

4. Producción artificial de semilla y cultivo de engorde de ostra japonesa (*Crassostrea gigas*)



4.1 Especie de estudio *Crassostrea gigas*

Originaria del pacifico en el continente asiatico (Japon, Korea y China); por experiencias en otros paises como Estados Unidos, Costa Rica, Chile, etc; en el manejo y facil cultivo, es que se ha introducido a nuestro pais la ostra japonesa (*Crassostrea gigas*); como alternativa para mejorar los ingresos economicos de los pescadores; la semilla cultivada por los pescadores se producen en la Estacion Acuicola de Pto. Triunfo, esta pasa por un ciclo de produccion hasta la entrega de la semilla de 5 mm. (fig. 1)

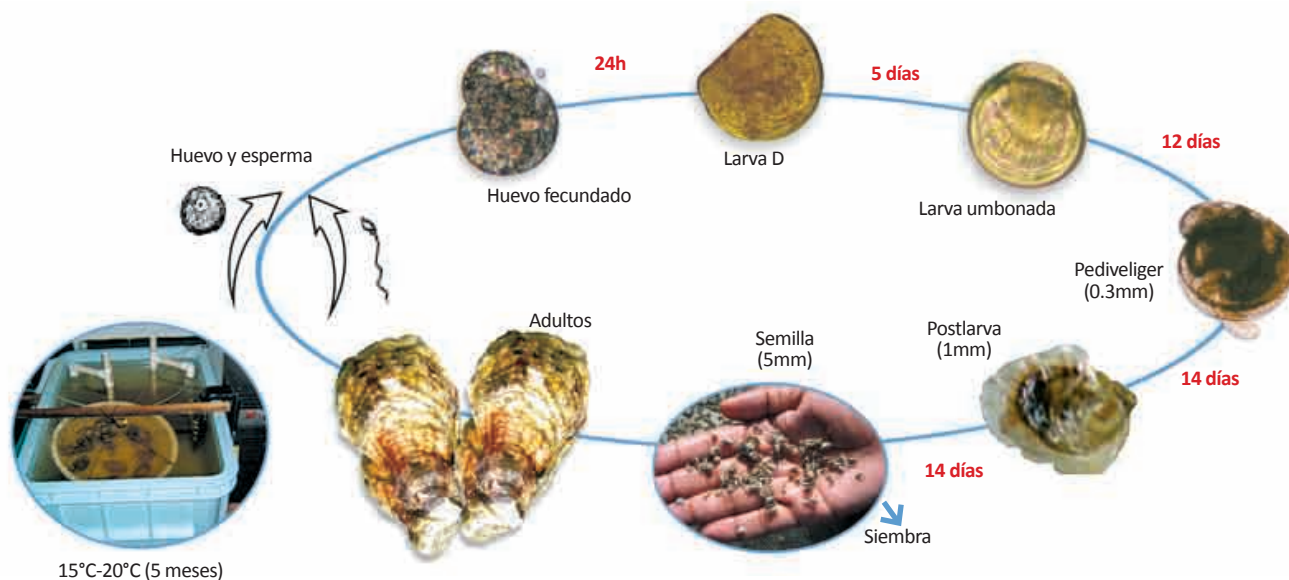


Fig. 1 Ciclo de producción de la semilla de "ostra japonesa" en la Estación Acuicola de Puerto Triunfo, Depto. Usulután, El Salvador.

4.2 Acondicionamiento de reproductores

Se ha reportado que en regiones templadas la ostra japonesa muestra un ciclo reproductivo estacional, claramente relacionada la temperatura con: (1) la iniciación de la gametogénesis que usualmente se observa en invierno cuando las temperaturas son bajas. La fase de gametogénesis activa y crecimiento (2) ocurre en primavera cuando la temperatura del agua se incrementa. La maduración (3) y desove en verano cuando la temperatura está arriba de los 19°C. El periodo de reabsorción o estado degenerativo ocurre en otoño. La temperatura juega un rol muy importante en la proliferación de las gónadas y está sustentada en las temperaturas bajas (8-11°C) sin importar el estado fisiológico de las ostras.¹

El Salvador por estar situado en la América Tropical (Temperatura relativamente estable a través del año y un paisaje más o menos permanente), precisamente en la parte exterior del cinturón climático de los

¹ Fabioux F C, Huvet A, Le Souche P, Le Pennec M, Pouvreau S. 2005. Temperature and photoperiod drive *Crassostrea gigas* reproductive internal clock. *Aquaculture* 250:458-470.

trópicos y como tal tiene estabilidad de clima (durante todo el año los cambios en las temperaturas son pequeños); con temperaturas medias anuales en la costa de 29°C, las máximas promedio se ubican en los 35°C (29 y 35°C) la humedad relativa mínima corresponde al 66% (SNET, 2004). La temperatura superficial del agua se mantiene durante todo el año entre los 27 y 28°C. Durante los eventos de El Niño la temperatura puede incrementarse hasta 33°C y en La Niña raramente baja hasta de los 26.5°C. Lo anterior sugiere que las condiciones ambientales de la costa salvadoreña no son favorables para que la especie en cuestión se pueda reproducir y establecer en el medio natural.

El acondicionamiento de ostra japonesa es una actividad muy importante para lograr la producción constante de semillas y tal como se describe a continuación es una técnica que consiste en la aclimatación de los reproductores bajo un ambiente controlado dentro de las instalaciones del laboratorio húmedo.

El sistema de acondicionamiento del laboratorio húmedo de Puerto El Triunfo utiliza agua de mar filtrada (ver sección sobre tratamiento de agua de mar). Los tanques de acondicionamiento tienen un volumen de 200 L y 300 L a una temperatura constante de 15°C y 20°C respectivamente. El monitoreo de la temperatura se realiza diariamente. (fig. 2).

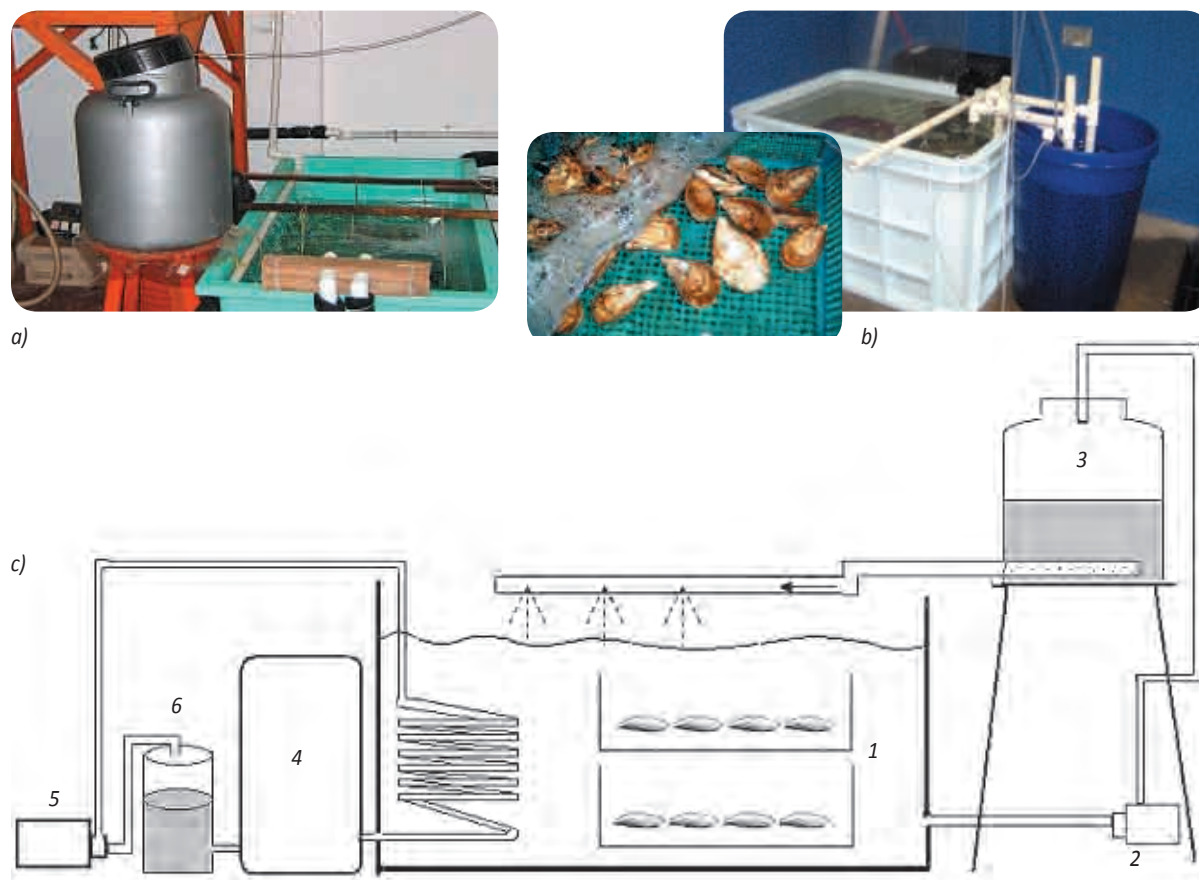


Fig. 2 Sistema de acondicionamiento de reproductores de ostra japonesa, a) Tanque de 300 L (20°C), b) tanque de 200 L (15°C), c) diagrama de sistema. 1: Tanque acondicionamiento, 2: Bomba biofiltro, 3: Biofiltro, 4: Chiller, 5: Bomba de chiller, 6: Tanque para eliminar burbujas.

Los reproductores (tamaño: mayor a 6cm) provienen del cultivo que se ejecuta en el Golfo de Fonseca. Se limpian los reproductores antes de colocarlos en los tanques de acondicionamiento para eliminar la suciedad que tengan y organismos competidores fijados a ellos (Balano u ostra de mangle). La alimentación es una dieta diaria combinada de microalgas (*Chaetoceros gracilis*, *Isochrysis galbana* y *Tetraselmis* sp.) suministrada por goteo cuya concentración debe de ser mayor a 200 mil células/ml. La limpieza de los estanques consiste en el sifoneo diario de las heces de los animales y el lavado del biofiltro cada vez que se comienza la aclimatación de un nuevo grupo de reproductores.

Para establecer la técnica adecuada y lograr individuos maduros se ensayaron diferentes condiciones (tabla 1)

Tabla 1. Ensayo de acondicionamiento de reproductores de ostra japonesa.

Condiciones		No. Individuos	Resultado
20°C 7 meses		49	No desove
20°C 5 meses	15°C 2 meses	35	No desove
15°C 2 meses	20°C 3 meses	15	86 % desove

Con temperatura de 15°C durante 2 meses y posteriormente incremento a 20°C durante 3 meses se observó desove al final del periodo de aclimatación. Menor número de individuos en los sistemas de aclimatación también es una condición favorable para la maduración, esto debido a que se alimentan con mayor eficacia.

Con este resultado se consigue planificar el acondicionamiento de diferentes grupos de ostra para realizar producciones de semillas en cualquier época.

4.3 Induccion al desove

Existen varios métodos conocidos y ampliamente descritos de inducción al desove. El estímulo por cambios de temperatura (choque térmico) en periodos cortos de tiempo es el que se utiliza en el laboratorio húmedo de Puerto El Triunfo. El grupo de reproductores que se encuentran en su temperatura final de acondicionamiento (20°C) se colocan en un tanque de 100 L con la misma temperatura de acondicionamiento y utilizando un calentador eléctrico (1Kw) se aumenta la temperatura gradualmente hasta alcanzar 27°C en un lapso de 1 horas si no se observa desove se realiza un recambio de agua para comenzar el procedimiento nuevamente. En ocasiones la adición de agua esterilizada con luz ultravioleta puede acelerar el desove de los individuos (fig. 3)

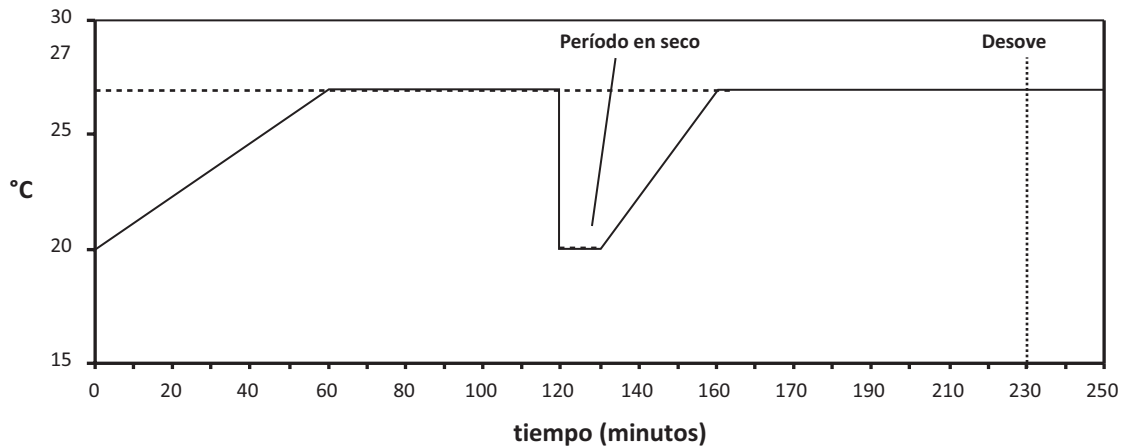


Fig. 3 Estímulos térmicos durante la inducción al desove de la ostra japonesa.

Durante el desove, las ostras expulsan sus gametos en el agua, al observar este comportamiento se separa cada uno de los individuos del estanque de 100 L y se coloca en otro de 25 L lleno de agua esterilizada con volumen hasta 5 L cuidando que la temperatura no sobrepase los 30°C. Separados hembras y machos se dejan completar el desove por un período de 30-45 minutos para luego realizar la fertilización.

4.4 Fertilización

Antes de la fertilización es necesario observar al microscopio la calidad de los óvulos. Estos deben ser redondos (fig. 4) y el esperma debe tener motilidad, para realizar la fertilización.

La fertilización se realiza agregando los espermias (relación ovulo: espermia, 1:100) a los tanques que contengan los óvulos. En algunas ocasiones, la fertilización se debe realizar individualmente para no mezclar los huevos en buena condición. Después de 8 horas se observa larva trocófora; durante esta etapa debe controlarse la temperatura (27°C) para obtener buen desarrollo larvario y alcanzar la etapa de larva tipo D.



Fig. 4 Óvulos antes de la fertilización (tamaño 60 μm)

4.5 Cultivo larval

Inicia con el estadio de larva tipo D después de 24 horas de la fertilización. En cada estadio siempre es importante la observación al microscopio del desarrollo larvario. Una vez observados se tamiza para desechar los residuos de huevo no fertilizados, larvas trocófora muertas, etc.; con varios tamices (100 y 25 μm), las larvas tipo D quedan retenidas en el tamiz de 35 μm que posteriormente se trasladan a un tanque de 100 L (fig. 5).

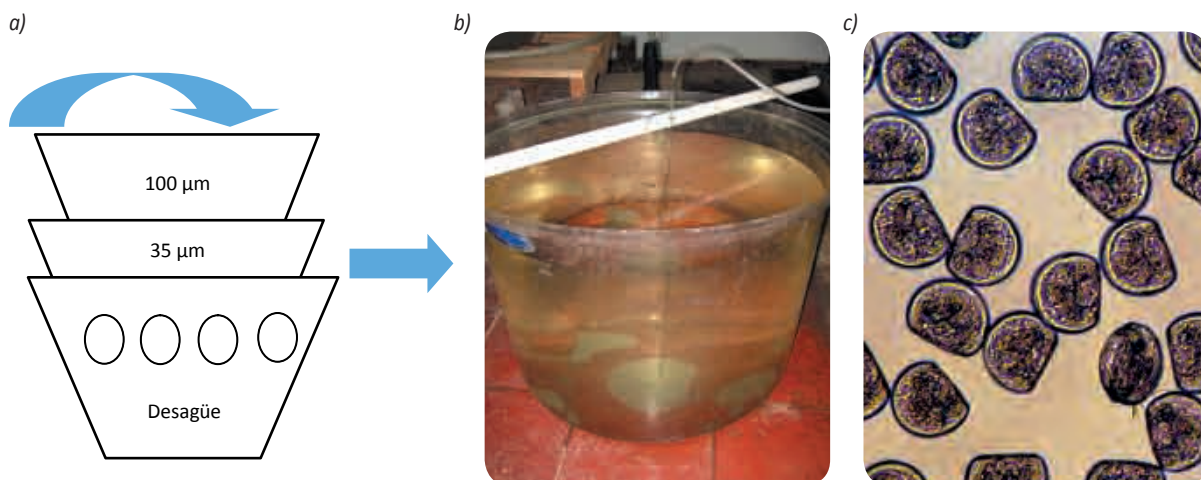


Fig. 5 a) Tamizado b) y colecta; c) Larvas D (100 μm)

Las larvas se transfieren a los tanques de cría de 500 L a una densidad de 5 larvas/mL para evitar competencia y desarrollo lento por alta densidad en el tanque de cría (fig. 6). En la actualidad la Estación Acuícola tiene la capacidad para cultivar simultáneamente 7 millones de larvas D (7 tanques de 500 L). Debe colocarse aeración para que el flujo mezcle el agua del tanque, mantenga las larvas alejadas del fondo y mezcle el alimento por todo el tanque.



Fig. 6 Tanques de cultivo larvario de ostra japonesa

Diariamente se realiza la observación de la condición del cultivo larvario, larvas en el fondo, larvas muertas, exceso de alimento y la presencia de otros organismos (protozoarios, copépodos, etc.) estos agentes pueden deteriorar el cultivo larvario.

La temperatura debe mantenerse entre 25 y 27°C para lograr buen desarrollo. Los cambios de temperaturas afectan la sobrevivencia de las larvas y aumenta el desarrollo de protozoarios. Se ha observado que cuando la temperatura es baja (23-25°C) las larvas se mantienen en el fondo y sus movimientos son lentos, además se retarda el crecimiento, razón por la que es siempre importante mantener constante la temperatura de los tanques de cultivo.

El recambio diario parcial de agua (un tercio de la capacidad del tanque de cultivo) con un tamiz de 35 µm para retener la larva esto se realiza para eliminar el residuo de alimento, los desechos fecales de las larvas, etc. Un cambio total es urgente si se observan acumulación de suciedad en el fondo del tanque ya sea por saturación de heces o microalgas no consumidas, protozoos y otros organismos que pudieran ser perjudiciales para el cultivo. En el recambio se vacía totalmente el tanque utilizando tamices 200 y 35 µm, luego se enjuaga el tanque con agua dulce y luego agua salada con esterilizada.

La dieta diaria se describe en la tabla 2 y está calculada para un cultivo de 5 larvas/mL.

Tabla 2. Dieta en el cultivo larvario de Ostra japonesa

Días de Cultivo	Densidad Total a proporcionar (cel/ml)	Densidad por especie (cel/ml)	
		Isochrysis galbana (T-iso)	Chaetoceros gracilis
1 – 4	10,000	10,000	
5	15,000	10,000	5,000
6 – 11	50,000	15,000	35,000

Al quinto día después de la fertilización, se observa la formación de larva umbonada y a los 12 días se observa larva con ojo (pediveliger) indicando la preparación para la metamorfosis. (fig. 7)

Hasta la elaboración de este informe se han realizado dos cultivos larvarios para mejorar y transferir la tecnología de producción masiva de ostra japonesa en la Estación Acuícola. (Tabla 3) El crecimiento de las larvas en el cultivo se describe en la fig. 8.

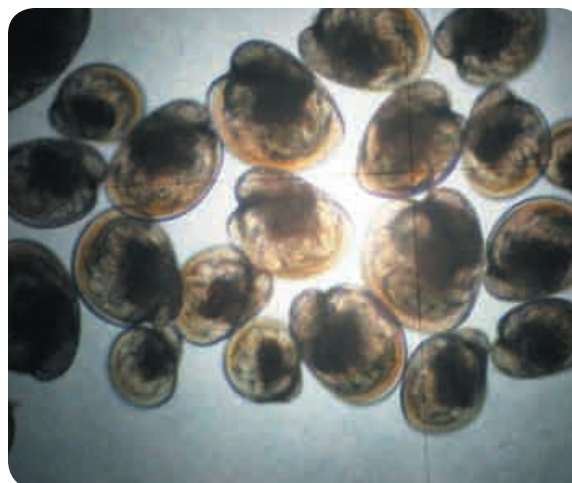


Fig. 7 Larva pediveliger de ostra japonesa (290µm)

Tabla 3. Producción de larvas pediveliger de ostra japonesa en la Estación Acuícola de Puerto Triunfo

Desove	Larva D	Pediveliger
Enero 09	11,300,000	744,500
Agosto 09	2,160,000	1,000,000

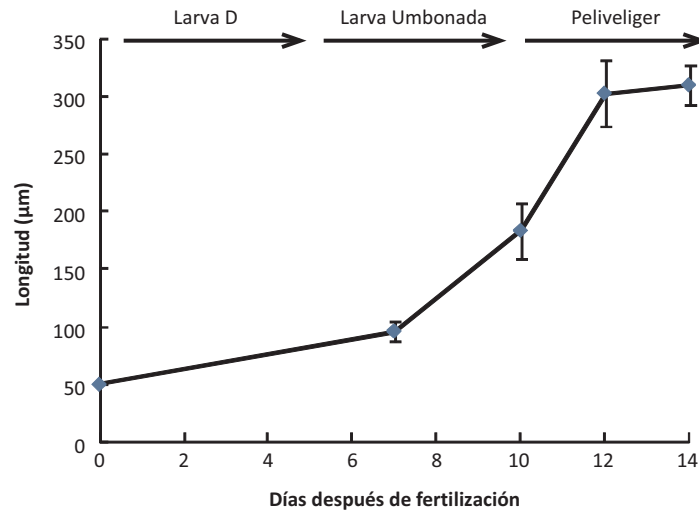


Fig. 8 Crecimiento de larvas de ostra japonesa (Ene-09) (n=100)

4.6 Fijación de larvas

A los 12 días de cultivo se cosechan las larvas pediveliger de los tanques utilizando una malla de 224 µm de apertura (puesto que las larvas fijadoras tienen un tamaño aproximado arriba de 300µm) y se coloca en un tanque de 100 L, se toman una muestra para calcular el número aproximado de larvas listas para fijar. (fig. 9).



Fig. 9 Cuento de larvas de Ostra japonesa.

La fijación se realiza sobre concha molida para obtener semilla libre. Para esto se prepara un tamiz de 200µm de 80 cm de diámetro al que se aplica cera en las paredes cubriéndolas totalmente para evitar en lo posible la fijación de la ostra al tamiz. Posteriormente el tamiz se coloca dentro de un tanque de 500L, previamente lleno de agua filtrada y esterilizada con UV hasta alcanzar el nivel del tubo de entrada de agua. Se debe prestar atención a la temperatura y salinidad (27-29°C y 27-30 respectivamente) (fig. 10).

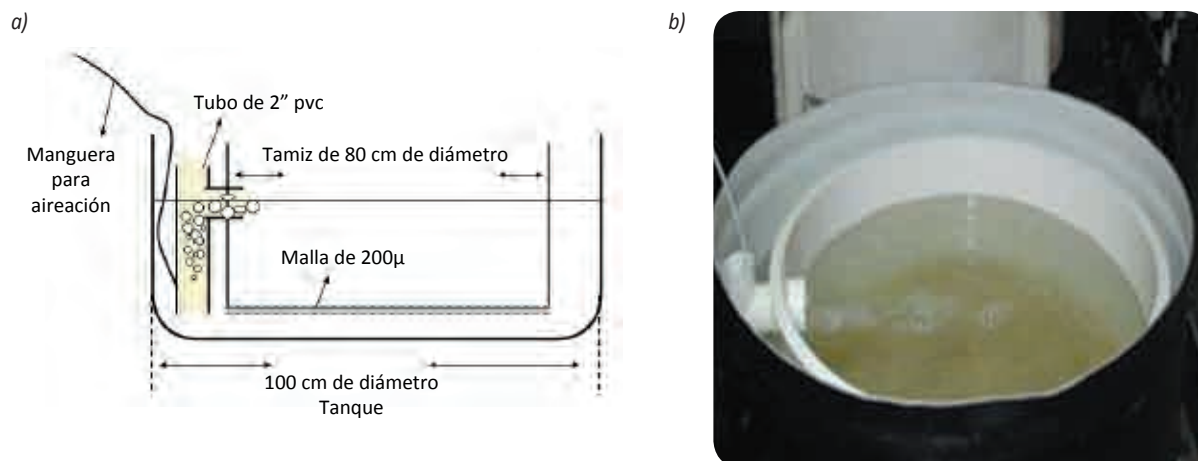


Fig. 10. a) Esquema de sistema utilizado para fijación, b) Tanque utilizado para fijación de larvas de Ostra japonesa.

Con un colador de malla fina colocar una capa de concha molida (aprox. 400 g) de ostra japonesa (tamaño 200μm). La concha molida debe distribuirse de manera homogénea en toda la superficie del tamiz, para que no existan espacios solos en la malla en la que se puedan fijar las larvas. (fig. 11)



Fig. 11. a) Pesar 400 g de concha molida para fijación, b) Colocar la concha molida en el tamiz para fijación de larva de Ostra japonesa.

Por último colocar una manguera para aireación en el tubo de entrada de agua, dando lugar a un flujo descendente en el interior del tamiz (sistema Down Welling). En esta condición se pueden colocar 700,000 larvas fijadoras por tamiz.

La alimentación de las larvas se realiza siguiendo la siguiente tabla:

Tabla 4. Dieta en el cultivo larvario de *Ostra japonesa*

Días de Cultivo	Densidad Total a proporcionar (cel/ml)	Densidad por especie (cel/ml)	
		<i>Isochrysis galbana</i> (T-iso)	<i>Chaetoceros gracilis</i>
12	55,000	20,000	35,000
13-16	95,000	20,000	75,000
17-19	140,000	40,000	100,000
20-22	150,000		150,000
23-25	200,000		200,000

Los tamices de fijación se tapan por la acumulación de heces y el flujo del agua se detiene. Por eso la limpieza se realiza cada dos días se saca el tamiz del tanque y se lava con agua salada juntamente con la postlarva y la concha molida, en algunos casos donde hay presencia de protozoarios se recomienda lavar con agua dulce utilizando una manguera (fig. 12).

Para realizar las observaciones de crecimiento se tamiza la postlarva fijada utilizando mallas de 500, 300 y 200 μ m (Fig. 13)



Fig. 12 Limpieza del tamiz.

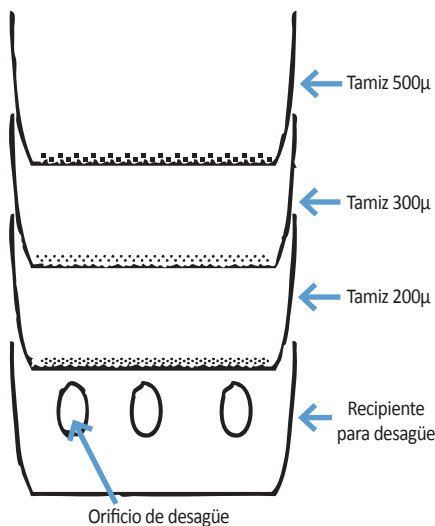


Fig. 13 Tamizado de larva para monitoreo

El sistema de tamices permite además de limpiar, separar postlarvas por tallas, así como de la concha en la cual no se fija.

Para el conteo de larvas se utiliza el método volumétrico, con la fórmula:

$$Nt = \frac{Vt \times Ov}{Vm}$$

En donde

1. (Vt)= volumen total de ostras.
2. (Vm)= volumen de muestra
3. (Ov)= conteo de ostras vivas de la muestra
4. (Nt)= total de ostras

Las postlarvas se mantienen en los tamices de fijación hasta que alcanza un tamaño de 2mm de altura. Luego se traslada a cultivo intermedio en donde se le denominara semilla. (Tabla 5)

Tabla 5. Postlarvas de ostra japonesa producidas en Puerto El Triunfo (2007-2009)

Fecha	No. postlarvas	Fijación (%)	Tamaño (mm)
Mayo 07	314,300	22	0.6
Sep 07	480,798	37	1.5
Oct 08	240,304	31	1.8
Enero 09	281,832	38	1.0
Agosto 09	419,324	42	1.5

4.7 Cultivo intermedio

Esta etapa inicia inmediatamente después de que la post-larva sale del laboratorio, con un tamaño promedio de 2 mm hasta alcanzar un tamaño de 5mm

Diseño del sistema

Se utilizan botellas de 19 L cortadas por la mitad a las cuales se les colocan malla de 500µm en el extremo inferior sujeta por medio de una banda elástica y se coloca un tubo de PVC de 1 ½ pulgada de diámetro al extremo superior.

El sistema Up Welling o flujo ascendente, consiste en que el agua del tanque que contiene el alimento (microalgas) pasa a través de la malla colocada en el fondo de la botella donde se encuentran las semillas de

ostra. En este sistema el aire impulsa la corriente hacia arriba manteniendo un flujo constante dentro de la botella. La cantidad de semillas que se pueden colocar dentro de la botella no debe de superar las 100,000 unidades. (fig. 14)

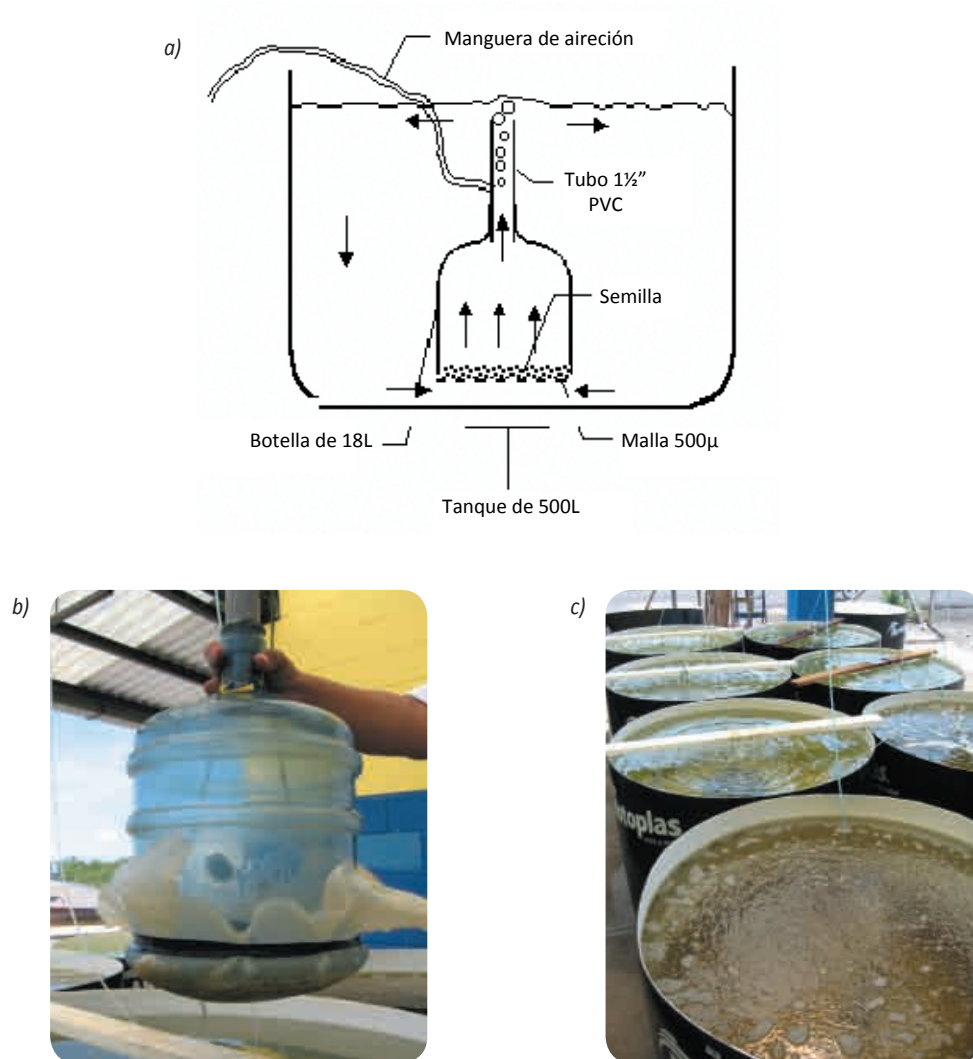


Fig. 14 a) Esquema de sistema Up Welling; b) botella Sistema Up Welling; c) tanques de alimentación con microalga nativa

Se debe fertilizar diariamente (véase guía de cultivo de microalga nativa) un tanque de 500 L por cada botella, esto es debido a que bastaran 24 horas para que las microalgas existentes dentro del tanque sean consumidas por las semillas de ostras; por lo cual debe ser trasladada la botella a un nuevo tanque, además requiere de 4 días para que la microalga llegue a una densidad de 300,000 a 600,00 células/ml

Es recomendable una vez por semana realizar la limpieza de las botellas. Para esto se procede a colocar las semillas en un tamiz de 1mm agregando agua salada para lavarlas hasta que no se observe suciedad; para evitar que las heces producidas por las semillas obstruyan la malla. Durante este periodo dependiendo del

número de semillas se realizan desdobles, tamizando las semillas y separar por tamaños (Tamices de 1, 2 y 6mm de ancho de luz de malla). Los desdobles sirven para bajar la densidad de las semillas y de esta manera permitir que las semillas se alimenten con mayor eficacia y evitar la mortalidad

Después de un mes de cultivo intermedio se realiza conteo de la semilla utilizando la fórmula siguiente:

$$Nt = \frac{Pt \times Ov}{Pm}$$

1. (Pt) = peso total de las semillas
2. (Pm) = peso muestra de semilla
3. (Ov) = conteo de semilla vivas de la muestra
4. Nt = total de semilla

Al emplear este método de conteo se debe tener el cuidado de evitar que haya exceso de agua en el pesado total y el de las muestras, ya que puede afectar el resultado. Para la medición se toma una muestra y a cada semilla se mide la altura.

En este sistema de cultivo de semillas los rangos de salinidad de 27 mínimos hasta 34 máximos y de temperatura de 25 a 30 °C.

Se han producido un total de 1, 232,327 semillas de 5 mm desde 2007 a 2009; éstas han servido para realizar diferentes ensayos de adaptación de la especie a nuestro país, además de conocer los requerimientos de cultivo que necesita esta especie y de transferencia técnica para la producción en laboratorio. Con esto también establecer las diferentes técnicas antes mencionadas en cada una de las etapas del ciclo de producción de semilla artificial de ostra japonesa. (Tabla 6)

Tabla 6. Semillas de ostra japonesa producidas en Puerto El Triunfo (2007-2009)

AÑO	No. de semillas	Tamaño mm (SD)
2007	711,030	5 (0.5)
2008	221,297	
2009	300,000	

4.8 Cultivo de engorde

Cuando las semillas han alcanzado los 5 mm de altura se trasladan al sitio de cultivo en el medio natural en donde serán engordadas. El monitoreo del crecimiento de las ostras después de la siembra es muy importante

para determinar su tasa de crecimiento y también para planear el tiempo para los desdobles. La altura es la dimensión que usualmente se utiliza para establecer el tamaño de las ostras en el cultivo de engorde. (fig. 15)



Fig. 15 Midiendo la ostra

La siembra de las semillas deberá ser planificada con anticipación, tomando en cuenta que las semillas de ostra japonesa no pueden mantenerse mucho tiempo bajo el sol. La panificación consiste en preparar los materiales necesarios para realizar la siembra y esta deberá ser realizada preferiblemente por la mañana. El transporte de las semillas desde el laboratorio hasta el sitio final de cultivo se realiza en hieleras que contienen papel periódico húmedo para evitar que las semillas se sequen.

Para el cultivo de la ostra japonesa se han descrito diversos sistemas en función de las características del lugar seleccionado para el cultivo. A continuación se mencionan los sistemas utilizados en los ensayos de cultivo realizados en las comunidades modelo del Proyecto.

4.8.1 Sistemas Sumergidos

Balsa

Este sistema se utiliza en sitios donde la profundidad excede los 6 metros y las aguas son tranquilas. Algunas de las ventajas del sistema de balsas es que permiten realizar las labores de limpieza con mayor facilidad debido a que se puede caminar sobre la balsa. Otra ventaja es que la instalación puede realizarse en áreas cerradas.

La balsa se construye de madera y su durabilidad se ha estimado hasta 5 años. Para la flotación se colocan barriles plásticos sellados con fibra de vidrio. El anclaje se realiza con 2 anclas grandes que se afirman bien en el fondo (fig. 16).

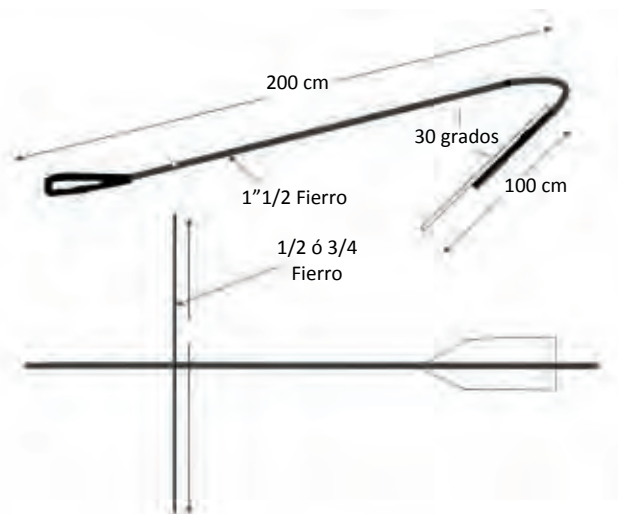
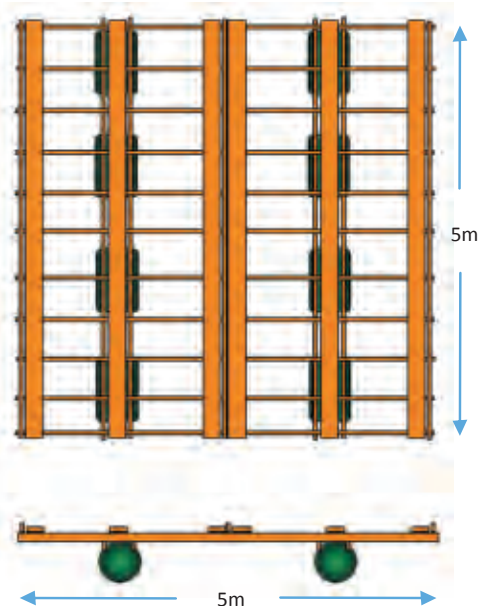


Fig. 16. Esquema balsa de cultivo y ancla



Fig. 17 Construcción e instalación de balsa en Isla Zacatillo, Golfo de Fonseca, La Unión. a) Construcción de la plataforma de madera de pino de 5x5m, b) Amarre de los barriles plásticos a la plataforma utilizando cuerda de nylon de 1/4", c) traslado de la balsa hasta su sitio de anclaje, d) Anclaje de la balsa. La balsa tiene capacidad para 100 linternas.,

Tabla 7. Costo de los materiales para construir una balsa de 5x5m

Detalle	Cantidad	Valor Unitario Exento \$	Valor +IVA	SubTotal \$
Barril plastico (200L)	8	25.00	28.25	226.00
Soga de polietileno 1" rollo 220 m	1	250.00	282.50	282.50
Soga de polietileno 1/4" rollo (600 pies)	8	20.00	22.60	180.80
Resina 1/2 gal	1	7.00	7.91	7.91
Catalizador p/ resina	1	0.88	0.99	0.99
Alambre galvanizado No. 10 Lb	40	0.45	0.51	20.34
Cuarton de Pino 6 v*	24	9.29	10.50	251.94
Clavos 6" lb	6	0.80	0.90	5.42
Anclas **	2	150.00	169.50	339.00
				1314.91

* Los costos de la madera fueron calculados en base a los precios de venta en Ferreterías del departamento de La Unión en 2008.

**Las anclas de este tipo no se encuentran a la venta, por lo que fue necesario fabricarlas, el precio total incluye la mano de obra y los materiales.

Línea larga (Long line)

La línea larga es uno de los métodos comúnmente utilizados en sitios de cultivo donde el oleaje es fuerte. El sistema puede estar constituido por una línea sencilla o una línea tipo doble. La soga que se utiliza es de 3/4 pulgada de diámetro con una longitud de 100 metros, a esta línea se le llama línea madre. La línea se encuentra anclada en ambos extremos con anclas. Las cuerdas de las anclas deberán tener una longitud mayor o igual a 3 veces la profundidad del área donde se instalara la línea. Para la flotabilidad se amarran barriles de 200 L cuya cantidad dependerá del peso que se necesite hacer flotar. Los barriles deberán estar cubiertos con una malla o red muy fuerte para facilitar el amarre a la línea madre. (fig. 18)

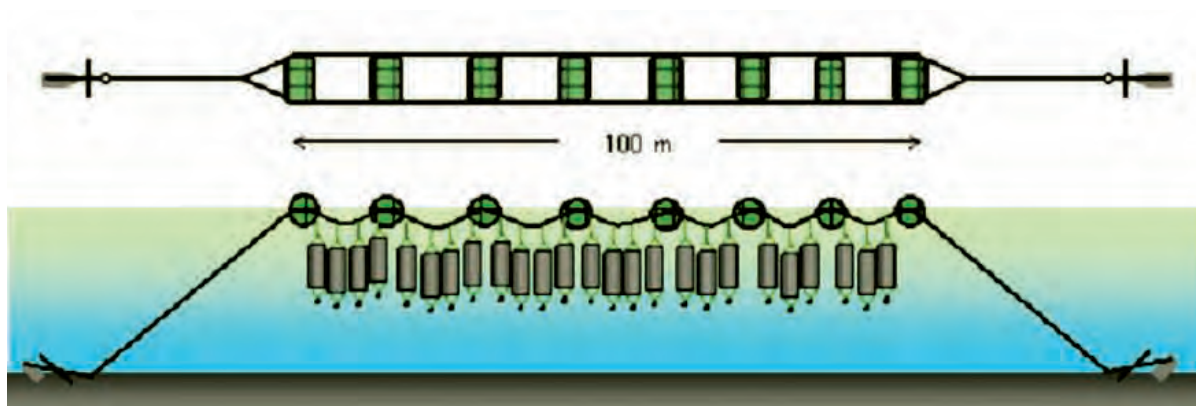


Fig. 18 Esquema de línea larga (long line)



Fig 19. Construcción e instalación de línea doble en Playa Corosal, Isla Meanguera del Golfo, La Unión.

Tabla 8. Costo de los materiales para construir una línea larga de 100 m.

Detalle	Cantidad	Valor Unitario Exento \$	Valor +IVA	SubTotal \$
Barril plastico (200L)	8	25.00	28.25	226.00
Soga de polietileno 1" rollo 220 m	2	250.00	282.50	565.00
Soga de polietileno 1/4" rollo (600 pies)	1	20.00	22.60	22.60
Resina 1/2 gal	1	7.00	7.91	7.91
Catalizador p/ resina	1	0.88	0.99	0.99
Malla para envolver barriles	1	100.00	113.00	113.00
Grillete acero inoxidable	2	10.00	11.30	22.60
Anclas	2	150.00	169.50	339.00
				1,297.10

4.8.2 Sistema Intermareal

Estacas

Este sistema se encuentra constantemente expuesto a los efectos de la marea. El sistema es construido con varas de bambú sujetadas con alambre galvanizado y la altura dependerá de la profundidad del sitio. Generalmente se coloca en sitios donde la profundidad no sobrepasa los 3 metros en marea alta (fig. 20).

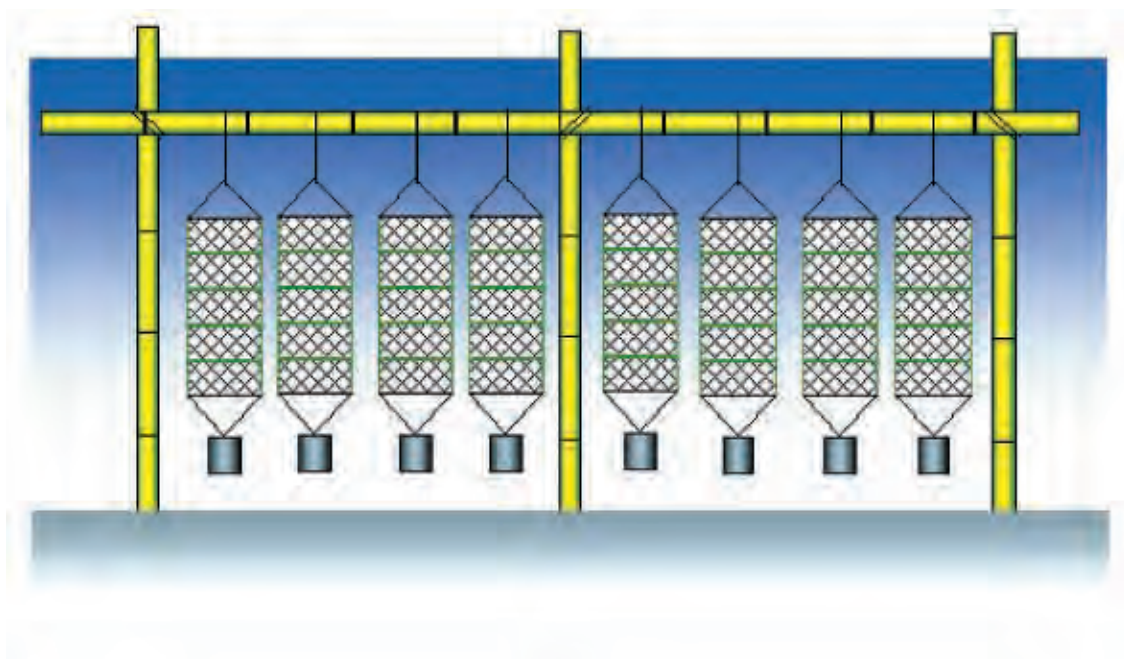


Fig. 20 Esquema de sistema de estacas

a)



b)



Fig. 21. Sistema de estacas. a) Canal de abastecimiento en granja camaronera en Los Mancornados, b) Zona intermareal de granja camaronera San Hilario.

4.8.3 Materiales para el cultivo

Para el cultivo suspendido de ostra japonesa se emplean linternas o campanas elaboradas con materiales fáciles de conseguir localmente. Estos materiales son elaborados con malla tipo sardinera de 2.0 mm, de luz. Las linternas tienen 5 pisos y las campanas son bolsas de tipo individual (Fig. 22).

El costo unitario por cada linterna es de 10US\$ y la bolsa tipo campana es de 4.5US\$ c/u donde se incluye la mano de obra y los materiales.

La durabilidad de la malla dependerá del buen manejo de los materiales. Se ha observado que las linternas y campanas pueden utilizarse en más de dos ciclos de cultivo.



Fig. 22 a) campana y b) linterna

4.8.4 Ensayos de cultivo de ostra japonesa

Se han realizado ensayos de cultivo de ostra japonesa en diferentes sitios con el objetivo de conocer las posibilidades de acuicultura de esta especie en la zona costera de El Salvador. Los cultivos de engorde experimental fueron realizados en comunidades de Bahía de Jiquilisco (Zapateta, Venada, Mancornados, San Hilario y Pto. Ramírez) (Fig. 23), y La Unión (Isla Zacatillo, e Isla Meanguera del Golfo) (Fig. 24). En los cultivos experimentales se probaron los diferentes sistemas de cultivo mencionados anteriormente. El monitoreo de los cultivos se realizó quincenalmente en donde se midió el tamaño de las ostras para conocer su tasa de crecimiento.



Fig. 23. Ubicación de los ensayos de cultivo de ostra japonesa en la Bahía de Jiquilisco. Ensayo de cultivo en sistema de estacas: a. Los Mancornados y b. San Hilario. Ensayos de cultivo en Balsa: c. La Zapateta, d. La Venada y e. Puerto Ramírez.

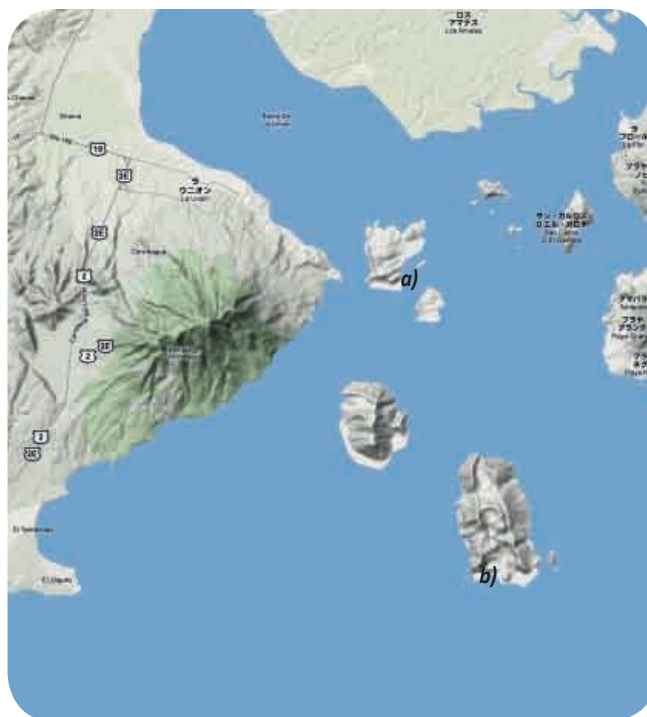


Fig. 24. Ubicación de los ensayos de cultivo de ostra japonesa en el Golfo de Fonseca, La Unión. a. Cultivo en sistema de balsa en Isla Zacatillo. b. Cultivo en sistema de línea larga en Isla Meanguera.

Tabla 9. Engorde de ostra japonesa en los cultivos experimentales.

Comunidad	Fecha de siembra	Cant.	Tamaño de semilla (mm)	Tiempo (mes)	Cant.	Tamaño (mm)	SV%
Zapateta	2-Jun-06	2,566	24	5.6	95	59	4
Venada	14-Jun-06	2,734	31	5.3	55	44	2
Mancornados	21-Nov-06	5,000	13	7.2	422	41	8
San Hilario	24-Nov-06	4,000	13	6.4	195	40	5
Maculiz	15-Nov-06	5,000	20	5.2	66	44	1
Zacatillo	13-nov-07	100,000	5	6.0	38,588	58	20
Puerto Ramirez	24-abr-08	600	39	5.8	379	41	63
Meanguera del Golfo	11-Mar-09	100,000	5	5.2	27,750	69	28

En la tabla anterior se muestran algunos de los resultados de los ensayos de cultivo. Otros ensayos no se muestran porque no se colectaron suficientes datos debido al robo de los sistemas o al robo de la semilla. Los ensayos de cultivo en la Bahía de Jiquilisco mostraron baja sobrevivencia como denominador común. Un caso particular fue el cultivo experimental en Puerto Ramírez donde se observó alta sobrevivencia, sin embargo el crecimiento observado fue bajo en 5.8 meses de cultivo.

En la Bahía de Jiquilisco se pudo identificar a los cirripedios comúnmente conocidos baranos o bromas, como una de las principales causas de mortalidad de las ostras. Los cirripedios se fijan sobre la superficie de la concha de las ostras y compiten por espacio y por alimento. La fijación de estos organismos ocurre principalmente en lugares donde las corrientes son fuertes (Fig. 25).



Fig. 25. Cirripedios fijados sobre las semillas de la ostra japonesa (1 mes de cultivo, La Zapateta, Bahía de Jiquilisco).

Otro organismo que afecta el cultivo de ostra japonesa porque compite por espacio y alimento son las ostras de manglar. Estas ostras crecen más rápido que la ostra japonesa y se fijan en grandes cantidades. Desafortunadamente estas especies no poseen valor comercial importante en El Salvador. Cuando el número de semillas de ostra japonesa sembradas es pequeño, se puede realizar la limpieza manual pero cuando la siembra es significativamente grande es imposible hacer la limpieza (Fig. 26).



Fig. 26. Ostra de manglar fijada en las linternas de cultivo y sobre la semilla de ostra japonesa

Los ensayos de cultivo experimental que presentaron mejores resultados fueron los ubicados en el Golfo de Fonseca. En la Isla Zacatillo se realizó la siembra de 100,000 semillas en noviembre de 2007 y después de 6 meses de cultivo la mayoría de las ostras habían alcanzado la talla comercial (6 cm). Sin embargo, en este sitio de cultivo se pudo identificar oportunamente otro depredador de la ostra japonesa, la especie de caracol conocido como *Cymatium wiegmanni* cuyo mayor tamaño colectado en Zacatillo fue de 75 mm. Y sus hábitos predatorios en los cultivos de moluscos ya han sido reportados en otras regiones. No se ha podido establecer alguna contramedida para evitar la depredación por este caracol, solamente la extracción manual de los juveniles que se encuentran dentro de las linternas en el cultivo ha sido el mejor método para combatirlo. El crecimiento del caracol dentro de las linternas del cultivo no se ha podido establecer con claridad, sin embargo se ha observado que después de 15 días de limpieza ya se pueden encontrar juveniles de 2 cm de tamaño dentro de las linternas. Esto sugiere que la limpieza debe realizarse con mayor periodicidad para evitar las altas mortalidades que el caracol causa cuando se alimenta de las ostras. En algunos casos se pudo observar la presencia máxima de 5 individuos por piso en las linternas (Fig. 27).



Fig. 27. Caracol depredador de la ostra japonesa (*Cymatium wiegmanni*)

En la Isla Meanguera, siempre en el Golfo de Fonseca. Se realizó la siembra de 100,000 semillas de ostra japonesa en el mes de marzo de 2009. Después de 6 meses de cultivo se obtuvieron ostras de talla comercial (Fig. 28)

Durante el desarrollo del cultivo experimental en La Isla Meanguera se observó la depredación por jaibas que rompen la concha de las ostras. Cuando las ostras alcanzan 5 cm, las jaibas no las depredan pero las que entran y quedan atrapadas dentro de las linternas hacen orificios en la malla y las ostras se caen al fondo. Como en el caso de los caracoles, las jaibas deben removerse de los cultivos de forma manual y principalmente cuando las ostras son pequeñas. Una limpieza constante del cultivo de ostras es importante para garantizar la alta sobrevivencia de las ostras en el cultivo de Isla Meanguera.

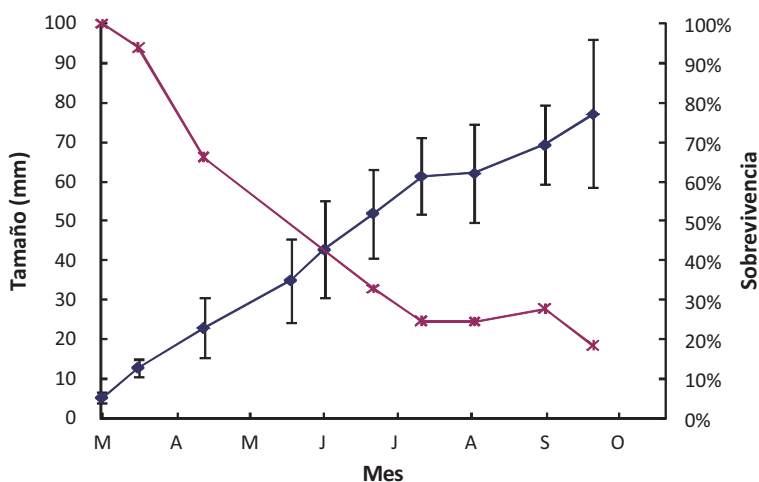


Fig. 28. Crecimiento y sobrevivencia de la ostra japonesa en cultivo de engorde experimental en Isla Meanguera, Golfo de Fonseca, Departamento de La Unión (2009).

Con los resultados observados en los dos cultivos experimentales desarrollados en el Golfo de Fonseca en diferentes épocas (época seca y época lluviosa) se puede afirmar que las aguas del Golfo de Fonseca son adecuadas para el desarrollo de la acuicultura de la ostra japonesa en El Salvador. Sin embargo, se ha observado que en los sitios donde las corrientes son fuertes y que están ubicados en el interior del Golfo, como es el caso de Punta Chiquirín, se encontraron abundantes larvas de cirripedios en los muestreos de plancton. Lo anterior puede ser considerado un criterio importante para la selección de los sitios de cultivo.

4.8.5 Manejo y planificación del cultivo

El adecuado manejo del cultivo de engorde con el fin de asegurar alta sobrevivencia implica una buena planificación de las actividades de limpieza y en esencial los desdobles (disminuir la densidad de ostras en las linternas de cultivo).

Las ostras cuando crecen necesitan espacio dentro de las linternas y cuando no se realiza el raleo o desdoble se detiene el crecimiento y en el peor de los casos se presentara alta mortalidad por falta de alimento. En el desdoble se sacan los depredadores que pueden encontrarse dentro de las linternas y también se puede estimar la cantidad total de ostras que están en el cultivo. Normalmente se recomienda realizar una observación semanal del cultivo y así planificar las limpiezas y desdobles.

La siguiente tabla de planificación se ha calculado en base a los resultados observados en los cultivos de engorde en el Golfo de Fonseca. Donde se observó 30% de sobrevivencia cuando las ostras alcanzan 6 cm y una tasa de crecimiento de 10mm/mes.

Tabla 10. Plan de desdobles en los cultivos de engorde de ostra japonesa.

Tiempo (días)	Cantidad	SV	Tamaño (mm)	Densidad (ind/piso)	No. De linternas (campana)	Long-line
0 Siembra	100,000	100%	5	1000	20 (100)	1
15	90,000	90%	10	250	72 (360)	1
45	72,000	73%	20	100	144 (720)	1
75	58,000	63%	30	50	232 (1,160)	2
105	47,000	51%	40	25	376 (1,880)	2
135	37,000	41%	50	20	370 (1,850)	2
165 Cosecha	30,000	35%	60	20*	300 (1,500)	2

*Cuando las ostras sobrepasan los 6 cm y se continúa su cultivo se recomienda colocar una docena en cada piso de las linternas.

4.9 MONITOREO DE LARVAS DE CIRRIPEDIOS

La fijación de cirripedios y ostras de mangle sobre las ostras japonesas; así como la aparición de jaibas y caracoles que se alimentan de las mismas, representan la mayor amenaza para el desarrollo de los cultivos de moluscos. Un mejor entendimiento de la ecología de estos organismos en las áreas de cultivo podría llevarnos al desarrollo de técnicas de control. El primer paso para comprender la ecología de estos organismos (principalmente los cirripedios) es esclarecer las épocas de mayor aparición de larvas de estos organismos para predecir el tiempo de mayor fijación y tomar las contramedidas correspondientes en el manejo del cultivo.

Colecta de muestras de agua para el conteo de larvas de los organismos.

Las muestras de agua son colectadas utilizando la red de plancton con abertura de malla de 100µm (Fig. 29). Para cuantificar la cantidad de larvas por volumen de agua se filtran



Fig. 29. Red de Plankton de 100 µm de luz de malla.

100 L de agua de mar a través de la red utilizando un balde. Recolectar la muestra de agua en un bote plástico, etiquetarlo con fecha y lugar de muestreo y colocarlo en una hielera.

Estimación de las larvas de los organismos en las muestras de agua

- En el laboratorio es recomendable lavar la muestra de plankton con agua de mar filtrada antes de la observación. Verter la muestra en un tamiz de 100 μm y lavarla con suficiente agua de mar filtrada para reducir la suciedad de la muestra.
- Colectar la muestra lavada del tamiz utilizando una pipeta y transferirla a un beaker de 500 mL y ajustar al volumen deseado agregando agua de mar filtrada.
- Tomar muestras de 5-10 mL usando una pipeta y colocando en un plato petri.
- Contar el número total de larvas de cirripedios (nauplios y cipridos), jaibas, caracoles y ostras utilizando un estereoscopio.
- Repetir (c) y (d) al menos 3 veces y luego calcular el número promedio de larvas en la muestra total.
- Las muestras pueden también ser fijadas añadiendo formalina a una concentración final de 3%. En este caso la muestra puede ser almacenada a temperatura ambiente.
- Antes de la observación, las muestras preservadas deben ser lavadas con agua dulce para remover la formalina.

Bajo el estereoscopio, las larvas cipridas de los cirripedios pueden ser claramente distinguidas por su particular forma. Estadios VI de nauplios también pueden ser fácilmente distinguidos de otros estadios naupliares. Las larvas con estadios I a V son difíciles de distinguir una de la otra (Fig. 30).

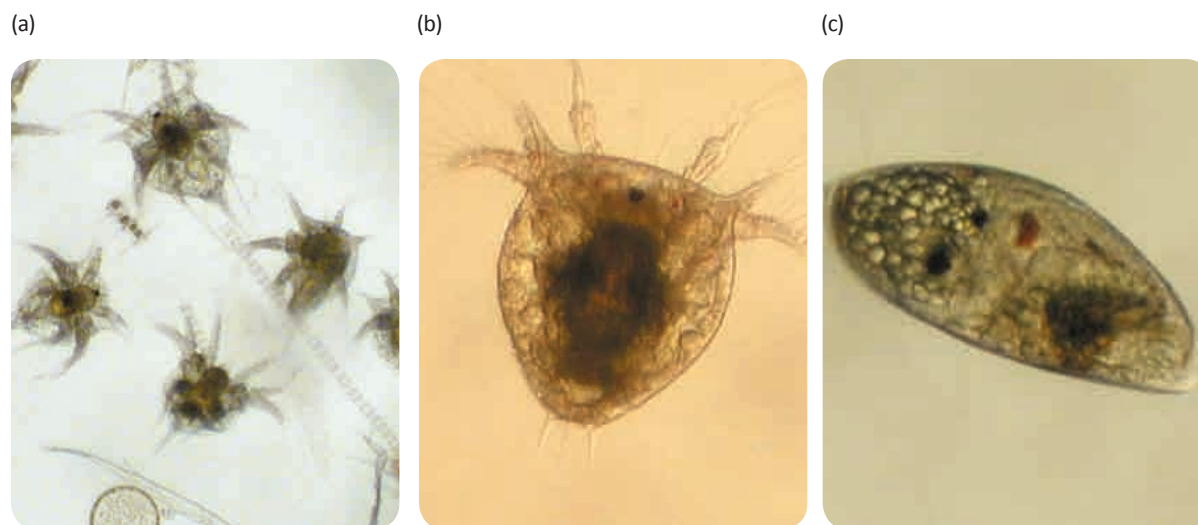


Fig. 30. Estadios larvales de los cirripedios. (a) Nauplio I-IV, (b) Nauplio VI, (c) larva ciprida.

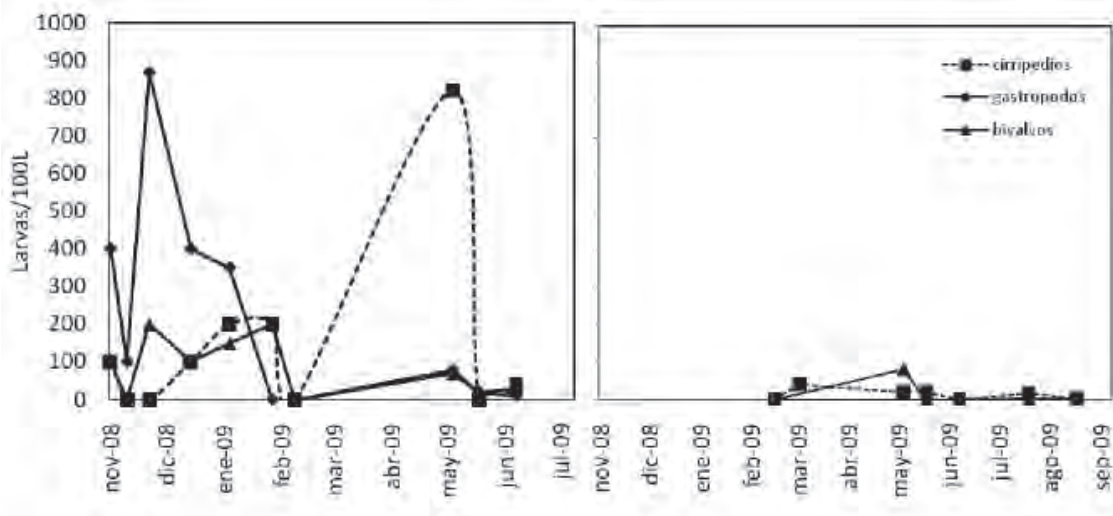


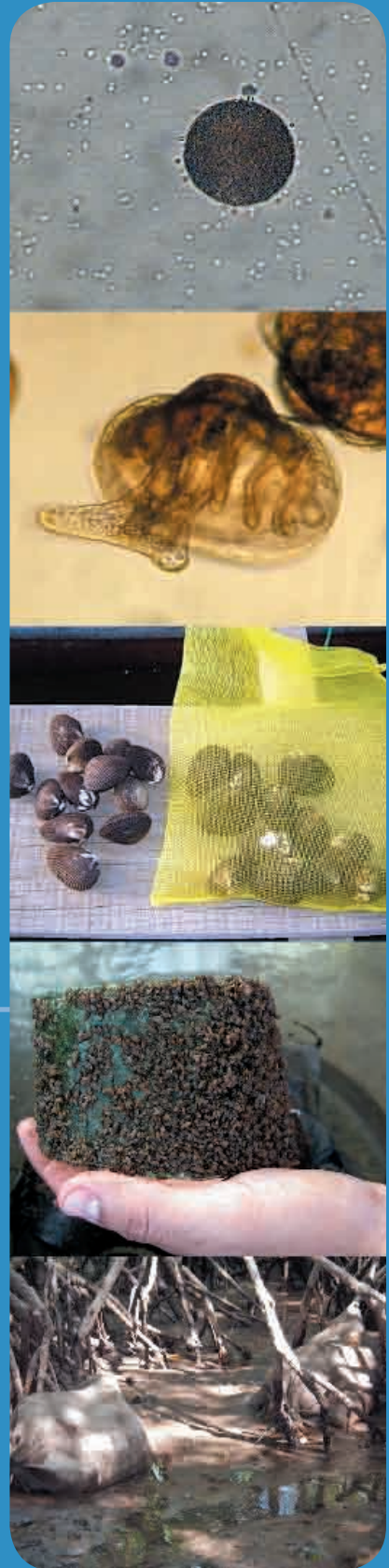
Fig. 31 Monitoreo de la aparición de cirripedios, gasterópodos y bivalvos. (a) Isla Zacatillo, (b) Isla Meanguera

Los muestreos de zooplankton se realizaron en los mismos sitios de cultivo de engorde de la ostra japonesa (Isla Zacatillo e Isla Meanguera).

En las observaciones realizadas durante 8 meses en la Isla Zacatillo se pudo observar hasta 800 larvas/mL de gastropodos en diciembre de 2008. Los cirripedios también alcanzaron la misma abundancia en mayo de 2009. Estas observaciones preliminares sugieren un patrón de aparición de larvas de gastropodos y cirripedios en los sitios de muestreo. Además, sugieren que probablemente existe alguna relación de la aparición con las épocas de transición seca-lluviosa y viceversa. Un aspecto interesante es que después de las épocas de mayor abundancia de larvas de gastropodos se pudieron observar juveniles en el cultivo de ostras en los meses de enero a marzo de 2009. Esto demuestra que hay una coincidencia entre la aparición de larvas y la posterior presencia de los caracoles. Sin embargo, este no fue el caso de los cirripedios, que a pesar que se observaron con mayor abundancia en mayo 09, no hubo fijación sobre las ostras en el cultivo. Posiblemente el sitio del cultivo no es un lugar adecuado para la fijación de cirripedios.

En Isla Meanguera se observa menor número de larvas de bivalvos y cirripedios en comparación con Isla Zacatillo. En mayo 2009 se observó la mayor abundancia de bivalvos que presumiblemente sean de ostra de mangle (90 larvas/mL). Aunque el objetivo de estas observaciones no es comparar los sitios de cultivo entre sí, sino más bien establecer un sistema de alerta para realizar una mejor planeación de las labores de limpieza y las siembras de semillas en el futuro, es importante estudiar las condiciones que presenta el sitio de cultivo en la Isla Meanguera del Golfo y establecer los requerimientos mínimos para el desarrollo de los cultivos viables de ostra japonesa en el área.

**5. Producción
artificial de
semilla y cultivo
de engorde
del curil
(*Anadara tuberculosa*)**



5.1 Especie de estudio *Anadara tuberculosa*

En la costa de El Salvador, las especies de la familia Arcidae con importancia comercial están representadas principalmente por “curil” (*Anadara tuberculosa*), “curililla” (*Anadara similis*) y “casco de burro” (*Anadara grandis*), siendo los moluscos que poseen mayor grado de aceptación dentro del mercado nacional, debido a que constituyen una fuente importante de alimento, empleo y beneficios económicos para las personas que habitan en las cercanías de las zonas costeras y estuarinas de El Salvador.

En este sentido, se seleccionó la especie *Anadara tuberculosa* para desarrollar la acuicultura de esta especie, lo cual dio como resultado la producción masiva de semillas de curil. (Fig. 1, Tabla1).

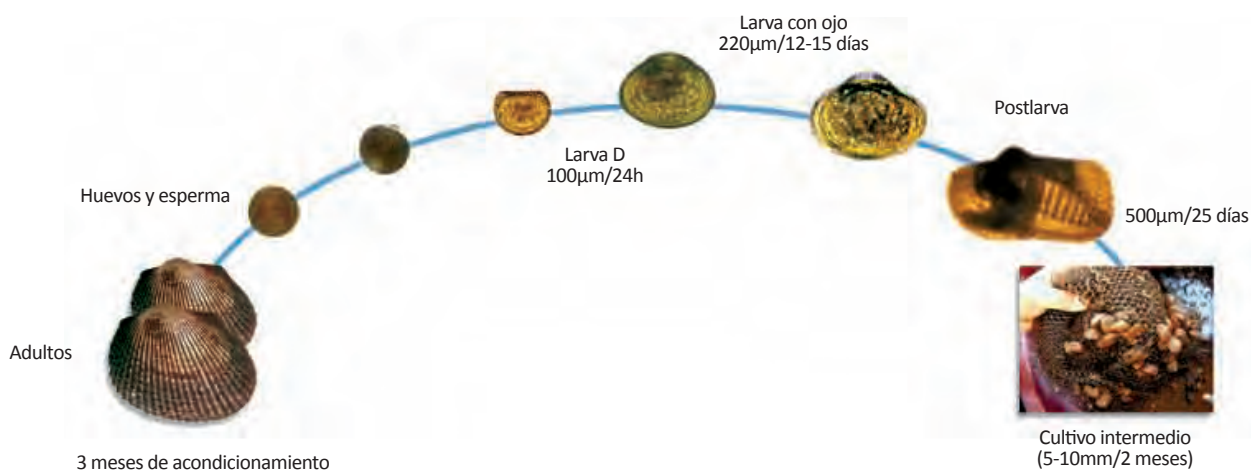


Fig. 1. Ciclo de reproducción para la especie *Anadara tuberculosa* (curil), desarrollado durante toda la fase de producción en la Estación Acuicola de Puerto El Triunfo de CENDEPESCA, Usulután, El Salvador.

Tabla 1. Resumen del proceso de producción para “curil” (*Anadara tuberculosa*)

Proceso	Período	Tamaño
1. Acondicionamiento de Reproductores	90 días	5 - 8 cm.
2. Inducción al desove	2 días	60 µm
3. Cultivo larval	18 días	80 - 230 µm
4. Cultivo Post-larval	60 días	230 µm – 4 mm.
5. Cultivo Intermedio	30 días	4 mm. – 1 cm.
6. Cultivo de engorde	540 días	1 cm. – 4.5 cm.

5.2 Acondicionamiento de reproductores

El acondicionamiento en los moluscos bivalvos es la etapa fundamental para la obtención de gametos viables en cualquier época del año y de esta manera poder obtener larvas para el desarrollo de la etapa de producción de semillas.

Es un procedimiento en el cual se amplía el ciclo reproductivo sin tener que depender del periodo durante el cual los reproductores de la especie de interés porten los gametos maduros en el medio natural. Al acondicionar reproductores nos permite tener un mejor control de las producciones de semilla a desarrollar así como del número de reproductores a utilizar en la inducción al desove.

Estudios realizados en el 2007 (MAG-CENDEPESCA/JICA. 2006-2007, Guía para la producción de *Anadara* spp.) mencionan que el curíl es una especie que no siempre se encuentra maduro dentro de la época principal de desove, en medio natural; por tal motivo, es necesario el acondicionamiento de esta especie para realizar una programación de la producción de semillas en laboratorio.

El estudio demostró que se logra alcanzar un 43% de estadio III, que es el estadio de máxima maduración sexual, donde la gónada está bien desarrollada en los reproductores de curíl colocados en medio suspendido (balsa) y un 32% en medio natural (Fig. 2). El cultivo de curíl inicia con el acondicionamiento de reproductores provenientes del medio natural, estos son acondicionados hasta alcanzar la maduración gonadal en un periodo de 3 meses.

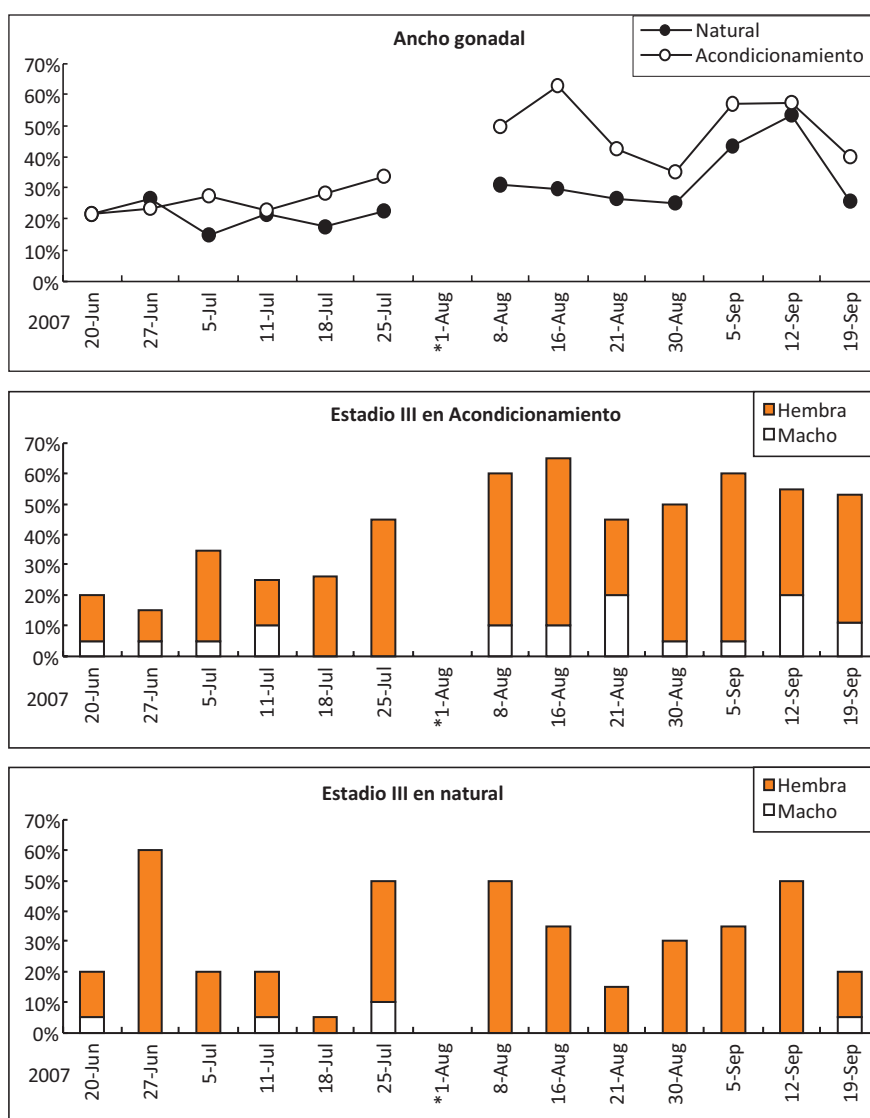


Fig.2. Comparación de acondicionamiento de reproductores de *Anadara tuberculosa* (curíl) en sistema suspendido (balsa) y del medio natural, en Puerto El Triunfo, para el año 2007.

5.2.1 Método de acondicionamiento:

- Se utilizan 100 reproductores de curíl comprados del medio natural, de los cuales se obtiene el 43 % de desove. De este resultado, el 60 % son hembras y un 40% machos. Cada hembra puede desovar entre 2 y 3 millones de óvulos viables para la fertilización. (Tabla 2.) (Fig. 4 y 5)
- Se colocan 12 reproductores en bolsas de malla sardinera de 40 cm x 25 cm de longitud (Fig. 3).
- Se colocan dentro linternas y se llevan al medio suspendido (balsa), que posee una profundidad de 4 a 6 m dentro de la bahía, donde pasan 3 meses (Fig. 6 y 7).
- Se realiza limpieza de los reproductores cada 15 días durante el período de acondicionamiento.



Fig. 3. Curíl en bolsa para acondicionamiento

Tabla 2. Resultado obtenido de desove de curíl del año 2008 y 2009.

Fecha inicio acondicionamiento	Fecha desove	Días acon.	N reproductores	Desovados		% Desove	# Huevos	Larva D
				Macho	Hembras			
8-nov-07	11-feb-08	95	50	2	8	20.0	7,000,000	-
11-feb-08	15-abr-08	64	158	35	43	49.4	93,000,000	-
11-feb-08	27-may-08	106	32	0	19	59.4	-	-
12-may-08	9-jul-08	58	59	0	0	-	-	-
12-may-08	10-jul-08	59	53	11	9	37.7	19,000,000	1,300,000
15-jun-08	19-ago-08	65	216	30	2	14.8	-	-
15-jun-08	20-ago-08	66	184	35	90	67.9	200,000,000	-
10-jul-08	9-sep-08	61	118	33	41	62.7	-	40,000,000
10-jul-08	23-sep-08	75	79	13	20	41.8	-	46,500,000
	7-oct-08	48-89	62	3	8	17.7	-	12,000,000
14-ago-08	4-nov-08	82	71	-	-	-	-	-
14-ago-08	5-nov-08	83	70	-	-	-	-	-
22-ago-08	10-nov-08	80	80	-	-	-	-	-
10-sep-08	18-nov-08	69	177	7	12	10.7	-	10,000,000
14-ago-08	13-ene-09	152	48	-	-	-	-	-
10-sep-08	13-ene-09	96	52	-	-	-	-	-
14-ago-08	14-ene-09	152	* 48	-	-	-	-	-
9-oct-08	14-ene-09	96	* 52	30	31	44.5	-	10,000,000
9-oct-08	14-ene-09	69	37	-	-	-	-	-
9-oct-08	3-feb-09	117	52	-	-	-	-	-
9-oct-08	4-feb-09	118	55	17	18	63.6	-	17,000,000
4-dic-08	3-jun-09	181	54	6	11	31.5	110,000,000	37,000,000
8-ene-09	3-jun-09	146	50	15	23	76.0	-	-
				41%	59%	42.7		

* Se utilizaron los mismos reproductores.



Fig. 4. Hembra de curil en estadio III



Fig. 5. Macho de curil en estadio III



Fig. 6. Colocación de curil en linterna



Fig.7. Linterna en balsa de acondicionamiento

5.3 Inducción al desove

5.3.1 Método de inducción.

La inducción al desove, es el método por el cual se obtienen los óvulos y espermatozoides necesarios para realizar la fertilización. Para lograr la inducción es necesario aplicar un estímulo físico a los reproductores acondicionados. En la estación acuícola de puerto El Triunfo se ha establecido la técnica a este proceso, la cual se denomina choque térmico.

Esta consiste en aumentar la temperatura hasta 7 °C sobre la temperatura ambiente; es decir, si se colocan los reproductores acondicionados en agua a temperatura de 28 °C, a éstos se le aumentará la temperatura hasta los 35 °C y se mantendrá allí por un período de 5 horas, hasta lograr el objetivo, obtención de los gametos (óvulos y espermatozoides) (Fig.8).

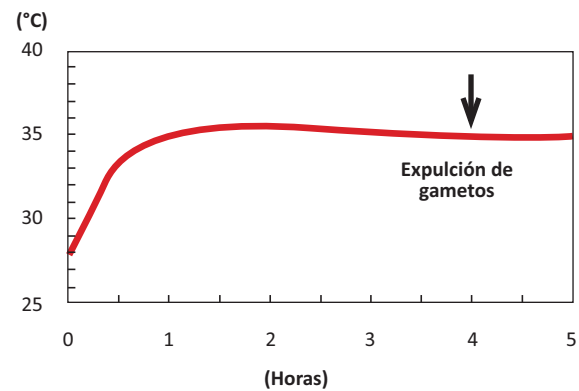


Fig. 8. Variaciones de temperatura durante un período de 5 horas en el proceso de inducción al desove.

- Los reproductores son previamente limpiados con cepillos de cerdas plásticas, para eliminar toda suciedad que puedan tener y que esta no contamine en el desarrollo larvario.
- Se colocan alrededor de 100 reproductores dentro de un tanque con dimensiones de 130 x 60 x 40 cm (Fig. 9).
- Se agrega agua de mar por medio de una manguera a temperatura ambiente (que oscila entre los 28°C a 30 °C) durante 15 minutos, con un flujo de 5 L/min
- Luego se agrega agua de mar a temperatura de 35°C
- Se monitorea la temperatura cada 15 minutos tratando de mantener una temperatura constante de 33°C evitando que no sobrepase los 35°C (ANEXO 1).
- Si no hay reacción por parte de los reproductores en un periodo de 5 horas continuas se vacía el tanque y se agrega agua a temperatura ambiente y se repite el proceso.



Fig. 9. Tanque de inducción al desove

Al observar indicios de desove se separan los machos y las hembras (se coloca una hembra por cada tanques de 30 L agregando solamente 10 L de agua, los machos son colocados todos juntos en un tanque de 30 L) (Fig. 10 y 11)

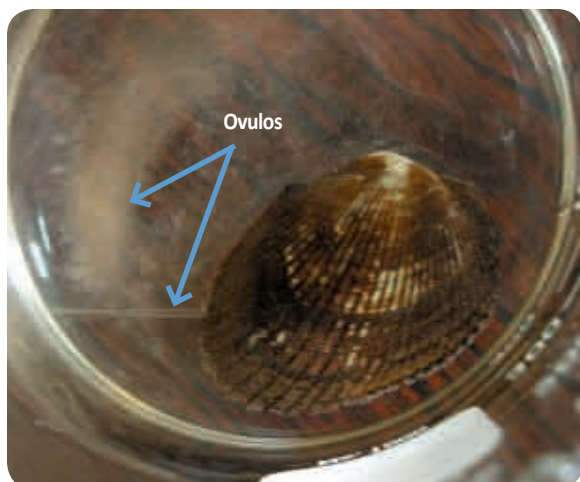


Fig.10. Hembra desovando



Fig. 11. Macho desovando

5.3.2 Selección de óvulos y espermatozoides

Al observar indicios de desove se toma una muestra del producto de cada una de las hembras y de los machos desovados y se observan al microscopio, con el objetivo de seleccionar los mejores óvulos y espermatozoides para llevar a cabo la fertilización. Se toman en cuenta los siguientes criterios:

Hembra:	• Desove fluido • Óvulos redondos y bien formados
Macho:	• Desove fluido • Espermatozoides con excelente movilidad

5.3.3 Fertilización de óvulos.

Transcurridos aproximadamente 30 minutos de iniciado el desove, se sacan las hembras y los machos para realizar el proceso de fertilización (Fig. 12)

- Se realiza el conteo de los espermatozoides a una cantidad de 100 espermatozoides por óvulo a fertilizar para evitar la poliespermia y posteriormente el mal desarrollo larvario.



Fig. 12. Hembras seleccionadas para la fertilización

- Se toma con una pipeta la dilución de espermatozoides y se agrega a los óvulos para realizar la fecundación; dejando 5 minutos para este proceso. (Fig. 13). Posteriormente, se llena con agua de mar hasta completar los 30 L mezclando con movimientos circulares.
- Se concentra con movimientos circulares la suciedad ocasionada por los reproductores (heces) y luego se elimina con una pipeta.
- Transcurridos 30 minutos desde la fertilización, se colocan todos los óvulos fertilizados en un tanque de selección de larva trocófora.



Fig. 13. Óvulo fecundado

5.3.4 Sistema de selección de larva trocófora

Transcurrido 6 horas se ha dado el cambio de óvulos fecundados a larva trocófora, por lo que son capaces de nadar cerca de la superficie. Hay que tomar en cuenta que toda larva u óvulo no desarrollado queda en el fondo del tanque por lo que este tiene que ser descartado. La larva trocófora se colecta mediante un sistema de selección. (Fig. 14).

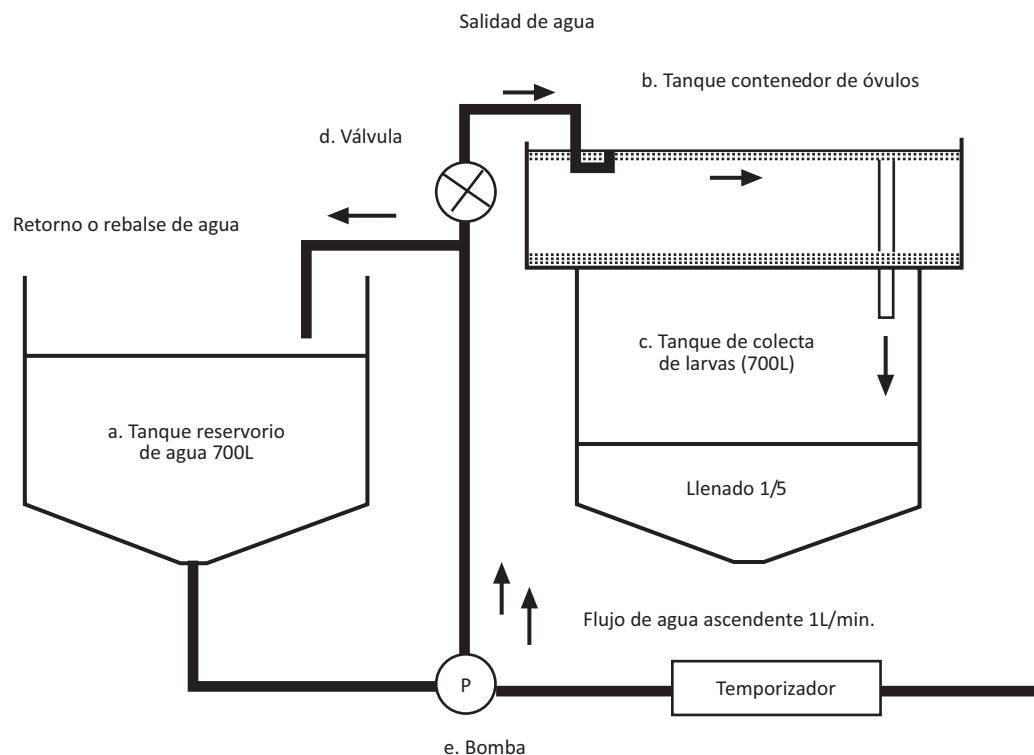


Fig. 14. Sistema de selección de larva Trocófora

Los óvulos fecundados son colocados en el tanque rectangular con dimensiones de 130x60x40 cm (b), que posee una salida de desagüe en un extremo y funciona para la selección de la larva que se encuentra en la superficie y por el otro extremo; se dispone una entrada de agua cuyo flujo es regulado por una válvula, esta salida está ubicada hacia arriba para evitar que el agua entrante afecte a los óvulos sedimentados sobre el fondo.

El tanque rectangular se coloca sobre un tanque cilíndrico de colecta de larvas (c) y está lleno con agua tratada con luz UV a una temperatura de 28 °C, se coloca un aireador para homogenizar temperatura y mantener oxigenada el agua. La temperatura debe de mantenerse constante a 28 °C para evitar mal desarrollo de la larva cuando ésta comienza su cambio de larva trocófora a larva tipo D.

El sistema tiene una bomba (e) que se conecta a un temporizador, el cual se activa a las 6 horas después de la fertilización y se programa su funcionamiento por 8 horas continuas, el flujo de agua es de 1L/minuto. Las larvas pasan al tanque de colecta, al finalizar el proceso y se obtienen las larvas tipo D, las que son contabilizadas, tamizadas (tamiz de 35 µm) y colocadas para cultivo larvario.

Es importante la observación al microscopio y comprobar que la larva trocófora haya cambiado completamente a larva tipo D, para en el proceso de tamizado, evitar la pérdida de larvas.

5.4 Cultivo larval

El cultivo larval se inicia mediante la obtención de larva tipo D. La densidad de cultivo tendrá un impacto directo en el crecimiento y sobrevivencia del cultivo larvario. (Fig. 15)

El lavado de las larvas antes de iniciar el cultivo es de suma importancia para su selección.

Se seleccionan las larvas con un tamiz de 35µm, utilizando abundante agua de mar filtrada y tratada con rayos UV, para eliminar microorganismos perjudiciales para el cultivo. Posteriormente se colocan a una densidad de 5 larvas/ml., en tanques con capacidad de 500 L.

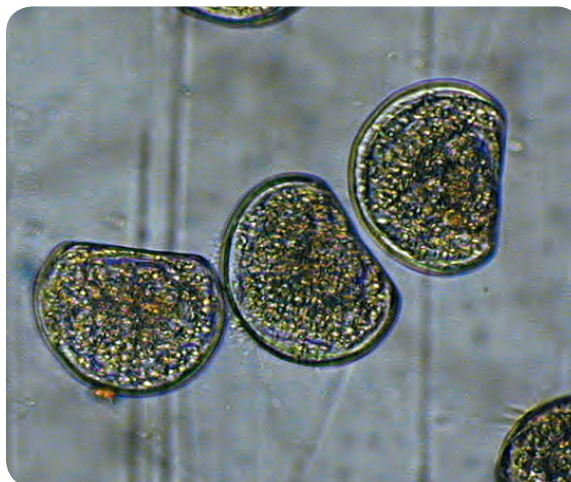


Fig. 15. Larva tipo D, longitud 80µm.

Durante el cultivo de larvas se debe de mantener una aireación adecuada y buenas condiciones del agua de mar, para esto es necesario realizar cambios de aguas parciales (por lo general 1/3 de agua del tanque de cultivo) durante los días que comprende el período de cultivo larvario.

Con respecto a la aireación, ésta debe de ser suave en los primeros 3 días de cultivo y aumentarla a partir del 5 día, lo que mantendrá oxigenado el tanque para evitar la aparición de bacterias al fondo de los tanques. (Fig. 16).

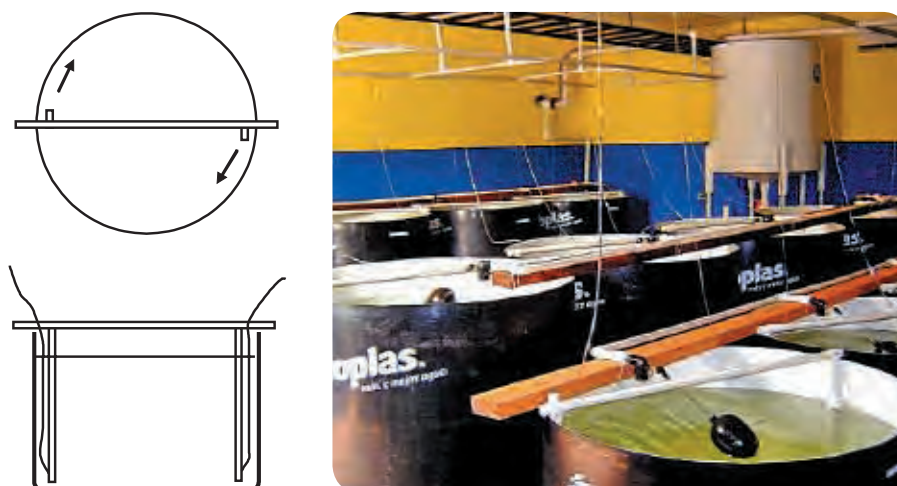


Fig.16. Sistema de aireación circulación del agua en los tanques de cultivo larvario.

El tipo y cantidad de alimento proporcionado (dieta) al cultivo larval es otro factor importante para el cultivo de las larvas, se inicia con una dieta de T-Iso (*Isochrysis galbana*) durante los primeros 5 días; a una densidad de 5,000 células/ml, los siguientes días debe de irse aumentando la cantidad de alimento para lograr el desarrollo adecuado del cultivo.

Después del quinto día de cultivo se agrega *Chaetoceros gracilis*. Con una densidad de 2,000 células/ml, la cual también se va aumentando a medida que el crecimiento de las larvas lo requiere.

Tabla. 3: Dieta diaria utilizada en cultivo larval.

# de día en cultivo	Densidad de alimentación células/ml.		
	<i>Isochrysis galbana</i> (T-ISO)	<i>Chaetoceros gracilis</i>	Total diario
1	5,000	0	5,000
2	7,000	0	7,000
3	9,000	0	9,000
4	11,000	0	11,000
5	13,000	2,000	15,000
6	15,000	4,000	19,000
7	17,000	6,000	23,000
8	19,000	8,000	27,000
9	21,000	10,000	31,000
10	23,000	12,000	35,000
11	25,000	14,000	39,000
12	27,000	16,000	43,000
13	29,000	18,000	47,000
14	31,000	20,000	51,000
15	33,000	22,000	55,000
16	35,000	24,000	59,000
17	37,000	26,000	63,000
18	39,000	28,000	67,000

Durante los 15 días del cultivo larvario debe de llevarse un registro de cultivo en el cual debe de monitorearse diariamente la temperatura, densidad de larvas y realizar mediciones cada 3 días para observar el crecimiento de las larvas.

Además, mantener una observación constante del cultivo, tanto de las condiciones físicas del agua como temperatura y salinidad; así como también de la turbidez, coloración, olor y algunos organismos que puedan encontrarse en los tanques de cultivo larvario (Anexo 2).

5.4.1 Asentamiento

El cultivo de las larvas tipo D hasta larva pediveliger puede comprender un período de 15 a 18 días.

Una vez alcanzan la longitud de 230 a 250 μm . (Fig. 17), estas se encuentran listas para realizar el asentamiento.

Para la metamorfosis las larvas deben de ser cosechadas y colocadas en nuevos tanques para el asentamiento. Se debe utilizar un tamiz de 150 μm . para la selección de la larva, también debe de tomarse en cuenta que se deberá utilizar agua de mar tratada con rayos UV para eliminar microorganismos que contaminen el cultivo.



Fig. 17. Larva de curíl lista para proceso de metamorfosis 230 a 250 μm



Fig.18. Larva pediveliger de curíl 250 μm .

Una vez seleccionada la larva se colocan en tanques de 500 L., y se agregan 100,000 larvas con el objetivo de obtener entre un 20 a 50 % de asentamiento. Para este proceso no se utiliza ningún tipo de sustrato en la que la larva debe de asentarse; simplemente la larva pediveliger utiliza el fondo del tanque para el asentamiento (Fig. 18). (Tabla 4).

Durante el proceso de asentamiento la dieta alimenticia debe de ser de 150,000 células/ml. durante los primeros 15 días y mantener a 300,000 células/ml durante los siguientes 30 días.

Debe utilizarse una mezcla de microalgas de *Chaetoceros gracilis*, *Isochrysis galvana*, *Nannocloropsis spp.*; sin embargo, es recomendable dar un 60 % de alimento de *Chaetoceros gracilis* debido al tamaño celular que posee.

Durante esta fase del cultivo es indispensable la buena alimentación de las larvas, ya que de eso dependerá directamente su crecimiento y sobrevivencia.

Tabla 4. Ensayo del porcentaje de asentamiento a diferentes densidades de larvas.

Densidad (ind./ml.)	N de Larva	Días	N Larva asentado	% de asentamiento
5.5	550,000	6	61,000	11.1%
4.5	450,000	13	109,000	24.2%
2.2	220,000	5	79,000	35.9%
1.5	150,000	5	27,000	18.0%
1.4	140,000	5	40,000	28.6%
1.4	140,000	6	30,500	21.8%
0.8	80,000	5	25,000	31.3%
0.8	80,000	4	50,500	63.1%
	1,810,000		422,000	

5.5 Cultivo post-larval

El cultivo post-larval se realiza en sistema de botella, simulando un sistema Up-welling (flujo ascendente) (Fig. 19). Este sistema permite que la post-larva se alimente constantemente de forma homogénea, lo cual se traduce en un crecimiento constante y parejo. Esta fase tiene un período de duración de 60 días hasta que la post-larva alcance una talla promedio de 4 mm de longitud (Fig. 20).

La densidad por botella durante los primeros 30 días es de 50,000 individuos por botella y se hace un desdoble los últimos 30 días hasta 25,000 individuos por botella. La dieta en esta etapa debe de mantenerse arriba de 300,000 células/ml en este caso se utilizan microalgas nativas (Fig. 21). Si el cultivo de microalgas nativas no alcanza la concentración de 300,000 células /ml, la dieta debe de complementarse con microalgas cultivadas dentro del laboratorio (botellas).

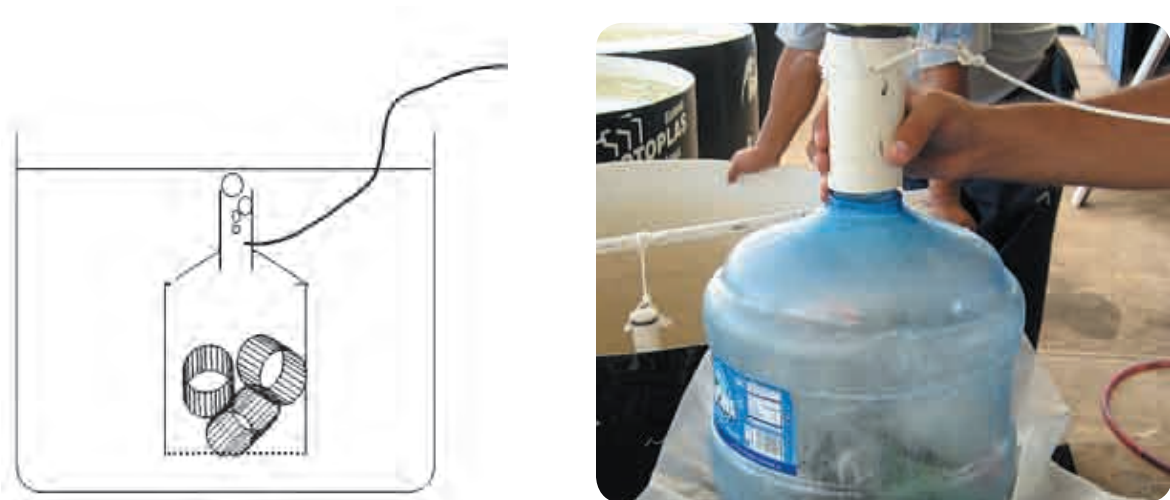


Fig. 19. Esquema del diseño del sistema de flujo ascendente (Up-Wheling, botella) utilizado en cultivo post-larval. a- botella de 18L cortada a la mitad, b- botella adicional cortada, c- manguera para aireación.

Es importante mencionar que dentro de la botella se deben de colocar botellas adicionales, cortadas transversalmente, las cuales proporcionan el sustrato donde las post-larvas podrán adherirse sin evitar la fuga de la post-larva fuera del sistema de botella. (Fig. 22.)

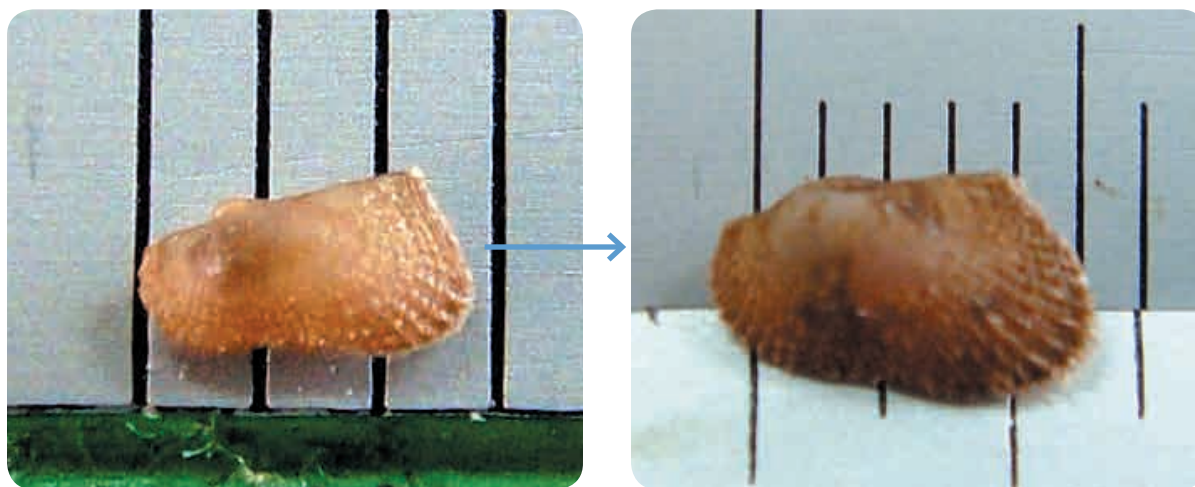


Fig. 20. a-) Post-larva de curíl con una talla inicial de 3.5 mm que se coloca en el sistema Up-welling , b-) Post-larva de curíl con una talla de 5 mm después de 60 días en sistema Up-welling.



Fig. 21. Cultivo de microalgas nativa



Fig.22.Posta-larva adherida a trozos de botella cortada, 60 días después de su colocación.

El mantenimiento en esta etapa de cultivo consiste en realizar cambios parciales y totales dependiendo de las observaciones que se hagan en el proceso, por lo general se realizan cambios de agua totales 4 veces por semana.

Además debe tenerse el cuidado que durante los 60 días que dura esta etapa, debe limpiarse el sistema 4 veces semanales.

5.6 Cultivo intermedio

El cultivo intermedio, es la etapa en la cual se espera que la post-larva producida en laboratorio en el sistema Up-welling (sistema de botella) con una talla promedio en longitud de 4 mm, alcance una talla promedio arriba de 1cm para ser llevada al medio natural en donde se hace entregada a las comunidades (cultivo de engorde). El manejo en el cultivo intermedio debe ser práctico, eficaz y de corto tiempo.

Es importante mencionar que para el cultivo intermedio la post-larva debe de salir protegida al medio natural, ya que ha permanecido en condiciones controladas de laboratorio y pasa a una condición diferente.

Para curil el cultivo intermedio se realiza en sistema suspendido utilizando estructuras de cultivo llamadas **linternas** (30 cm de diámetro x 20 cm, con luz de malla de 2 mm contiene 5 pisos) (Fig. 23), estas estructuras facilitan la circulación del agua y por ende la alimentación es homogénea. Estas linternas son colocadas en una balsa que está situado dentro de la bahía.

La post-larva llevada a cultivo intermedio, es colocada de la siguiente manera:

- Se utilizan bolsas de malla sardinera (2 mm de luz de malla) con dimensiones de 40 cm x 25 cm
- Dentro de las bolsas se coloca malla netlón (esto ayuda a que la bolsa no se aplaste)
- Se coloca una densidad de 500 semillas por bolsa (5 bolsas). Las bolsas son cocidas con monofilamento y colocadas dentro la linterna que son llevadas a la balsa (que tiene un profundidad de 4 a 6 m)
- Se realiza un monitoreo a los 30 días de haber sido colocadas, que permite contabilizar la cantidad de semilla y su tamaño.

Al mes de haber llevado la post-larva a cultivo intermedio, se observa una longitud promedio de 10 mm y sobrevivencia de 95 %.



Fig. 23. Linterna de cultivo

Tabla 5. Resultado de sobrevivencia y crecimiento de cultivo intermedio en balsa.

Período			Inicio			Termino			SV (%)
			Longitud $\pm$ D.S.(mm)		N	Longitud $\pm$ D.S.(mm)		N	
16-jul-08	-	17-sep-08	5.09	$\pm$ 1.37	6,500	12.4	$\pm$ 2.61	4,731	72.8
8-jul-08	-	22-ago-08	5.29	$\pm$ 1.23	3,190	9.9	$\pm$ 2.45	2,603	81.6
22-jul-08	-	17-sep-08	4.16	$\pm$ 0.53	2,946	9.4	$\pm$ 2.14	2,702	91.7
17-sep-08	-	9-dic-08	6.6	$\pm$ 1.10	379	13.4	$\pm$ 2.21	271	71.4
7-jul-09	-	20-ago-09	5.5	$\pm$ 1.91	7,538	10.1	$\pm$ 2.62	10,285	136.4
7-jul-09	-	20-ago-09	5.5	$\pm$ 1.91	10,364	9.3	$\pm$ 2.27	11,721	113.1

Una vez la post-larva ha alcanzado una longitud promedio de 1cm., es llevada al medio natural; es entregada a las comunidades quienes se encargan del cuidado y limpieza permanente hasta alcanzar una longitud de comercialización de 4.5 cm.

5.7 Cultivo de engorde

El cultivo de engorde es la etapa en la que la semilla de 1 cm. alcanza la longitud de comercialización de acuerdo con la Ley de Ordenación y Pesca (4.5 cm). Esta la desarrollan los miembros de las comunidades y se realiza en parcelas dentro del manglar.

5.7.1 Selección del sitio de cultivo

El lugar destinado para cultivo de engorde debe de ser un terreno plano de sustrato fangoso parcialmente inundado, con aguas relativamente tranquilas y que se encuentre en abundancia la especie de *Rhizophora mangle* (mangle rojo).

Además, deben de seleccionarse sitios apartados de asentamientos humanos y áreas donde el intercambio de agua sea constante. (Fig. 24).



Fig. 24. Sitio de cultivo de engorde. El Jobal, Bahía de Jiquilisco.

5.7.2 Materiales

La semilla es llevada al medio natural utilizando una bolsa de cultivo que está formada de los siguientes materiales: (Fig. 25):

- Una bolsa de malla sardinera de 90 x 60 cm.
- Trozos de malla netlón o malla sardinera
- Trozos de botella plástica
- Monofilamento (para coser)
- 30 cm de sogá (para amarrar las bolsas a las raíces de los mangles)



Fig. 25. Bolsa de malla sardinera para el cultivo de curíl (90 x 60 cm.)

5.7.3 Manejo del cultivo de engorde

La semilla es colocada dentro de una bolsa para cultivo y amarrada entre medio de las raíces del mangle. Se utiliza una densidad de siembra inicial de 1,000 semillas (Tabla 6) y se realizan monitoreos cada 2 meses hasta completar un ciclo de 2 años; es importante la limpieza de las bolsas de cultivo para evitar la obstrucción de la malla.

Tabla 6. Desdobles de semillas según tiempo de cultivo y densidad de siembra

Tiempo de desdoble	Densidades de semilla
Inicio	1,000
9 meses	500
13 meses	250

La sobrevivencia del cultivo en esta etapa es del 70%.

Se debe de tomar en cuenta, que para realizar un cultivo de engorde es necesaria la constante vigilancia para evitar robo o algún daño al cultivo. (Fig. 26)



Fig. 26. Cultivo de curíl en bolsas dentro de manglar.

5.7.4 Ensayo de crecimiento en las comunidades de bahía de Jiquilisco

Se han realizado ensayos de crecimiento para conocer el desarrollo del curíl a través del tiempo, densidades de siembra y materiales a utilizar para cultivo intermedio en la bahía de Jiquilisco. Este ensayo se inicio en abril del año 2008 y se llevo a cabo en las comunidades de La Zapateta y puerto Ramírez, ubicado en el departamento de Usulután (Fig. 27).



Fig. 27. Mapa de ubicación de los ensayos de crecimiento de curíl en Bahía de Jiquilisco, Usulután.

Estos ensayos se realizaron con grupos de semillas producidas en laboratorio con longitudes promedio de 10.8 mm. y 16.8 mm. El ensayo se inicio en abril del 2008 y termino en octubre del 2008.

Estos fueron colocados en dos lugares en el área de manglar, en el vivero y el fondo; el primero es la parte inundable por la marea (parte alta) y el segundo es la parte que permanece sumergida (parte baja). Se monitoreo la sobrevivencia y crecimiento de estos grupos en períodos de 2 meses. (Fig. 28).

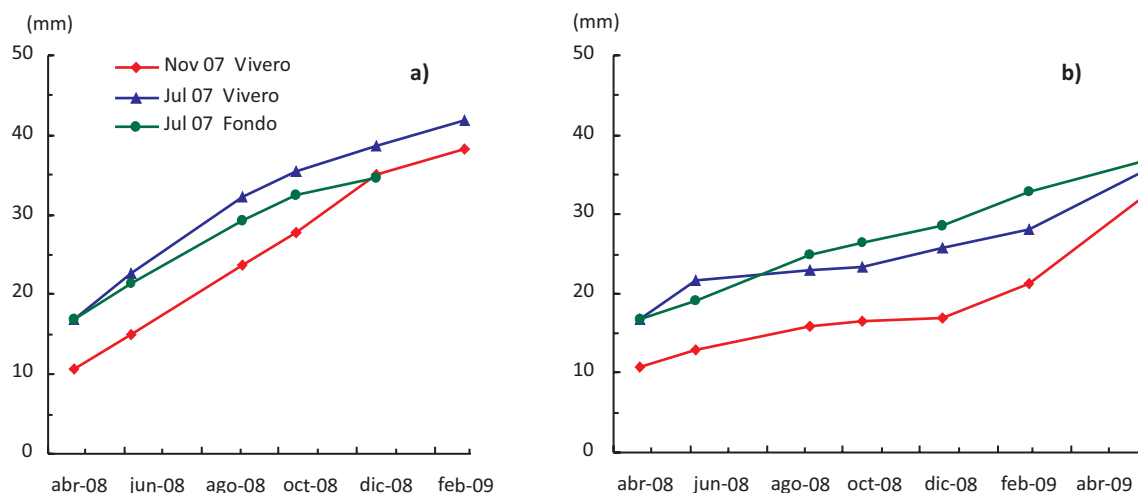


Fig. 28. Crecimiento de curíl en comunidades de a) Zapateta y b) Puerto Ramírez

La tasa de crecimiento promedio alcanzada en la Zapateta fue de 2.5 mm /mes y en puerto Ramírez fue 1.4 mm por cada mes de cultivo.

Estos resultados sugieren que el tiempo para poder obtener individuos de talla comercial a partir de la siembra de semilla de 1 cm oscila entre 14 y 25 meses; el tiempo dependerá de las condiciones de cada sitio, como disponibilidad de alimento, impacto de la desembocadura de los ríos, la consistencia del fango y la presencia de mangle rojo.

Es importante dar un manejo cuidadoso al cultivo y seleccionar materiales resistentes para el cultivo de engorde, ya que durante el ensayo se observó mortalidad, la cual se debió a factores como la presencia de caracoles que ingresaban a las estructuras de cultivo, jaibas y cangrejos.

En las comunidades de la bahía de Jiquilisco, específicamente en la Zapateta, el Jobal, puerto Ramírez, San Hilario y Mancornados; se han desarrollado cultivo de engorde con semillas de curíl en bolsas de malla sardinera. Las tasas observadas de crecimiento oscilan entre 0.4 y 1.9 mm, con un promedio de 1.13 mm / mes (Tabla 7).

Las bolsas utilizadas para el cultivo de engorde en estos sitios poseen algunas ventajas como, su fácil manejo, estimación exacta de la sobrevivencia, factibilidad para la vigilancia y evitan la colocación de cercos al interior de los manglares, ofreciendo así una alternativa de menos impacto para el ecosistema manglar. (Fig. 29)

Tabla 7. Resultado de crecimiento y sobrevivencia de curil en cultivo de engorde, colocados en bolsas de malla en las comunidades de la bahía de Jiquilisco, Usulután.

Lugar	Período		Inicio			Termino			SV (%)	Crecimiento (mm/mes)
			Longitud±D.S. (mm)		N	Longitud±D.S. (mm)		N		
Zapateta	23-oct-08	- 24-feb-09	8.7	± 1.90	9,000	14.2	± 3.24	7,192	79.9	1.33
	23-oct-08	- 24-feb-09	8.7	± 1.90	4,000	14.7	± 3.36	2,787	69.7	1.46
	23-oct-08	- 24-feb-09	8.7	± 1.90	2,000	14.7	± 3.48	1,513	75.7	1.45
	29-oct-08	- 24-feb-09	16.1	± 4.35	3,690	20.9	± 4.36	4,093	110.9	1.22
	29-oct-08	- 24-feb-09	16.1	± 4.35	1,845	23.6	± 4.43	1,242	67.3	1.92
	27-feb-09	- 24-jun-09	22.0	± 4.59	3,061	26.4	± 4.37	1,197	39.1	1.14
	3-mar-09	- 22-jul-09	14.3	± 3.43	3,078	19.1	± 3.93	993	32.3	1.01
	5-mar-09	- 27-jul-09	20.9	± 4.36	2,274	25.2	± 5.17	1,308	57.5	0.89
Jobal	29-oct-08	- 5-mar-09	16.1	± 4.35	3,690	18.6	± 4.24	4,332	117.4	0.60
	29-oct-08	- 5-mar-09	16.1	± 4.35	1,845	22.5	± 4.97	1,917	103.9	1.53
	5-mar-09	- 24-jun-09	19.8	± 4.82	6,249	22.7	± 4.48	4,365	69.9	0.79
Puerto Ramírez	29-oct-08	- 26-feb-09	16.1	± 4.35	3,690	17.8	± 3.79	3,280	88.9	0.43
	29-oct-08	- 26-feb-09	16.1	± 4.35	1,845	17.5	± 4.74	1,574	85.3	0.37
	26-feb-09	- 18-jun-09	17.7	± 4.13	4,854	24.4	± 5.35	2,968	61.1	1.78
San Hilario	3-mar-09	- 8-jul-09	18.6	± 4.46	2,942	25.1	± 4.98	708	24.1	1.53
Mancornados	3-mar-09	- 23-jun-09	18.6	± 4.46	2,942	21.3	± 4.80	2,433	82.7	0.73



Fig. 29. Bolsas de cultivo colocadas en medio natural.

6. Casco de burro (*Anadara grandis*)

Ensayo de crecimiento en la comunidad la Venada.



Fig. 30. Mapa de ubicación del ensayo de crecimiento de casco de burro Bahía de Jiquilisco, Usulután

El objetivo de este ensayo era obtener valores de crecimiento y sobrevivencia para “casco de burro”; se desarrollo en la comunidad la Venada, la que se ubicada en la zona central de la bahía de Jiquilisco (Fig.30).

Se utilizaron dos grupos de semillas producidos en laboratorio, el primero con longitudes promedio de 21.7 y 16.6 mm y el segundo con longitudes promedio de 57.4 y 54.9 mm. Los individuos fueron colocados en parcelas de crecimiento en el área de vivero de la comunidad, zona que está expuesta a los cambios de marea y que posee un sustrato arenoso.

Se monitoreo la sobrevivencia y el crecimiento cada dos meses, durante 18 meses que fue el período de duración del ensayo (abril del 2008 - septiembre del 2009). Se obtuvieron las siguientes tasas de crecimiento. (Tabla 8, Fig. 31)

Tabla 8. Tasa de crecimiento para "casco de burro" en bahía de Jiquilisco.

Rango Longitud (mm)			Tasa de crecimiento (mm/mes)
15	-	40	3.9
40	-	60	1.4
60	-	>	0.4

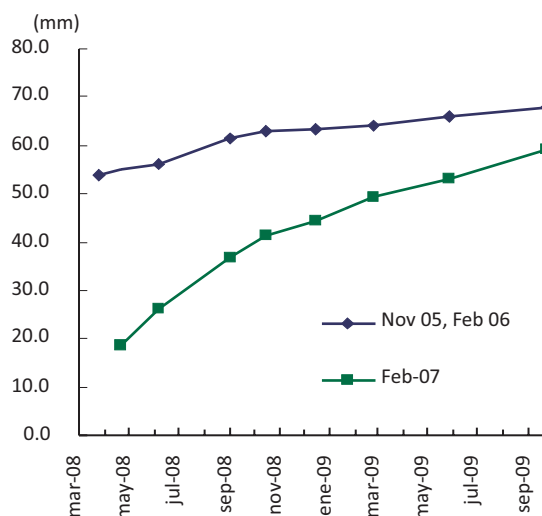


Fig. 31. Crecimiento de Casco de Burro en comunidad de La Venada.

Con este ensayo se logro conocer la tendencia del crecimiento según la talla de siembra. La tasa de crecimiento a partir de una longitud en promedio de 15 mm hasta 40 mm es de 3.9 mm por mes y de 40 a 60 mm la tasa de crecimiento es de 1.4 mm.

Estos ensayos sugieren que el crecimiento del casco de burro es menor a partir de las tallas de 60 mm; por lo tanto, para obtener individuos con tallas comerciales de acuerdo a la Ley y Ordenación de Pesca (100 mm de longitud) pude llevar hasta 5 a 6 años de cultivo.

ANEXO 1: Formato de registro para la inducción al desove

Fecha de inducción:

Especie:

Lugar:

Temperatura del tanque:

[illegible]

ANEXO 2: Formato de registro de cultivo larvário

Especie	
Vol. Tanque	

Desove	
Identificación	

Día	Fecha	T°	Densidad (ind/ml)			Microalgas (cel/ml)			Observaciones
			n	ml	Densidad	T-iso	C. gracilis	Nano	
1									
2									
3									
4									
5									
6									
7									
8									
9									
10									
11									
12									
13									
14									
15									
16									
17									
18									
19									
20									
21									
22									
23									

Contáctenos

Proyecto JICA-CENDEPESCA

Oficina de CENDEPESCA - Puerto El Triunfo

Col. Las Palmeras, Calle a Atarraya, Puerto El Triunfo, Usulután. **Telefax: 2633-7416**

CENDEPESCA/Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG)

Final 1a. Av. Norte y Av. Manuel Gallardo,
Santa Tecla, La Libertad. **Tel.: 2228-1066**