilla, J. y Guisado, C. (1987). Effect of larval diet and rearing temperature on metamorphosis and juvenile survival of the edible sea urchin *Lovechinus albus* (Molina, 1782) (echinoidea, echinidae) En: *Journal of shellfish Research*, 8(2): 109-115
- Hyman, L. H., (1955). The invertebrates: Echinodermata. Mc Graw Hill Book Co. New York, USA. 763 pp.
- Kitamura, H., Kitahara, S. and Koh, H. B. (1993). The induction of larval settlement and metamorphosis of two sea urchins *Pseudocentrotus depressus* and *Anthocidaris crassispina*, by free fatty acids extracted from the coralline red algae *Corallina pilulifera*. En *Marine Biology*, 115: 387-392
- Miller, M., (1989). Commercial culture of the giant red sea urchin *Strongylocentrotus fransiscanus* in Hawaii. *De.J.-Shellfish-Res*, 8(2): 414-415
- Motett, M. G., (1976). The fishery biology of sea urchin in the family Strongylocentrotidae. *Wash Dep. Fish Tech. Rep.* 20: 1-66.
- Rho, Y. and Park, D. (1986). Studies on artificial seedling production of sea urchin *Anthocidaris crassispina* (A. Agassiz). En *Bull. Fish. Res. dev. Agency*, 39:89-96
- Saito, K., Yamashita, K., Tajima, K. and Kamamura, K. (1989). Manual of artificial seed production of sea urchin *Strongylocentrotus intermedius*. Hokkaido Institute of Mariculture. Hokkaido, Japan.

- Secretaria de Pesca.(1993). Anuario estadístico de Pesca. Dirección General de Informática y Registro Pesquero. México,D.F.
- Strathmann, M. F., Megumi, F. (1987). Phylum Echinodermata, class Echinoidea. In Reproduction and development of marine invertebrates of the northern pacific coast. University of Washington Press. Seattle,USA, 670 pp.
- Strathmann, R. (1975). Larval feeding in echinoderms. Amer. Zool. 15: 717-730
- Strathmann, R., Fenaux , L.and Strathmann, M. (1992). Heterochronic developmental plasticity in larval sea urchins and its implications for evolution of nonfeeding larvae. Evolution. 46(4): 972-986
- Tegner, M. J. y P. K. Dayton. (1977). Sea urchin recruitment patterns and implications of commercial fishing. Science. 196: 324-326

