



**ESCUELA SUPERIOR
POLITECNICA DEL LITORAL**

**FACULTAD DE INGENIERIA MARITIMA
Y CIENCIAS DEL MAR**

**"TECNICAS PARA EL POLICULTIVO DE OSTRAS *Crassostrea gigas* Y
CAMARON *Penaeus vannamei* EN ECUADOR"**

INFORME TECNICO

Previa a la obtención del título de:
ACUICULTOR

Presentado por:
Pablo Lombeida Terranova

**GUAYAQUIL - ECUADOR
1999**

ABREVIATURAS

AC	: ancho de concha
bvb	: brilliant green bile
°C	: grados centígrados
cel/ml	: células por mililitro
CENAIM	: Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas
cm	: centímetros
fig	: figura
g	: gramos
ha	: hectárea
HC	: altura de concha
JICA	: Japan International Cooperation Agency
l	: litro
lbs	: libras
LC	: longitud de concha
ltb	: lauryl tryptose broth
m	: metros
m ²	: metros cuadrados
mm	: milímetros

No.	: número
T	: tonelada
TBT	: tributyl tins
TCBS	: thiosulfate - citrate - bile - sucrose agar
OD	: oxígeno disuelto
ppm	: partes por millón
µg/l	: microgramos por litro
µm	: micrometros
ups	: unidades practicas de salinidad
U.V.	: ultravioleta
1er.	: primer cultivo en camaronera Fuentes
2do.	: segundo cultivo en camaronera Fuentes
3er.	: cultivo en camaronera Langostinos
4to.	: cultivo en camaronera Aguibaq
5to.	: cultivo en camaronera El Rey

RESUMEN

En el presente informe técnico se da a conocer técnicas aplicables para el cultivo del molusco ostreido *Crassostrea gigas* en en piscinas de camarón en el Ecuador.

Dichas técnicas se basan en la información generada en la división de Moluscos dentro del proyecto de cooperación técnica con Japón (Proyecto JICA) desde Diciembre de 1990 hasta Agosto de 1995.

Se realizaron experiencias en producción de semilla y engorde sin embargo, los resultados aquí presentados son principalmente enfocados a la actividad de engorde de ostras en granjas camaroneras.

Las pruebas de cultivo de ostras en camaronera iniciaron en 1991. Semillas de ostras con tallas entre 4 a 11 mm fueron importados de Chile u obtenidas en el laboratorio del CENAIM. Posteriormente fueron transferidas a los sitios de cultivo, colocados en prismas de malla plástica y cultivadas en una piscinas experimentales. Los sistemas de cultivo utilizado fueron de tres tipos, linternas japonesas o pearl nets, almohadas de malla plástica extruida, bandejas de madera con malla en el fondo. Se monitorearon los parámetros básicos temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, disco sechi, microalgas.

Los resultados muestran que en un periodo de 7 meses se pueden alcanzar tallas y pesos comerciales de 8 cm de longitud y 80 g respectivamente. Los sistemas de almohadas o bandejas fueron los más apropiados para el cultivo.

Se observó también, que en el periodo correspondiente a la época de invierno, el cultivo puede verse afectado negativamente por el incremento en la temperatura del agua y por la presencia de lluvias las cuales ocasionan descenso brusco en la salinidad e incrementan la presencia de organismos incrustantes como *Polydora*.

En otras experiencias de cultivo no se observó efecto de la presencia de las ostras sobre el consumo de alimento de los camarones.

En base a toda la experiencia adquirida se elaboró un manual técnico para la producción de ostras cuyo contenido es la parte principal de este informe.

ÍNDICE GENERAL

ABREVIATURAS.....	i
RESUMEN.....	ii
ÍNDICE GENERAL.....	iii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	iv
ÍNDICE DE TABLAS.....	v
INTRODUCCIÓN.....	1
1. ANTECEDENTES.....	4
1.1. CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LA OSTRA DEL GENERO	
<i>Crassostrea</i>	4
1.1.1. Sistemática y Taxonomía.....	4
1.1.2. Distribución geográfica.....	5
1.1.3. Morfología y Anatomía.....	5
1.1.4. Reproducción.....	7
1.1.5. Alimentación.....	8
1.2. ANTECEDENTES DEL CULTIVO DE OSTRAS EN LATINOAMÉRICA.	9
2. DESCRIPCIÓN TÉCNICA DE LAS EXPERIENCIAS REALIZADAS	
EN PISCINAS.....	12
2.1 SITIOS DE CULTIVO.....	12
2.2 OBTENCIÓN DE ORGANISMOS.....	14
2.3 DISEÑO DE LOS CULTIVOS.....	15
2.3.1 Cultivo de ostras.....	15
2.3.1.1 Sistema para el mantenimiento de las ostras.....	15

2.3.1.2 Densidades, cambio de sistemas y raleos.....	16
2.3.2 Cultivo de camarón.....	17
2.3.3 Procedimientos generales en las piscinas.....	18
2.4 MONITOREO DE LOS CULTIVOS.....	18
2.4.1 Condiciones Físico-químicas del medio.....	18
2.4.2 Muestreos de organismos en cultivo.....	18
2.4.2.1 Muestreo de ostras.....	18
2.4.2.2 Muestreo de camarones.....	19
2.4.3 Fitoplancton.....	19
2.4.4 Muestreo de patógenos.....	19
3. EXPERIENCIAS EN CANALES RESERVORIOS Y DRENAJES.....	20
4. LOGÍSTICA.....	21
5. RESULTADOS.....	22
5.1 CONSIDERACIONES DEL MEDIO PARA EL CULTIVO.....	22
5.1.1 Salinidad.....	23
5.1.2 Temperatura.....	24
5.1.3 Turbidez.....	24
5.1.4 Alimento.....	25
5.1.5 Contaminación.....	26
5.2 PREFASE AL CULTIVO.....	27
5.2.1 Tipo de semillas.....	27
5.2.2 Obtención de semilla.....	28
5.2.3 Aclimatación.....	30
5.2.4 Conteo y Mantenimiento de semillas.....	31
5.3 MÉTODOS TRADICIONALES DE CULTIVO.....	32

5.3.1 Cultivo suspendido.....	32
5.3.2 Cultivo en mesas.....	33
5.3.3 Cultivo en fondo.....	33
5.4 TÉCNICAS DEL CULTIVO EN GRANJAS CAMARONERAS.....	34
5.4.1 Cultivo en Reservorios y Drenajes.....	34
5.4.2 Cultivo en piscinas y precriaderos.....	35
5.4.3 Construcción del sistema.....	36
5.4.4 Distribución de sistemas.....	39
5.4.5 Preparación de piscinas.....	39
5.4.6 Siembra de camarón.....	40
5.4.7 Siembra de juveniles de ostras.....	40
5.4.8 Manejo de la piscina en progreso.....	41
5.4.8.1 Monitorco de Parámetros Hidrológicos.....	41
5.4.8.2 Monitorco del Crecimiento y Supervivencia.....	42
5.4.8.2.1 Muestreos.....	42
5.4.8.2.2 Factor de condición.....	44
5.4.8.3 Desdobles.....	46
5.4.8.4 Limpieza.....	47
5.4.9 Cosecha y transporte.....	48
5.4.10 Requerimientos de personal.....	50
5.5 DEPURACIÓN.....	50
5.6 PROBLEMAS PRESENTES EN LOS CULTIVOS.....	52
5.6.1 Depredadores.....	52
5.6.2 Parásitos.....	53
5.6.2.1 Polydora.....	53
5.6.2.1.1 Tratamientos.....	55

5.6.2.2 Gregarinas.....	56
5.6.3 Factores ambientales adversos.....	57
5.6.3.1 Mortalidad de Verano.....	57
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	58
ANEXOS.....	61
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	75

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Diagrama de dimensiones utilizadas en ostras (Galtsoff, 1964).....	6
Figura 2.	Anatomía de las ostras (Quayle & Newkirk, 1989).....	7
Figura 3.	Ubicación de los sitios de estudio.....	12
Figura 4.	Fase de desarrollo de las ostras.....	27
Figura 5.	Semillas sin sustrato.....	28
Figura 6.	Colectores de ostras hechos con valvas de pectínidos.....	29
Figura 7.	Cultivo suspendido de ostras en mar abierto.....	33
Figura 8.	Canal de drenaje.....	35
Figura 9.	Materiales principales del sistema de soporte.....	36
Figura 10.	Dimensiones del sistema.....	37
Figura 11.	Almohada de cultivo.....	37
Figura 12.	Bandeja de cultivo.....	38
Figura 13.	Distribución de sistemas en la piscina.....	39
Figura 14.	Pearl nets.....	40
Figura 15.	Curva de crecimiento de <i>Crassostrea gigas</i> en policultivo experimental con camarón.....	43
Figura 16.	Ostra con alto contenido de glicógeno.....	44
Figura 17.	Exceso de sedimento sobre los sistemas.....	47
Figura 18.	Faena de limpieza.....	48
Figura 19.	Cosecha de ostras después de la de camarón.....	49
Figura 20.	Planta de depuración (Fletcher <i>et al.</i> , 1990).....	52
Figura 21.	Semillas depredadas.....	53
Figura 22.	Poliqueto <i>Polydora</i> sp.....	54
Figura 23.	(a) Ostra sana, y (b) Ostra con <i>Polydora</i> sp. en clase 4.....	55

Figura 24.	Variación de la temperatura en los cultivos.....	63
Figura 25.	Variación de la salinidad en los cultivos.....	64
Figura 26.	Variación en la concentración de microalgas en el 1er, 3er, 5to cultivo.....	65
Figura 27.	Crecimiento de ostras en los cultivos.....	68
Figura 28.	Crecimiento de camarones en el 1er y 3er cultivo.....	69
Figura 29.	Crecimiento de camarones en el 2do cultivo	69
Figura 30.	Gráfico acumulado de alimento utilizado durante el segundo cultivo...	70
Figura 31.	Diagrama de cajas que compara la conversión alimenticia durante las trece semanas iniciales del 2do cultivo.....	71
Figura 32.	Diagrama de cajas que compara la condición de ostras mantenidas en la camaronera Fuentes en diferentes periodos.....	72
Figura 33.	Resistencia de las ostras infestadas con <i>Polydora sp.</i> a varios tiempos de inmersión en salmuera.....	73

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Procedencia de las postlarvas de camarón utilizadas en los cultivos..	15
Tabla 2.	Datos iniciales de las ostras en los cultivos.....	16
Tabla 3.	Datos iniciales de los cultivos de camarón.....	17
Tabla 4.	Parámetros considerados en el estudio.....	18
Tabla 5.	Características biológicas de ostras comerciales (Ferreira, 1983).....	22
Tabla 6.	Precio promedio de la semilla de <i>Crassostrea gigas</i>	29
Tabla 7.	Control de parámetros.....	42
Tabla 8.	Hoja de control de ostras.....	43
Tabla 9.	Consideraciones para el raleo.....	46
Tabla 10.	Precios de venta de ostras de la Pacific Oyster Company (1997).....	50
Tabla 11.	Reglamento sanitario de la "Federal Security Agency" de los Estados Unidos para el uso de aguas para el cultivo y extracción de ostras (Akaboshi, 1976).....	51
Tabla 12.	Parámetros físico-químicos del agua.....	62
Tabla 13.	Resumen de los resultados de los cultivos de ostras.....	66
Tabla 14.	Resumen de resultados de los cultivos de camarón.....	67
Tabla 15.	Prueba Sheffe para comparación de la conversión alimenticia durante los primeros 92 días del ciclo de las piscinas del 2do cultivo.....	74
Tabla 16.	Prueba Sheffe para comparación del factor de condición para los tres grupos de ostras en estudio.....	74
Tabla 17.	Prueba de Sheffe aplicada a la supervivencia en varios tiempos de inmersión en salmuera. Datos transformados $\arcsin x^{0.5}$	74

INTRODUCCIÓN

La acuicultura marina en Ecuador se inicia aproximadamente en el año 1976 con las primeras experiencias de cultivo de camarón en piscinas excavadas. A pesar de no haber existido en el país un sustento de conocimiento técnico-científico que garantice la expansión del cultivo, desde ese entonces hasta la actualidad su crecimiento fue aumentando geométricamente alcanzando para 1986 cerca de 100.000 hectáreas dedicadas al cultivo, las cuales producían aproximadamente 170 millones de libras de camarón al año. Esto le permitió al Ecuador alcanzar un buen sitio dentro de los países exportadores de este producto (Calderón, 1996).

Hasta esa fecha, el precio del camarón en el mercado internacional mantuvo una tendencia ascendente, posteriormente la tendencia se revirtió, lo que obligó a los productores a introducir cambios tecnológicos para mantener competitividad (Calderón, 1996).

A la gran variabilidad de los precios en los mercados mundiales se suman una serie de dificultades, entre ellas la irregularidad en la cantidad y calidad del suministro de larvas, cambios en las condiciones del agua, incidencia de enfermedades, aumento en los costos de los insumos, etc.

Todas estas dificultades han hecho que se considere la investigación de cultivos alternativos con miras a mejorar la rentabilidad del cultivo en base a la explotación de nuevos recursos.

Existe una variedad de especies nativas y foráneas que esperan ser investigadas a fin de determinar su potencial de cultivo pensando no solo en la exportación sino también en el consumo a nivel local. Hablamos entonces, de la diversificación, es decir, la

incorporación al sistema productivo de estas especies con poca o ninguna tradición de cultivo. De preferencia debería poder utilizarse la infraestructura ya existente.

“Los moluscos se presentan con buenas perspectivas por la experiencia de cultivo que existe alrededor del mundo. Las ostras han sido cultivadas en Japón desde hace más de 50 años y se conoce su biología, las técnicas de cultivo se encuentran desarrolladas y su interés a nivel comercial es indiscutible“. Estas eran las ideas iniciales por las cuales se pensó que podía cultivarse ostras en Ecuador.

Sin embargo, a pesar del conocimiento biológico y técnico, los sistemas de cultivo no podían ser incorporados directamente en nuestro país ya que estaban diseñados para áreas abiertas (océano) o semiabiertas (estuarios). Al considerar la posibilidad del cultivo integrado ostra - camarón era necesario identificar los requerimientos para ambas especies. Por lo tanto, fue necesario realizar cultivos experimentales que deberían verificar el potencial de cultivo.

Desde 1991, el Laboratorio de Cultivo de Moluscos de la Fundación CENAIM-ESPOL viene desarrollando experiencias en el cultivo de este molusco bivalvo.

El material recopilado en el presente informe técnico se basa en las actividades que participe en el mencionado laboratorio para el desarrollo del cultivo de ostras. Dicha información fue la base para la preparación del “Manual para el cultivo de ostras en granjas camaróneras“ y cuyo contenido forma parte de este informe.

Dentro del presente trabajo se analizan los aspectos técnicos y del medio de cultivo con el propósito que sirvan de orientación de las necesidades y conocimientos previos que deben poseerse antes de intentar realizar el cultivo a escala comercial. El productor camarónero debe estar familiarizado con las condiciones que debe presentar el medio y decidir si es apropiado o no para el cultivo de ostras.

Es importante indicar que en el desarrollo de los trabajos participó todo el grupo humano que laboró en el Departamento debiendo hacer mención al Ing. Shizuo Akaboshi (asesor técnico), M. Sc. Victor Osorio (jefe del departamento), Acui. Daniel Ortega y el Tlgo. Pesq. Rafael Alvarez (técnicos). De ninguna manera se pretende hacer creer que dichos trabajos fueron exclusivamente de mi autoría no así el análisis que se presenta en base a la información generada.

1. ANTECEDENTES

La ostricultura constituye una rama importante de la economía en países tales como China, Japón y Corea, que son en ese orden, los principales productores de ostras en el mundo (FAO, 1998). Dicha importancia se basa en la ventaja que tienen las ostras en comparación a otros moluscos bivalvos.

En particular, la adaptabilidad de la ostra *Crassostrea gigas* Thunberg a un amplio rango de condiciones ambientales hace que esta especie comestible de ostra sea un ideal candidato para la maricultura (Shpigel, 1989).

Es tan cierto este aspecto, que aproximadamente un 84% de la producción mundial de ostras se basa en esta especie (FAO, 1994).

1.1. CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS OSTRAS DEL GENERO *Crassostrea*

1.1.1. Sistemática- Taxonomía

Filo	Mollusca
Clase	Bivalvia
Sub-clase	Pteriomorpha
Orden	Filibranchiata
Sub-orden	Anysomaria
Super-familia	Ostreioidea
Familia	Ostreidae
Género	<i>Crassostrea</i> (Sacco, 1897)
Especie	<i>gigas</i>
Nombre científico	<i>Crassostrea gigas</i>
Nombre común	Ostra japonesa, ostra del Pacífico

1.1.2. Distribución geográfica

Crassostrea gigas es nativa de Japón donde existe 3 razas locales en las prefecturas de Miyagui, Hiroshima y Kumamoto; del Mar de Okhotst (Vladivostok), Sakhalin (USRR), en Corea, y a lo largo de la costa del Pacífico de Norte América, de Alaska hasta California (Heral, 1990). Ha sido la especie de ostra de mayor importación con propósitos de explotación comercial. En 1966 fue importada de Japón a Francia. En 1972 hubo importación a British Columbia con el propósito de levantar el stock natural de reproductores.

Posterior a esta fecha, fue introducida a varios países por las ventajas que presentaba para el cultivo en comparación con otras especies, entre ellas, rango amplio de tolerancia a condiciones del medio y resistencia a enfermedades. En la actualidad se encuentra distribuida alrededor del mundo.

Experiencias previas en Ecuador con esta especie se iniciaron en 1988. Semillas fueron importadas desde Chile con las cuales se realizaron varias pruebas de cultivo en mar, esteros y una granja camaronera concluyéndose que era factible el cultivo de ostra japonesa en aguas ecuatorianas (Osorio, 1989).

1.1.3. Morfología y Anatomía

Las ostras son moluscos bivalvos, es decir, su cuerpo se encuentra cubierto por 2 estructuras calcáreas y nacaradas (valvas) las cuales se encuentran unidas por un ligamento muy resistente situado en la región umbonal y por el músculo abductor.

La forma de la concha es muy variable, usualmente alargada y depende principalmente del tipo y/o forma del substrato sobre el cual crece. La valva derecha, dorsal o superior

es plana y la valva izquierda, ventral o inferior es cóncava o excavada proporcionando el espacio necesario para el cuerpo de la ostra.

La composición química de la concha puede variar de área en área y algunas veces entre individuos de diferentes edades. Sin embargo, en general las ostras contienen del 93 al 95% de carbonato de calcio y cerca de 0.5% de materia orgánica. Carbonato de magnesio y sulfato de calcio están también presentes pero en menor cantidad (Loosanoff, 1965).

Tres dimensiones son consideradas para su morfometría (Fig. 1):

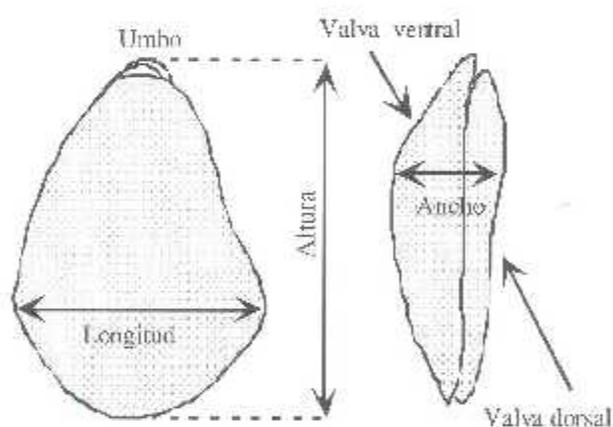


Figura 1. Diagrama de dimensiones utilizadas en ostras (Galtsoff, 1964)

Altura de concha (HC): Distancia de la concha que se extiende desde el umbo y el margen ventral.

Longitud de concha (LC): Distancia máxima transversal a HC que va desde el borde anterior al borde posterior.

Espesor o Ancho de concha (WC): Distancia máxima entre las caras externas de las valvas cerradas (Galtsoff, 1964)

Existen ciertas discrepancias entre autores para definir las dimensiones de la concha. Quayle y Newkirk (1989) se refiere a la longitud como la distancia máxima desde el umbo al borde ventral y la altura como la perpendicular a esta. Esto deberá tomarse en cuenta cuando se revise publicaciones en donde se refieran a la biometría de estos organismos.

La anatomía de la ostra ha sido descrita en varias publicaciones especialmente para *C. virginica* (Galtsoff, 1964)

El cuerpo de las ostras esta esencialmente constituido por los siguientes órganos: Manto, branquias, palpos labiales, masa visceral, sistema nervioso y pericardio.

En la figura 2 se identifican los órganos mas representativos de la ostra.

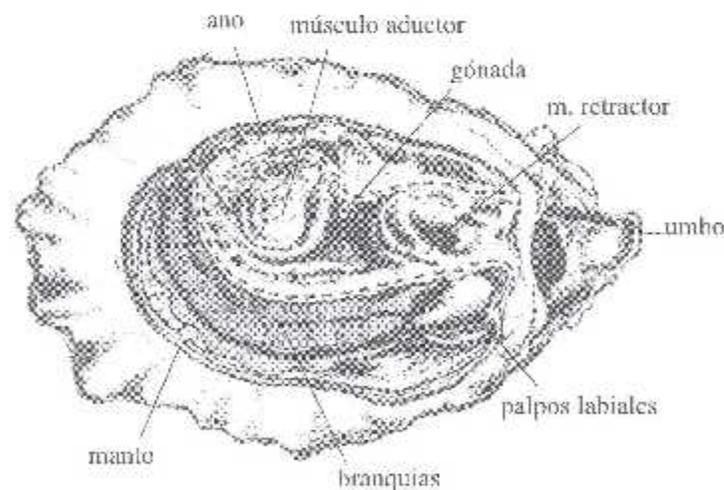


Figura 2. Anatomía de las ostras (Quayle & Newkirk, 1989)

1.1.4. Reproducción

El género *Crassostrea* se caracteriza por no realizar procesos de incubación, es decir, expulsa los productos sexuales en el agua donde se realiza la fertilización. La gónada madura (fig. 2) es un órgano localizado cerca de la superficie del cuerpo dentro de una

capa de tejido conectivo ocupando las 3/4 partes de la masa visceral (Quayle y Newkirk, 1989).

En todas las especies de *Crassostrea* el volumen de la gónada varía de estación a estación alcanzando su máximo antes de producirse el desove.

El sexo es separado, no existe dimorfismo sexual y la gónada puede expresarse como macho en una estación produciendo espermias y en la siguiente como hembra y producir óvulos.

Varios factores del medio influyen en el desarrollo gónada. Los más significantes son la temperatura, disponibilidad de alimento, salinidad y calidad del agua (Galtsoff, 1964).

1.1.5. **Alimentación**

La manera como las ostras captan el alimento del medio puede ser de dos formas:

a) Por absorción directa de materia orgánica disuelta "Dissolved Organic Matter (DOM)"

Se ha comprobado que lípidos, aminoácidos y glucosa presentes en solución en el agua de mar pueden ser absorbidos por los moluscos especialmente en épocas de escasez alimento (Coutteau, 1991).

b) A través de la ingestión de partículas en suspensión.

Siendo esta la fuente de alimento mas importante, se refiere a la filtración de partículas orgánicas y minerales las cuales son retenidas en las branquias, cubiertas de mucus y luego transportadas para la ingesta. El alimento es parcialmente digerido en el estómago y el remanente pasa al intestino para ser evacuado a través del ano como heces. Exceso de materia particulada o demasiado grande (mayor a 10 µm) es

expulsada por las branquias y palpos labiales o ligados por el mucus, colocados dentro del manto y expulsados posteriormente como pseudoheces (Ferreira, 1983).

1.2. ANTECEDENTES DEL CULTIVO DE OSTRAS EN LATINOAMÉRICA

En 1990, la producción de ostras cultivadas en latinoamérica fue de 49,225 toneladas correspondientes al 5.6% de la producción mundial. Los principales países productores fueron México y Cuba con 97.0% y el 2.0% respectivamente siendo las principales especies cultivadas *Crassostrea virginica*, *C. gigas* y *C. rhizophorae*. En 1991, la producción descendió a 36,568 T que representaron el 4.1% de la producción mundial de ostras cultivadas. México y Cuba contribuyeron con el 94.5% y el 2.7% respectivamente. Para 1992 la producción en México descendió a 26,497 T y, en 1993, a 23,955 T, debido a sobreexplotación y deterioro del medio ambiente costero. En 1994 la producción de ostión (*C. rhizophorae*) se realizaba en 17 granjas ostrícolas con semilla principalmente obtenida del medio natural (FAO, 1994).

En otros países de la Región, se han realizado diversos proyectos experimentales, pilotos y semicomerciales. Los resultados varían desde el fracaso del cultivo hasta el establecimiento de cultivos comerciales.

En el caso de Brasil, experiencias en *C. rhizophorae* y *C. gigas* dieron resultados regulares. La viabilidad del cultivo de *C. gigas* en estuarios y áreas oceánicas, fue demostrada por Akaboshi, *et al.*(1983) sin embargo, hasta 1988 solo existían unos pocos e incipientes cultivos comerciales de ostras y mejillones registrados en la región suroeste-sur, contribuyendo con apenas 150 T del total de moluscos bivalvos negociados en el país (Ostini & Rogerio 1990). En 1992 la producción estimada de *C. gigas* en este país fue de 120 T. (FAO, 1994)

En el caso de Chile, el primer cultivo de ostra del Pacífico se inició en 1977 mostrando un crecimiento muy superior a la ostra Chilena (*Ostrea chilensis*). A partir de 1980 la Universidad Católica del Norte, sede Coquimbo comienza a obtener resultados positivos en la producción de semilla suelta en su "hatchery". En 1981 el Centro de Maricultura de Tongoy, inicia la producción de semilla de *C. gigas* a nivel industrial alcanzando en 1988 una producción de 40 millones de semillas con tallas 3 a 4 mm. El principal cuello de botella para incentivar el cultivo lo constituyó la comercialización del producto (inestabilidad del mercado argentino) lo que obligó a muchos ostricultores a cambiar de especie objetivo, por el cultivo del ostión del norte, *Argopecten purpuratus* (Hoyl, Uribe. 1990).

Por su parte Panamá, en 1979 desarrollo un cultivo de *C. rhizophorae* en la costa Atlántica del país logrando producir en una primera etapa 1,104 lbs de ostras y en una segunda etapa 1,917 lbs. La Estación de Maricultura realizó trabajos experimentales con *C. gigas*, tanto el desove, producción de semilla y engorde en estanques de fincas camaroneras; al cabo de cuatro meses ellos obtuvieron tallas de 7.31 cm sugiriendo que en Panamá la ostra japonesa se adapta y desarrolla muy satisfactoriamente (Morales, 1990)

En Venezuela, en 1981 hubo una producción de 1,000 toneladas de ostras que cayó significativamente en los años siguientes, debido a problemas de comercialización (FAO, 1994).

Finalmente en Ecuador las primeras experiencias del cultivo de ostras se iniciaron en 1987 con una importación de juveniles de *C. virginica* procedente de USA, mortandad ocurrió en los animales cultivados (Osorio, comunicación personal). Posteriormente, en 1988 se vuelve a intentar el cultivo con otra especie, la *Crassostrea gigas*. Un total de 3000 juveniles de 4 mm. de longitud fueron introducidos desde la Universidad

Católica del Norte de Chile, sede Coquimbo, sometidas a un periodo de adaptación y posteriormente sembrados en varios sitios de la costa de la Provincia del Guayas. En base a los resultados obtenidos concluyeron que es posible cultivar *C. gigas* en aguas del Pacífico Ecuatoriano y que, parte de las granjas que actualmente se encuentran dedicadas al cultivo de camarón podrían ser utilizadas para realizar un policultivo con ostra japonesa (Osorio, 1990).

Las experiencias de cultivo se realizaron en camaroneas ubicadas en las provincias del Guayas y El Oro (fig.3). A continuación se describe brevemente cada sitio de cultivo:

1er Cultivo: Camaronera Fuentes.

Ubicación: Comuna Palmar - Provincia del Guayas.

Descripción del sitio de cultivo: Piscina de 0.1 ha, profundidad promedio de 150 cm, ubicada en zona salitral próximo al río Javita.

2do cultivo: Camaronera Fuentes.

Ubicación: Comuna Palmar - Provincia del Guayas.

Descripción del sitio: 3 piscinas de 0.3 ha cada una, profundidad promedio de 90 cm., ubicada en zona salitral, el agua es tomada de la boca del estero.

3er cultivo: Camaronera Langostinos.

Ubicación: Machala - Provincia de El Oro.

Descripción del sitio: piscina de 2.38 ha, profundidad promedio 107 cm., ubicada en zona salitral.

4to cultivo: Camaronera Aguibaq.

Ubicación: El Morro - Provincia del Guayas.

Descripción del sitio: piscina de 8.6 ha, profundidad promedio 120 cm., ubicada en zona de Manglar.

5to cultivo: Camaronera El Rey.

Ubicación: Isla Chupadores grande - Provincia del Guayas.

Descripción del sitio: piscina de 0.6 ha, profundidad promedio 70 cm, ubicada en zona de manglar con fondo arcilloso. Salinidad del agua entre 10 a 30 ups.

2.2. OBTENCIÓN DE ORGANISMOS

Las semillas utilizadas en las experiencias de cultivo se obtuvieron del laboratorio experimental del CENAIM y por importación de Chile del Laboratorio de Cultivos Marinos de Tongoy S.A..

En el caso de importación el transporte se realizó en cajas térmicas, empacadas en húmedo a temperatura de 10 a 12 °C. El periodo de transporte fue de aproximadamente 48 horas. Inmediatamente después de arribar las ostras al laboratorio, las cajas fueron abiertas para que la temperatura se incremente gradualmente. Después de aproximadamente 2 horas y una vez que la temperatura se encontró próxima a la temperatura del agua del sistema, fueron transferidas a tanques con agua circulante para su depuración y aclimatación.

En el primer cultivo se utilizó semillas del tipo "culthless" (sin sustrato), de procedencia Chilena. En los otros cultivos se utilizó ostras producidas en el laboratorio de CENAIM, las cuales fueron prefijadas en conchas trituradas de 1 a 2 cm de tamaño.

Las post-larvas de camarón se obtuvieron de la producción experimental en el laboratorio de larvas del CENAIM, de laboratorios comerciales y del medio o silvestres (Tabla 1).

Tabla 1. Procedencia de las postlarvas de camarón utilizadas en los cultivos

No.	Cultivo	Procedencia
1er		Lab. CENAIM
2do		Lab. comercial
3er		Silvestre
4to		Lab. comercial
5to		Lab. comercial

2.3. DISEÑO DE LOS CULTIVOS

El método de cultivo vario entre camaroneras producto de las facilidades físicas y de los materiales disponibles.

2.3.1 Cultivo de ostras

2.3.1.1. Sistema para el mantenimiento de las ostras

Las características de los sistemas de cultivo de ostra utilizados se detallan a continuación:

a) "**Pearl-nets**": Son sistemas originarios de Japón, tienen forma piramidal, están hechos de malla (ojo de malla de 2 mm., 4.5 mm y 9 mm.) y una estructura de alambre en la base. Tienen un área útil de 0.1 m².

b) "**Bandejas**": De 10 cm de altura, hechas con marcos de madera y con fondo de malla plástica rígida (pasante de 9 x 12 mm.) brindando un área útil de 0.6 m².

c) "**Almohadas**": Construidas con malla plástica rígida (pasante de 9 x 12 mm.) con área útil de 0.5 m².

En el primer cultivo se utilizaron los tres tipos de sistemas. En los cultivos del 2 al 5 se utilizaron únicamente pearl nets.

Para suspender los pearl nets en el agua se construyó con cuerdas y estacas un sistema de hileras de cuelgas. Las cuelgas soportaban a los pearl nets distribuidos en columnas de dos o tres (dependiendo de la profundidad), cada 50 cm. Estacas intermedias o boyas ayudaban a impedir que los sistemas alcancen el fondo.

Para soportar las almohadas y bandejas se construyó dos estructuras (mesas) de caña guadua ubicadas a 60 cm. aproximadamente del fondo de la piscina. Cada mesa consistió de dos hileras paralelas de cañas ubicadas a 50 cm. de distancia entre ellas. Sobre una de las mesas se colocó un tendido de caña picada a fin de facilitar la colocación de los sistemas. Las bandejas y almohadas eran dispuestas transversalmente entre las cañas.

2.3.1.2. Densidades, cambio de sistemas y raleos

Las densidades iniciales de cultivo variaron de acuerdo a la tabla 2.

Tabla 2. Datos iniciales de las ostras en los cultivos

No. Cultivo	No. de ostras/pearl nets	No. de ostras/piscina	Densidad/ha	peso (g)
1er	500 - 250 - 125	28,000	280,000	0.27
2do (pisc 1)	280	10,000	33,000	0.3
2do (pisc 2)	280	30,000	100,000	0.3
2do (pisc 3)	0	0	0	-----
3er	2000	250,000	105,000	0.2
4to	2000	150,000	17,400	0.2
5to	2000	100,000	166,700	0.2

En el primer cultivo, cuando las ostras alcanzaron un peso de 10 g fueron trasladadas a las bandejas y almohadas a una densidad de 600 y 450 ostras por sistema respectivamente. Luego de 90 días y debido al crecimiento obtenido la densidad de cultivo en las bandeja fue reducida a la mitad (300 ostras por sistema); densidad que se mantuvo hasta el final del estudio.

En los posteriores cultivos la densidad de las ostras en los sistemas se reducía conforme se observaba un excesivo peso y cantidad de animales. Para este trabajo se empleó pearl nets con ojos de malla cada vez mayor (4.5 mm y 9 mm) para mejorar la circulación de agua a través del prisma.

2.3.2. Cultivo de camarón

La tabla 3 muestra los datos de siembra de camarones en los cultivos integrados realizados.

El alimento consistió de balanceados comerciales que fueron suministrados en base los programas de trabajo de cada camaronera.

Tabla 3. Datos iniciales de los cultivos de camarón

No. Cultivo	No. Camarones	Densidad/ha	Peso (g)
1er	5,000	50,000	0.06
2do (pisc 1)	31,200	104,000	0.4
2do (pisc 2)	30,500	101,700	0.59
2do (pisc 3)	30,500	101,700	0.59
3er	65,000	27,300	0.2
4to	**	**	**
5to	51,200	85,300	**

** datos no disponibles

2.3.3. Procedimientos generales en las piscinas

De igual manera, considerando que el propósito del cultivo de ostras era incorporarlo a un sistema ordinario de cultivo de camarón las estrategias de fertilización, recambio y control de niveles de agua fueron encargadas al personal de cada camaronera.

2.4. MONITOREO DE LOS CULTIVOS

2.4.1 Condiciones Físico-químicas del medio

Durante el ciclo de cultivo se tomaron lecturas de oxígeno, temperatura, salinidad y pH registrados "in situ" a una profundidad de 30 a 50 cm. La tabla 4 muestra los equipos utilizados en el monitoreo.

Tabla 4. Parámetros registrados en los cultivos

Parámetro	Equipo
Oxígeno y Temperatura	Oxigenómetro YSI modelo 58 de ± 0.01 mg/l
pH*	pHmetro Kagaku de ± 0.1
Salinidad	Refractómetro Atago S-100 de ± 1 ups

* Solo para el primer cultivo

2.4.2. Muestreos de organismos en cultivo

2.4.2.1. Muestreo de ostras

Para el muestreo de las ostras se escogieron y marcaron sistemas de cultivo que fueron colocados aleatoriamente en la piscina. Se muestrearon periódicamente entre 15 y 30 animales por cada sistema control para determinar su crecimiento en base a los datos de altura de concha y peso vivo. La supervivencia fue establecida por conteo de organismos vivos en los sistemas de control.

2.4.2.2. Muestreo de camarones

En el primer cultivo, el crecimiento de los camarones se determinó en base a muestreos quincenales de 20 individuos realizados por el personal del laboratorio. En los siguientes cultivos los muestreos de camarón fueron realizados por el personal de cada camaronera.

2.4.3. Fitoplancton

Los muestreos de fitoplancton fueron realizados para el primero, tercero y quinto cultivo. En el primer caso, se tomaron muestras de agua a 30 cm. de profundidad aproximadamente y preservadas con lugol. Posteriormente fueron enviadas a un laboratorio comercial para el análisis. En el segundo y tercer caso, el personal de la camaronera se encargó de realizar el análisis respectivo.

2.4.4. Muestreo de patógenos

Para el primer cultivo se evaluó mensualmente la presencia de gregarinas en los camarones; bacterias del tipo vibrio y coliformes en las ostras. Gregarinas se determinó mediante la observación al microscopio de muestras de hepatopáncreas e intestino de 10 individuos. Para el análisis de bacterias se utilizó un macerado de 5 a 10 ostras. Se determinó concentración de vibrios mediante cultivo en agar TCBS y concentración de coliformes mediante cultivo en ltb con confirmación en bgh al 2%. Los análisis se realizaron mensualmente por el laboratorio de Microbiología del CENAIM.

3. EXPERIENCIAS EN CANALES RESERVORIOS Y DRENAJES

Una experiencia fue realizada en Marzo 11 de 1992 en el canal de drenaje de la camaronera Fuentes. Pearl nets con semillas de ostras fueron colocados en el canal de drenaje. Sin embargo, las lluvias torrenciales debido a la presencia de un evento de "El Niño" provocaron un fuerte arrastre de sedimento cubriendo por completo los sistemas produciendo mortandad de las ostras.

4. LOGÍSTICA

Los trabajos se realizaron en convenio con propietarios de camaroneras. A excepción del primer cultivo, ellos se responsabilizaban del control rutinario en las piscinas de cultivo y del suministro de personal de apoyo para los raleos.

5. RESULTADOS

La información obtenida y las observaciones realizadas durante el desarrollo de los cultivos (anexos) y la información bibliográfica han sido la base para la elaboración del "Manual para el cultivo de ostras en Granjas Camaroneras" (Lombeida, 1997), mismo que pretende aportar o recomendar técnicas de cultivo factibles y cuyo contenido se presenta a continuación.

5.1 CONSIDERACIONES DEL MEDIO PARA EL CULTIVO

Tabla 5. Características biológicas de ostras comerciales (Ferreira, 1983)

Especie	<i>C. gigas</i> (Ostra japonesa)	<i>C. virginica</i> (Ostra americana)	<i>C. rhizophorae</i> (Ostra de mangle)
Países donde se cultiva	Japón, Corea, Costa del Pacífico de USA y Canadá, Francia, Holanda, Reino Unido, Brasil, Chile experimentalmente en Ecuador.	Costa Atlántica del Golfo (USA), Canadá, Venezuela, México.	Cuba, Venezuela, Brasil, U.K. y Francia.
Tolerancia de Salinidad (ups)	16 - 39 (óptimo 25 -37); Tzauclor 10 - 36 (óptima 23 a 28) latitudes medias.	5 a 33 (óptima 14 a 29)	9 a 37 (óptima 28 a 36)
Tolerancia de Temperatura (°C)	10 a 30 (óptima 27)	20 a 32	18 a 34
Temperatura para desove (°C)	19 a 25	20 a 32	20 a 30
Tiempo para alcanzar talla comercial (75 mm.)	1 a 2 años latitudes medias 7 meses Tzauclor	2 a 5 años	6 meses (Venezuela)
Nivel max. aceptable N - NH3 (mg./l)	-----	0.06	---
Toxicidad de Nitrito N - NO2 (mg./l)	735	735	735
Referencias	Fujiya, 1970 Costa, 1978 Epifanio & Srna, 1975 *Korringa, 1976 Cenaim, 1991-1995 reportes internos	Galtsoff, 1964 Hartam et al, 1979	Bardach <i>et al.</i> , 1972 Nascimento y Luneta, 1978

Al igual que cualquier otro sistema de acuicultura, factores físicos, químicos y biológicos afectan directa o indirectamente la selección y calificación del sitio de cultivo. Otra consideración que se debe tener en cuenta es que no todas las especies de ostras presentan las mismas características biológicas. La tabla 5 resume algunas características relacionadas con el cultivo de ostras comerciales.

5.1.1 Salinidad

Los moluscos en general, debido a sus mecanismos internos de osmoregulación, pueden adaptarse a variaciones de salinidad, existiendo marcada diferencia entre géneros, por ejemplo, en el caso de los mitílidos, está demostrado que *Mytilus edulis* puede vivir en agua de baja salinidad (5 ups) o de extrema alta salinidad (60 ups) mientras que las ostras son menos tolerantes con límites de 15-45 ups para ostras del género *Crassostrea* (Alzieu, 1990).

Sin embargo, a veces no se considera que la tolerancia de los organismos a una condición anormal de un parámetro puede verse afectada por otros parámetros del medio. Gilles (1982) señala por ejemplo, que aunque ciertas especies podrían tolerar en el laboratorio amplias fluctuaciones de salinidad, no podrían soportar pequeños cambios en el medio marino si estos interactúan con otros factores que provoquen al organismo una situación de perturbación, tales como poca disponibilidad de oxígeno disuelto, temperaturas extremas, presencia de contaminantes, etc.

Inclusive el estado físico y fisiológico del animal es determinante en el crecimiento de las ostras en condiciones anormales. La energía obtenida del medio podría estar siendo canalizada hacia otros procesos fisiológicos (ejemplo actividad reproductiva) y en que el organismo se mantenga con vida (ejemplo contrarrestando presiones del ecosistema) (Velez & Díaz 1985).

En el caso de *C. gigas*, los trabajos en Ecuador han reflejado rangos de tolerancia de 16 a 39 ups pudiendo considerarse óptimo entre 25 y 37 ups (anexo 1, fig.25). Se debe tener muy presente las reducciones bruscas de salinidad. En Ecuador durante el periodo de lluvias, la salinidad puede alcanzar valores menores a 15 ups en algunas zonas en pocas semanas. A diferencia de los camarones, estas condiciones son intolerables para las ostras, debiéndose descartar su cultivo durante estos periodos y/o trasladar los animales a otro sitio.

5.1.2 Temperatura

Es posiblemente el parámetro que más influye la vida de las ostras ya que controla aspectos fisiológicos del animal, especialmente en lo referente al transporte de agua, alimentación, respiración, formación de gónadas y desove. El incremento de temperatura provoca un aumento en la tasa metabólica y a la vez los requerimientos de energía. Obviamente, este incremento de actividad deberá estar sustentado con una buena disponibilidad de alimento en el medio o de lo contrario repercutirá en la calidad del animal. Temperaturas entre 22 y 27 °C son apropiadas para un buen crecimiento y bajas tasa de mortalidad (anexo 1, fig 24). Temperaturas sobre los 29 °C podrían provocar mortalidades elevadas en organismos adultos especialmente si se presentan valores extremos de salinidad.

5.1.3 Turbidez

La capacidad de filtrado y alimentación de los moluscos son altamente sensitivas a la presencia de sólidos suspendidos de origen mineral (arcillas) los cuales incrementan la tasa de filtración a la vez que causan un gasto de energía por la eliminación de partículas sin valor nutricional en la forma de pseudoheces. Sedimentos en suspensión también bloquean la penetración de la luz lo cual reduce la fotosíntesis y por lo tanto la

producción de fitoplancton. Además, el exceso de material orgánico o inorgánico dificulta las labores de limpieza y favorece el crecimiento de parásitos en las ostras. Esto significa que debe definirse en cada área de cultivo la naturaleza de la turbidez y determinarse los valores adecuados para el crecimiento óptimo. Turbidez puede ser estimada utilizando disco secchi. Valores promedios de 30 cm de turbidez que reflejen concentraciones de fitopláncton próximas a 80000 cel/ml, más no material inorgánico, pueden ser considerados adecuados.

5.1.4 Alimento

Existe un nivel mínimo de alimento que satisface el metabolismo activo de los moluscos, es decir, la energía necesaria para todas las reacciones químicas que mantienen vivo al animal. Sobre este nivel el organismo estará en capacidad de crecer, guardar reservas, madurar y reproducirse.

El fitoplancton juega el rol principal en la alimentación, por lo tanto el crecimiento de la ostra está directamente relacionado con su disponibilidad en el medio. Aspectos intrínsecos del fitoplancton tales como, calidad nutricional, digestibilidad, toxicidad de sus metabolitos son muy importantes sin embargo, difíciles de controlar.

El ambiente de una camaronera brinda las condiciones apropiadas para el cultivo de ostras principalmente en lo que se refiere a alimentación. Una buena rutina de fertilización a base de compuestos nitrogenados, fosfatados y potásicos que proporcione los nutrientes adecuados para el crecimiento de diatomeas y flagelados en concentraciones apropiadas garantizarán el crecimiento tanto de las ostras como de los camarones.

Villalon (1991) indica que la dosis de aplicación deberá asegurar una concentración de nutrientes en el agua de una piscina para cultivo de camarón es de 1.3 ppm de nitrógeno y 0.15 ppm de fósforo.

El estimado de turbidez mediante disco secchi puede ser utilizado para estimar la productividad del sitio, sin embargo, es preferible realizar la identificación y cuantificación de las microalgas presentes y que están siendo utilizadas como alimento.

5.1.5. Contaminación

Los moluscos bivalvos como la ostra, tienen la capacidad de bioacumulación, es decir, acumulan en sus tejidos o en el tracto digestivo metabolitos tóxicos, metales pesados y bacterias que podrían ser nocivos para los seres humanos. Por este motivo, el sitio de cultivo debe estar alejado estrictamente de efluentes de tipo doméstico o industriales.

Pinturas anticorrosivas o "antifouling" utilizadas para prolongar la vida útil de ciertos materiales afectan negativamente a los moluscos, especialmente si tienen plomo o compuestos como tributyl tins (TBT) entre sus componentes. TBT liberado por pintura "antifouling" es altamente tóxico a larvas de moluscos inhibiendo su desarrollo a concentraciones alrededor de 0.1 µg/l. Así mismo, la presencia de bajas concentraciones de TBT en el agua produce una calcificación anormal de la ostra (Alzieu, 1990).

5.2. PREFASE AL CULTIVO

5.2.1. Tipo de semillas

El desarrollo de la ostra sigue las siguientes fases: Desove, fertilización de los huevos, desarrollo larval, asentamiento a un sustrato, metamorfosis y crecimiento hasta adulto (Fig.4).

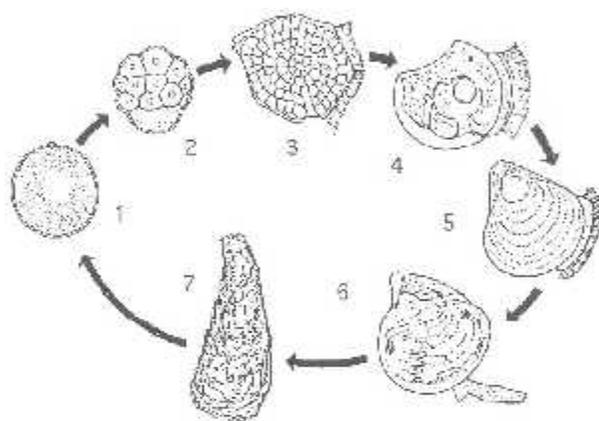


Figura 4. Fase de desarrollo de las ostras

- 1: Óvulo fecundado
- 2: Estadio de mórula
- 3: Blástula rotatoria
- 4: Larva tipo D
- 5: Larva umbonada
- 6: Pediveliger (metamorfosis)
- 7: Juvenil - Adulto

La fase final de un cultivo larval implica la fijación de las larvas y la metamorfosis. Para este propósito se usan varios clases de sustratos dependiendo de los materiales disponibles en la localidad y de la forma de presentación del producto final. En este aspecto se pueden diferenciar dos técnicas: Con sustrato y sin sustrato. En el primer caso el sustrato será permanente y se obtendrán semillas en "racimos" las cuales posteriormente se separaran en grupos mas pequeños. Esta técnica produce al final varias ostras pegadas unas a otras con la consiguiente dificultad para su limpieza y

manipuleo. Generalmente, es usada cuando el producto final es procesado (desconchado, ahumado, enlatado, etc.) o cuando la forma de la ostra no tiene importancia porque las valvas se descartan. La otra opción produce semillas individuales ya sea fijándola en un grano muy fino o en planchas de policarbonato de donde se las podrá separar con relativa facilidad (Fig. 5). El producto final es una ostra de forma regular, homogénea en tamaño, de fácil limpieza y mantenimiento. Esta presentación tiene acogida en el mercado local. (JICA-CENAIM, 1993))

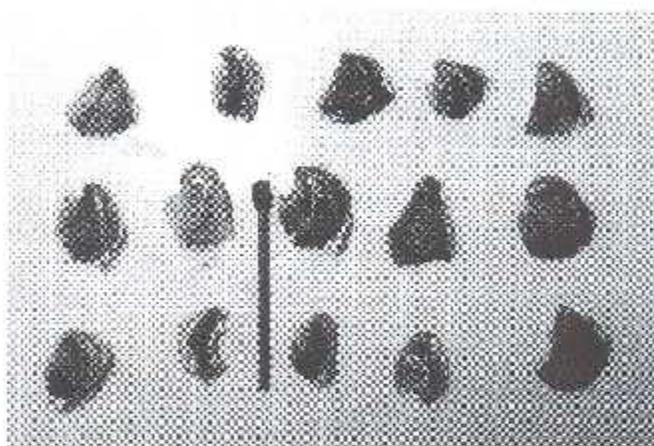


Figura 5. Semilla sin sustrato

5.2.2. Obtención de semilla

La gran mayoría de los cultivadores de ostras alrededor del mundo obtienen su semilla del medio natural usando colectores de diversos materiales tales como concha de bivalvos, madera, tejas, mangle, etc. (Fig. 6).

Al no existir poblaciones naturales de *Crassostrea gigas* en Ecuador, las técnicas de captación de semilla natural no pueden ser aplicables a nuestro medio. Para su explotación es necesario realizar importación de las semillas o de larvas premetamórficas o realizar producción local de semilla utilizando las instalaciones de

los laboratorios de producción de larvas de camarón. El precio de la semilla dependerá principalmente de su tamaño (Tabla 6).



Figura 6. Colectores de semilla de ostra hechos con valvas de pectínidos

Tabla 6. Precio F.O.B. promedio de la semilla de *Crassostrea gigas* procedente de Santiago de Chile

Talla (mm.)	US\$/1000 Unidades
5-7	8,0
7-10	9,0
10-12	11,0
12-15	14,0

Si el productor, tiene disponible el sustrato, puede adquirir larvas con ojo a punto de fijación, cuyo precio es de US\$ 150 por cada millón de larvas.

A estos valores deberán sumarse el costo del transporte y manejo. Así por ejemplo, si se desea comprar 100.000 semillas de 5-7 mm los costos a incurrir serían los siguientes:

- 100.000 semillas de 5-7 mm.	(US\$ 8/1000 = US\$ 800 unidades)	=	US\$ 800
- Flete 1 caja con aprox. 8.5 Kg	(US\$ 3,86/Kg)	=	US\$ 33
Santiago de Chile - Guayaquil			
- Costo manejo agencia		=	US\$ 20
			<hr/>
Total estimado		=	US\$ 853

Los precios presentados son referencias del laboratorio de Cultivos Marinos de Tongoy S.A. para Marzo de 1996.

La semilla generalmente es embalada húmeda en cajas térmicas a temperaturas entre 12 a 15 °C pudiendo soportar en estas condiciones hasta 48 horas con supervivencia superior al 95%.

El registro de compra de la semilla deberá incluir principalmente la fecha de embalaje, procedencia, tamaño y número de animales, temperatura y salinidad del agua a la cual se encontraban.

5.2.3. **Aclimatación**

Una vez que se adquiere la semilla, las cajas deben ser abiertas inmediatamente; se determina la temperatura de llegada y se chequea si hay presencia de ostras muertas o con olor desagradable. Posteriormente se las expone al ambiente por unos 20 minutos para que su temperatura incremente gradualmente. Debe evitarse la exposición directa y prolongada a la luz solar. Es conveniente realizar la siembra en la época donde la salinidad se encuentran entre 30 a 35 ups. Si existe marcada diferencia de salinidad

(mayor a 5 ups) deberá realizarse una aclimatación de salinidad para lo cual pueden ser utilizados los tanques de aclimatación para larvas de camarón. Las semillas se colocan en bandejas perforadas o en el fondo del tanque, procurando que el espesor de la capa de semillas no exceda de 2 cm. Incremento o reducción de 2 ups por hora podrán ser soportados por las semillas a menos que se encuentren muy débiles.

5.2.4. Conteo y Mantenimiento de semillas

Mientras las semillas incrementan su temperatura, se toman 3 a 4 muestras de semillas de 1 g. a 4 g. cada una por cada 100.000 animales para realizar el conteo (aprox. 100 animales/muestra). Posteriormente se hace la relación del peso de las muestras y el número de animales obtenidos en las muestras con el peso de toda la población.

Se puede incurrir a errores en el conteo cuando existe alta variación de tallas como producto de una mala separación antes del embalaje.

Si bien es cierto que una semilla de menor tamaño tiene un precio menor y es más fácil su transporte, no es menos cierto que las dificultades que se presentan para mantenerlas en la piscina son mayores. Se ha observado que si la piscina tiene muchos sólidos en suspensión y el ojo de malla es pequeño, la acumulación de sedimentos sobre y dentro del sistema pueden cubrir por completo las semillas y finalmente morir. Por consiguiente, el sistema necesita ser limpiado o cambiado con mucha frecuencia.

Pensamos que una semilla entre 7 a 10 mm de altura de concha es apropiada para iniciar el cultivo en piscinas por su fácil transporte, tolera condiciones adversas y el ojo del pasante de la malla a utilizar es suficientemente grande para la circulación del agua dentro del sistema (4 mm).

Durante los primeros 10 días la semilla deberá ser monitoreada una vez por día a fin de conocer si respondió favorablemente al nuevo medio. La forma de diferenciar un organismo muerto de un vivo es observar si sus valvas permanecen abiertas al tocarlas. Es preferible chequear las semillas sumergidas en agua ya que, debido al pequeño tamaño (menor a 1 cm) muchas veces sus valvas tienden a cerrarse cuando están fuera del agua dando la apariencia de estar vivas.

5.3. MÉTODOS TRADICIONALES DE CULTIVO

Las técnicas comúnmente usadas en otros países para el cultivo de ostras son muchas y muy diversas, principalmente dependen de las condiciones del medio, del espacio físico disponible y de los costos que involucre el sistema. En términos generales los cultivos pueden clasificarse en: sistemas colgantes o suspendidos, cultivos en mesas y cultivos de fondo (Hardy, 1991).

5.3.1 Cultivo suspendido

En sistemas semiabiertos, como por ejemplo bahías, se utilizan balsas y/o longlines para el cultivo. El sistema procura utilizar una columna de agua entre 15 hasta 40 m donde se suspenden los animales ya sea fijos en un sustrato, el cual principalmente es concha de pectínidos (Fig.7). Este sistema es muy utilizado en los países asiáticos como Japón. Sin embargo, las necesidades que involucran este tipo de cultivo tales como zonas de costa semicerradas con profundidades mayores a los 15 m, materiales como cabos, flotadores, lanchas, etc., sumados a los problemas debido a la poca tradición en cultivos en mar en el Ecuador, hacen que este sistema sea inseguro y costoso. Las experiencias realizadas en Ecuador mostraron buen crecimiento de las ostras pero así mismo, mortalidades superiores al 70% debido al ataque de depredadores (JICA-CENAIM 1993).

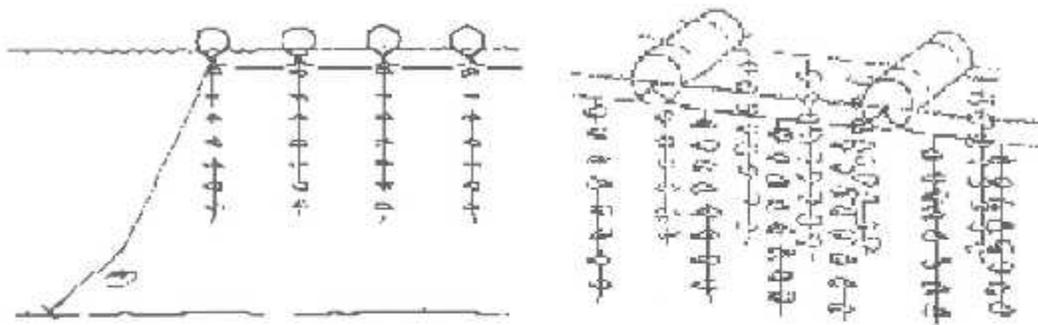


Figura 7 Cultivo suspendido de ostras en mar abierto

5.3.2. Cultivo en mesas

Otra alternativa de cultivo, es utilizar perchas o armazones a manera de "mesas", en zonas de playa intermareales protegidas de oleajes fuertes, buena renovación de agua, con pendientes muy leves, limpias, con fácil acceso en marea baja y que no esté afectada por cambios bruscos de salinidad. Especies como *C. rhizophorae*, *C. angulata* son cultivadas sin mayores inconvenientes. Generalmente las ostras se exponen al aire durante el período de baja marea, esto facilita el control de organismos que se adhieren "fouling". Sin embargo, el control que se puede tener sobre el medio depende estrictamente del sistema a emplearse para mantener a los ostras. Ataque de depredadores sobre estadios iniciales pueden desbastar todo un lote de cultivo. El sistema también está expuesto a factores ambientales como corrientadas, acarreo de material orgánico o inorgánico, etc.

5.3.3. Cultivo en fondo

Las ostras son cultivadas sobre el fondo del mar o de zonas intermareales, siempre que este sea firme y que no exista la posibilidad que los animales sean cubiertos con lodo o arena producto de la acción de olas. De preferencia, los animales son sembrados en

estos lugares cuando tienen un peso mayor a 20 g a fin de soportar el ataque de depredadores. Quayle y Newkirk (1989) indican que usando semilla fijada en concha con aproximadamente 15 semillas/concha a una densidad de 50.000 conchas/ha se puede obtener una supervivencia equivalente a 200.000 ostras/ha.

5.4. TÉCNICAS DEL CULTIVO EN GRANJAS CAMARONERAS

Existe una diversidad en los diseños de ingeniería y en las técnicas de manejo en la industria del cultivo del camarón. Sin embargo, a fin de mostrar de una manera práctica la forma del cultivo es necesario esquematizar y simplificar el sistema.

Una granja camaronera típica dispone de cuatro áreas potenciales para desarrollar el cultivo: reservorio, drenajes, precriaderos y piscinas.

5.4.1. Cultivo en Reservorios y Drenajes

Los canales reservorios no son drenados con la misma regularidad que los precriaderos o piscinas por lo tanto en la mayoría de los casos existe una fauna muy variable que ingresa como larvas o juveniles, permanece y crece hasta adultos. Esto podría representar un serio problema si no es posible su control. Una variación del sistema suspendido es una alternativa para el cultivo. Cuelgas son extendidas de un lado al otro del reservorio de las cuales se puede suspender los sistemas ya sean linternas, bandejas o almohadas hechas de malla de plástico extruído (Fig. 8).

Las bandejas deberán estar cubiertas con malla para evitar que jaibas se introduzcan y consuman las ostras. El riesgo de depredación con animales pequeños, menores de 3 cm, es muy elevado por lo tanto deberá ensayarse inicialmente con una pequeña cantidad de animales (menor a 20.000) a fin de analizar si es conveniente como área para mantenimiento de juveniles.

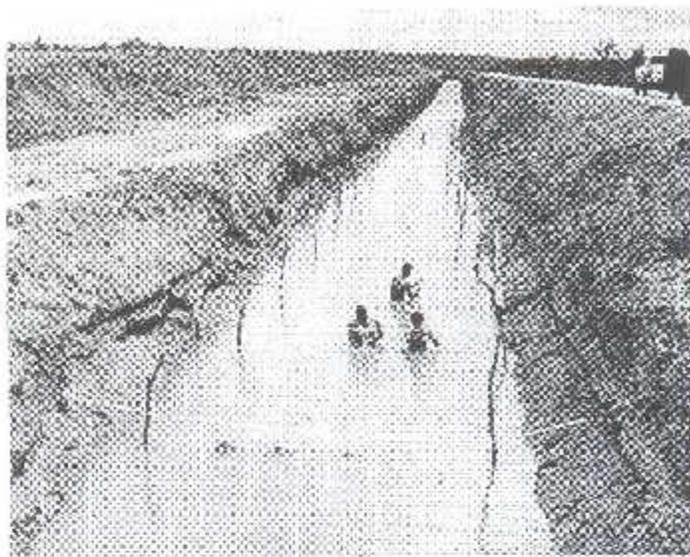


Figura 8. Canal de drenaje

Los canales de drenaje que permanezcan con buenos niveles de agua superiores a los 70 cm brindarían un área útil de trabajo. Todo el exceso de material orgánico podría ser aprovechado por las ostras. Sin embargo, se han observado problemas relacionados con exceso de descarga de material particulado, especialmente en temporada de lluvias donde el acarreo de sedimentos es mayor, lo cual ha provocado elevadas mortalidades (>90%).

5.4.2. Cultivo en piscinas y precriaderos

La topografía del fondo de la piscina por ser regularmente plana ofrece la mejor ubicación de toda la camaronera. Algo muy similar a las piscinas de camarón es utilizado en Francia al final del periodo normal de cultivo de ostras con el propósito de engordar y dar a su carne un color verdoso. Esto se lo consigue colocando las ostras en piscinas de tierra donde se ha inducido el crecimiento en altas concentraciones de fitoplácton, particularmente de la diatomea *Navicula ostrearia* la cual es responsable de la tinción verde de las ostras. Por otro lado, Jakob *et al* (1993) realizaron una experiencia de cultivo de *C. virginica* en bandejas utilizando agua de piscinas de

camarón, indicando que el agua provee todos los requerimientos necesarios para un muy rápido crecimiento de la ostra americana desde semilla de 0.05 g. hasta adultos de 38 g.

5.4.3. Construcción del sistema

El método mas popular para los cultivos en estuario es aplicable para piscinas de camarón y consiste fundamentalmente en una estructura de soporte o "mesa" la cual puede ser construida de caña guadua o madera (Fig. 9) sobre la cual se colocan almohadas hechas con mallas de plástico extruído o bandejas con marco de madera, plástico y malla en la base.

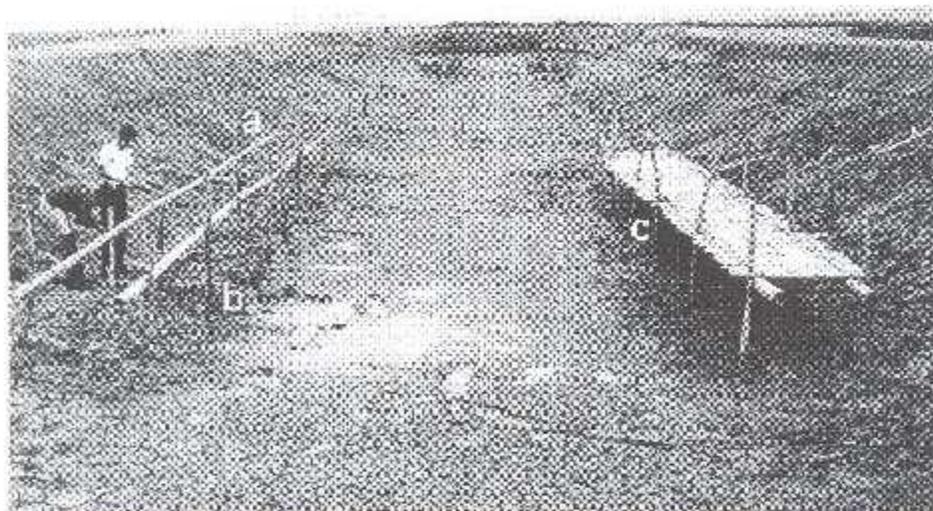


Figura 9. Materiales principales del sistema de soporte

- a: largueros de caña guadua
- b: estacas de madera o mangle
- c: entablado de caña

Las dimensiones de las estructuras de soporte y de las almohadas y/o bandejas dependen de las facilidades de manejo y de la capacidad estimada. El sistema probado por el CENAIM consistió en estacas de madera colocadas cada 2.5 m y dos largueros

(cañas) a 80 cm de distancia entre ellos y a 30 o 50 cm sobre el fondo para permitir la circulación libre de agua. El inconveniente con este sistema, era que las almohadas formaban un seno en el centro de la misma acumulándose las ostras. Se ensayó utilizando caña picada para darle mejor soporte a las bandejas y almohadas sin embargo, se observó que las mallas acumulaban mucho sedimento. Se recomienda utilizar una tercera hilera de caña en el centro para evitar estos problemas. La longitud y diámetro de las cañas en el mercado local varía de 5 a 6 m y 7 a 15 cm respectivamente. En una estructura de 5 m se pueden colocar entre 8 y 9 almohadas dejando 10 cm de espacio entre las almohadas. (Fig. 10).

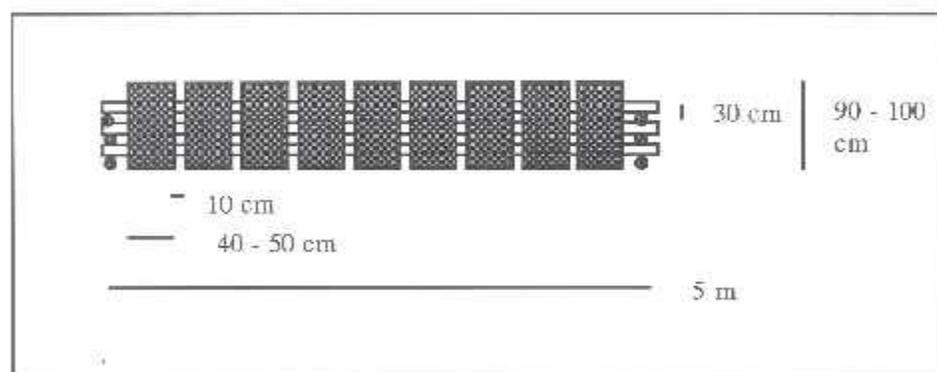


Figura 10. Dimensiones del sistema

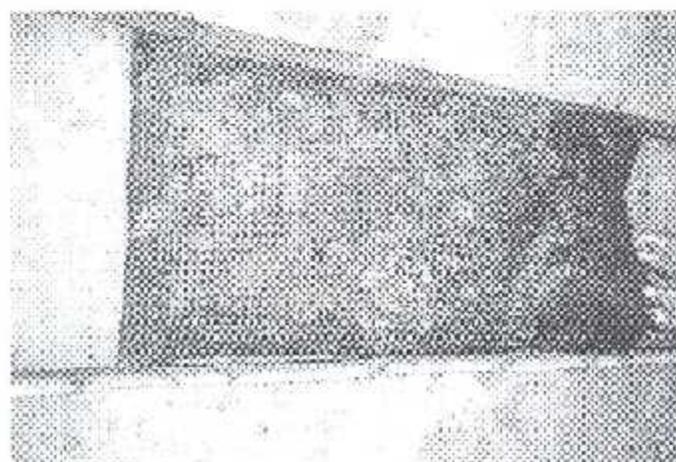


Figura 11. Almohada de cultivo

Se procurará que las almohadas y bandejas se puedan manipular con agilidad, no deben ser pesadas, el material deberá soportar estar sumergido por periodos prolongados (mayores a 4 meses) y ser reutilizable. Para la construcción de las almohadas la malla es cortada en trozos de 1 x 1.25 cm, doblada a la mitad y cosida con hilo de polipropileno formando una estructura a manera de bolso o funda. En los bordes laterales se amarran tiras de madera o caña que sirven de soportes (Fig. 11). Por su parte, las bandejas son construidas con tiras de chanul con dimensiones de 60 x 100 x 8 cm y una malla en el fondo sujeta con tirillas de madera de 2 cm de ancho (Fig. 12). En ambas situaciones, el ojo de la malla variará conforme crezcan las ostras (ver capítulo de desdobles)

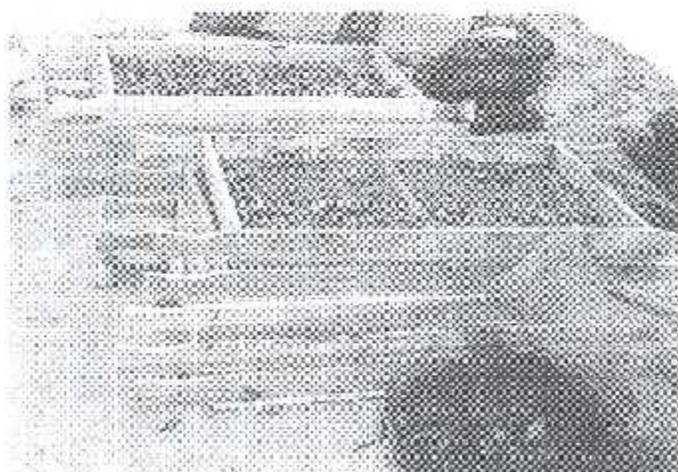


Figura 12. Bandeja de cultivo

Es preferible no utilizar objetos metálicos como clavos, alambres, etc., a menos que sean indispensables.

Como es lógico suponer, la construcción de la almohada es mucho mas sencilla y de menor costo que las bandeja. La principal ventaja de esta última es una menor acumulación de sedimentos y mayor utilidad del área disponible.

5.4.4. Distribución de sistemas

Los sistemas deberán estar dispuestos en la mayor área posible de la piscina pero siempre evitando áreas de baja profundidad (menores a 70 cm). La distribución deberá facilitar las labores de limpieza, cambio de malla, cosecha de las ostras, etc. Así mismo en el caso de policultivo no deberá entorpecer las labores de siembra, muestreos y cosecha de los camarones. Se pueden construir áreas o bloques de cultivo como muestra la figura 13.

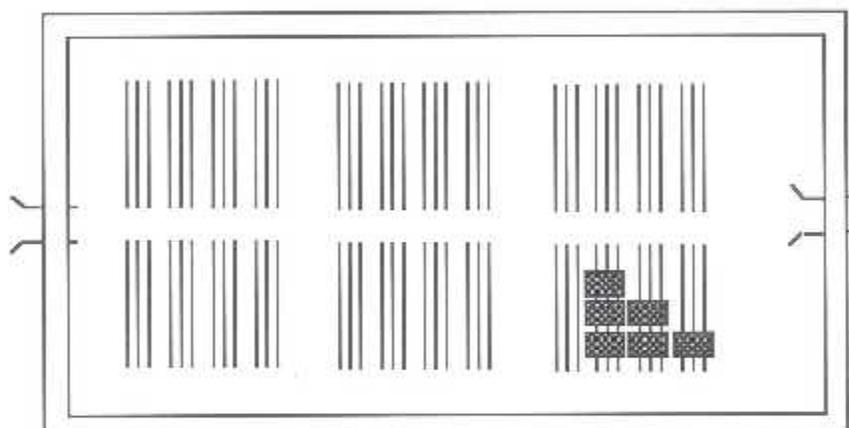


Figura 13. Distribución de sistemas en la piscina

5.4.5. Preparación de piscinas

Los criterios para labores propias del cultivo de camarón como desinfección, secado y preparación de precriaderos y piscinas son los mismos. Deben ser drenados completamente y el suelo expuesto al aire por un período de 10 a 30 días para la oxidación de compuestos orgánicos. Se debe eliminar la utilización de molusquicidas y minimizar otros compuestos químicos para la eliminación de depredadores tales como rotenona que pueden ser tóxicos y/o acumulativos en las ostras.

Antes de la siembra las piscinas deben ser fertilizadas y tener buenos niveles de fitoplácton (próximos a las 100000 cel/ml).

5.4.6. Siembra de camarón

Las densidades de siembra de camarón en piscinas experimentales de policultivo de 0.1 ha han sido de 5 postlarvas/m² en siembra directa (Osorio, *et al.* 1993).

Los cultivos comerciales han utilizado densidades de hasta 30 camarones/m² en piscinas de 2.5 y 4.5 ha (Sonnenholzner, comunicación personal).

5.4.7. Siembra de juveniles de ostras

En trabajos experimentales la semilla de ostra adquirida fue colocada en linternas hechas de malla japonesa denominados pearl nets (fig. 14) . Previamente se construyó un tendido de mangle y cabos de donde se suspendieron estos sistemas. Los pearl nets proporcionan un ambiente seguro para la semilla y son de fácil control y limpieza, sin embargo, solo son útiles hasta que la semilla alcance los 3 cm de altura de concha, posteriormente son inapropiados por su poca área útil (aprox. 0.1 m²).

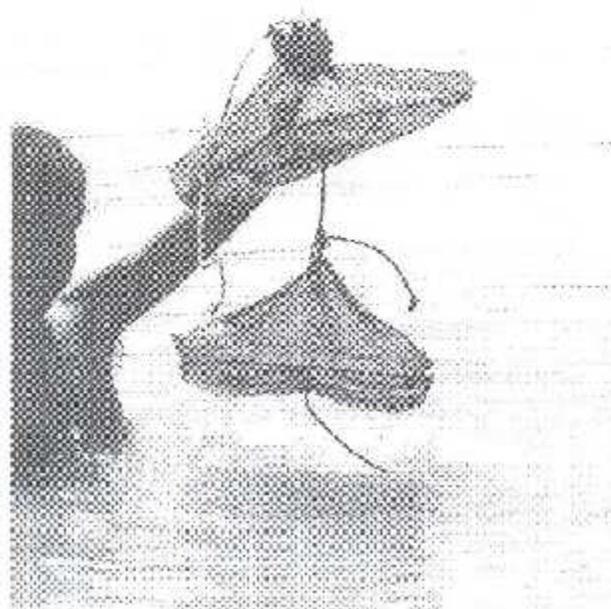


Figura 14. Pearl nets

Cangrejos o jaibas pueden considerar un verdadero "banquete" a la semilla por lo tanto se recomienda no utilizar bandejas a menos que estas sean cubiertas con malla.

Las densidad inicial en el sistema experimental fue de 300.000/ha (Osorio, *et al.* 1993), sin embargo se recomienda densidades no mayores 200.000/ha a fin de que el suministro de alimento no sea un limitante.

Con respecto a la densidad por sistema inicialmente puede ser de hasta 5.000 semillas/m². Es de mencionar que conforme se incrementa las densidades por sistema, la continuidad de la limpieza y labor es mayor y por lo tanto se incurrirá en mayores gastos de operación.

5.4.8. Manejo de la piscina en progreso

5.4.8.1. Monitoreo de Parámetros Hidrológicos

El control general de la piscina en cultivo no cambia significativamente con respecto al utilizado en la rutina del cultivo de camarón. La rutina diaria de control de parámetros (temperatura, oxígeno, turbidez y salinidad), limpieza de mallas de compuertas o tubos de entrada y salida, chequeo de renovación de agua guardan las mismas consideraciones siempre y cuando se tenga presente que, al incrementar la biomasa de organismos en el estanque se incrementa también el consumo de oxígeno, de alimento natural y la producción de metabolitos.

Los parámetros de calidad de agua deben ser monitoreados con la frecuencia que garanticen su control (Tabla 7)

Tabla 7: Control de parámetros

PARÁMETROS	FRECUENCIA		
Oxígeno	Diario	AM	- PM
Temperatura	Diario	AM	- PM
Salinidad	Diario	AM	- PM
pH		Semanal	
Turbidez		Diario	
Amonia		Mensual	
Nitritos-Nitratos		Mensual	
Alcalinidad		Mensual	

5.4.8.2. Monitoreo del Crecimiento y Supervivencia

5.4.8.2.1. Muestras

Es realizado semanal (tabla 8) o bimensual y al igual que el muestreo de camarón busca varios propósitos:

- a.- Estimar el crecimiento y la supervivencia de la población.
- b.- Tener un contacto directo con los organismos a fin de detectar anomalías en el cultivo.
- c.- Coordinar el trabajo de raleo o desdoble y cosecha.

Un mínimo de 100 ostras por piscina deberán medirse y pesarse. El registro morfométrico para evaluaciones de crecimiento generalmente incluye altura, longitud y ancho de la concha (en centímetros o milímetros) y puede ser realizado con vernier o una regla. Para fines prácticos se sugiere solamente medir la altura de la concha utilizando una simple regla.

Previo a la determinación del peso, los animales deben ser limpiados de cualquier organismo adherido a la concha. Ostras menores a los 5 g pueden pesarse en grupo y obtener el peso promedio. Posterior a este peso es conveniente pesar individualmente los animales y a partir de los 40 g de peso total es conveniente incluir otro parámetro que es el **factor de condición (FC)**.

Tabla 8: Hoja de control de ostras

Piscina #:-----

Semana	Número de almohadas	Número ostras/almo- hada	% Superv.	LC (cm)	W (g)	FC	% Parásitos
1							
2							
3							

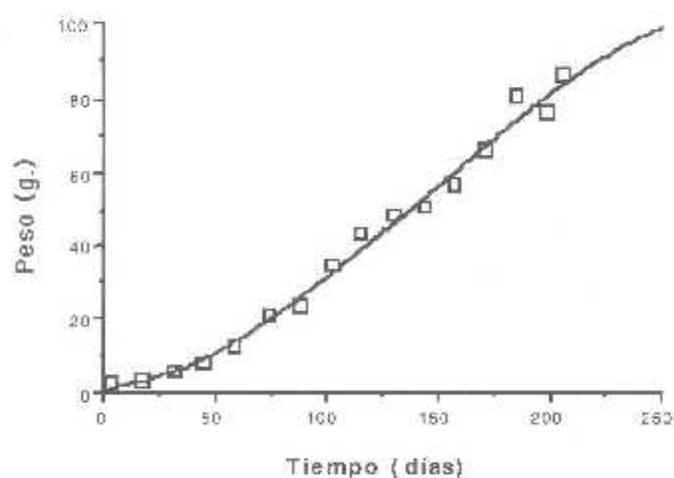


Figura 15 Curva de crecimiento de *Crassostrea gigas* en policultivo experimental con camarón (1er cultivo)

La información deberá evaluarse (Fig. 15) para identificar los posibles problemas y planificar la fecha de cosecha.

5.4.8.2.2. Factor de condición

La ostra de buena calidad no es solamente la que tiene buena forma y tamaño, debe también tener una buena cantidad de tejido o carne. Las ostras pueden incrementar su tejido ya sea por acumulación del material de reserva (glicógeno) o por incremento de sus gónadas (Fig. 16). Ambas situaciones no son aisladas, más bien, son consecutivas. El organismo utiliza ese material de reserva energética para que las células sexuales proliferen hasta que alcance la fase de desove posterior a la cual la ostra se muestra flácida, transparente y con su mínimo peso. La ostra volverá a acumular reservas para el siguiente ciclo de desarrollo gonádico y así sucesivamente.

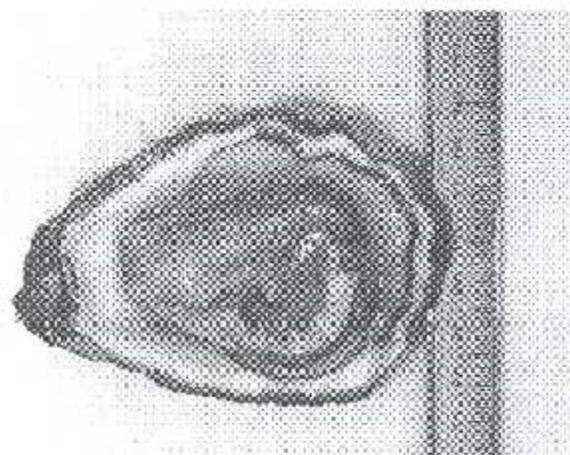


Figura 16. Ostra con alto contenido de glicógeno

El factor de condición (FC) es entonces, una medida del grado de contenido de tejido y puede ser estimado mediante análisis químicos en donde se determina el contenido de glicógeno presente en el animal o mediante comparaciones entre el volumen o peso del cuerpo con el volumen interno de la concha. Las fórmulas para el cálculo del factor de condición son las siguientes:

$$F.C. = \frac{\text{Volumen del cuerpo (ml)}}{\text{Volumen de la cavidad de la concha (ml)}} \times 100$$

$$F.C. = \frac{\text{Peso seco del tejido (g)}}{\text{Volumen de la cavidad de la concha (ml)}} \times 100$$

Volumen del cuerpo: Medido por desplazamiento del agua en un cilindro graduado.

Volumen de la cavidad de la concha: Medido como la diferencia entre el volumen del agua desplazado de la concha entera (valvas cerradas) y las valvas abiertas (valvas abiertas sin tejido)

Peso seco del tejido: Tejido colocado en estufa a 80°C durante 24 horas o hasta mantener un peso constante.

La clasificación de los niveles del factor de condición de las ostras, puede ser evaluado usando los siguientes criterios:

Si el factor de condición es igual a 100%, las ostras son consideradas de excelente calidad. Si este factor está entre 80% y 100%, son ostras de buena calidad. Las ostras con un factor entre 60% y 80% son de regular calidad. Y las que esten por debajo del 60%, se consideran pobres o flácidas (Quayle, Newkirk., 1989).

Un estimado de la condición de las ostras también puede obtenerse por la relación peso de tejido vs el peso total y expresado finalmente en porcentaje. Los trabajos realizados en CENAIM muestran diferencias en esta relación la cual puede estar asociada no solo a aspectos reproductivos, sino también a condiciones de estrés (anexo 4 fig 32). Cualquiera que sea el método utilizado, la referencia es muy importante y deberá registrarse al menos durante un año para conocer las fechas mas adecuadas para la cosecha.

5.4.8.3 Desdobles

Se entiende por desdoble o raleo el proceso mediante el cual se reduce la cantidad de los animales dentro de los sistemas, a la vez que se cambia por mallas con pasante mayor. Obviamente se trata de darle a los organismos mayor espacio para crecer y mejorar la circulación del agua dentro del sistema. Durante las primeras semanas de cultivo el crecimiento de las ostras será similar y muy acelerado, pero conforme avance el cultivo se observará diferencia entre las tallas como producto de la mezcla de larvas de varios reproductores, exceso de antibióticos en el cultivo larval, etc. Esto hace que sea necesario separarlas por tallas y descartar ostras con bajo crecimiento o con signos de enanismo.

El desdoble nos permite conocer también la supervivencia y el crecimiento real de la población.

Este proceso involucra mucha labor manual, y su periodicidad dependerá principalmente de las densidades por sistema y de la limpieza.

Tabla 9. Consideraciones para el raleo

Altura de Concha (mm)	Peso (g.)	Densidad/ha aprox.	Dens.máxima/ almohada (0.5 m ²)	Ojo de malla (mm)	Tiempo de cultivo aprox. (días)
3-5			5000	1.5-2	Mantenimiento de semilla
5-7			5000	2-3	Mantenimiento de semilla
7-10		200000	2000	4	0 Inicio
30-40	10	175000	500-1000	8	50
60	40	175000	250-500	10	100
80	55	150000	200	20	150
100	80-90	150000	100	20	200 cosecha

De no realizarse a su debido momento, las ostras que se encuentran en la superficie crecerán adheridas a la malla y las internas crecerán lentamente, acumularán sedimentos y morirán asfixiadas .

La tabla 9 muestra las relaciones entre las densidades, ojo de malla utilizada y el tiempo esperado.

5.4.8.4. Limpieza

Uno de los factores mas importantes para el éxito del cultivo es la limpieza. El cultivo puede fracasar si no se dispone de una apropiada rutina de limpieza cuya regularidad depende de la cantidad de sólidos en suspensión , de la cantidad de organismos adheridos a las mallas que obstruyen el paso de agua y del tiempo transcurrido desde el último cambio de mallas. Es conveniente realizar la limpieza al menos cada 15 días. Cuando los sistemas presentan exceso de adherencias (Fig. 17), es preferible cambiar por otros limpios y los sucios dejarlos secar al sol. Una vez bien secos, son lavados con agua a presión (Fig. 18)

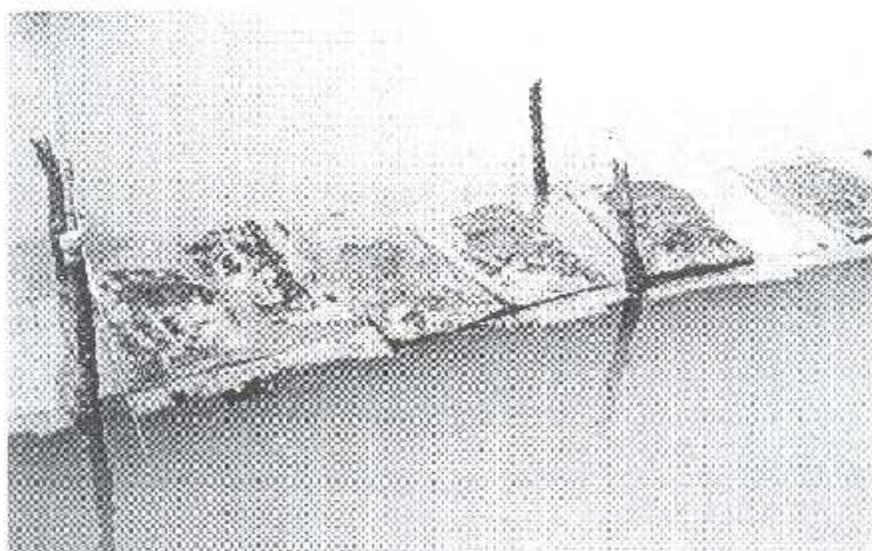


Figura 17. Exceso de sedimento sobre los sistemas



Figura 18. Faena de limpieza

5.4.9. Cosecha y transporte

En la actualidad, se realizan cosechas parciales, dependiendo de la demanda y de las preferencias de tamaño por parte del consumidor. A partir de los 150 días se pueda empezar a cosechar las ostras mas grandes lo que a su vez nos permite contar con mayor espacio para las restantes.

La supervivencia normal de las ostras a los 200 días será superior al 75%, siempre y cuando se realice la adecuada limpieza y se trabajen dentro de los parámetros antes mencionados.

Los camarones del primer policultivo experimental en la camaronera Fuentes tuvieron supervivencia de 76% alcanzando 15 g de peso promedio en 190 días (Osorio *et al.*, 1993).

Debe tomarse muy en cuenta los periodos de cultivo y fechas de cosecha del camarón ya que esto implica el vaciado y secado de la piscina (generalmente dos semanas) para el siguiente ciclo (Fig. 19). Es necesario, tener una piscina alterna para pasar las ostras mientras dure el secado.

El transporte de las ostras a los mercados de consumo debe realizarse en frío. Temperaturas entre 5 y 10 °C mantienen bajo el metabolismo de las ostras; reduce la proliferación bacteriana y se mantendrán vivas hasta 7 días (Ferreira, 1993).



Figura 19. Cosecha de ostras posterior a la del camarón

Las principales presentaciones para el mercado son: Viva en su concha, congeladas enteras o media concha, carne de ostra (en galones), apanada, ahumada. Su precio varía de acuerdo al tamaño de los animales y a la presentación del producto (tabla 10).

Tabla 10. Precios de venta de ostras de la Pacific Oyster Company (1997)

Presentación	Precio
Ostras en concha	
Docena	\$5
1/2 bushel (4-5 doc)	\$16
Full bushel (8-10 doc)	\$29
Ostras sin concha (medium)	
8 onzas.	\$2.5
10 onzas.	\$2.75
16 onzas.	\$5
1/2 galón	\$18
Ahumadas	
Docena	\$10

5.4.10. Requerimientos de personal

El cultivar ostras en policultivo con camarón involucra una nueva actividad que demanda mucha mano de obra y por ende mas personal involucrado especialmente para las labores de limpieza, raleo y cosecha. Se estima un promedio de 1 persona fija (durante todo el cultivo) y 3 eventuales (2 días por mes) por cada 100.000 ostras.

5.5. DEPURACIÓN

Las ostras son consumidas generalmente en su concha es decir frescas. El hecho que sean organismos filtradores hace de ellas un posible vector para el ingreso de bacterias patógenas a los humanos. Los niveles de coliformes en el agua son considerados como patrón para establecer áreas permitidas para cultivo de moluscos (tabla 11).

Tabla 11. Reglamento sanitario de la "Federal Security Agency" de los Estados Unidos para el uso de aguas para el cultivo y extracción de ostras (Akaboshi, 1976).

Consideración	Coliformes fecales *N.M.P./100 ml de agua
Permitida	< 70
Limitada (obligatorio la depuración)	70 - 700
Prohibida	> 700

* El Número Mas Probable (N.M.P.) es considerado como aquel número de organismos por unidad de volumen que de acuerdo con la teoría estadística tendría mayor probabilidad de representar al verdadero.

Además, el número de bacterias totales no debe exceder a las 50.000 bacterias o colonias por gramo de carne. Así mismo, para valores de N.M.P. de coliformes superiores a 230/100 g. de carne de ostra es obligatorio el tratamiento de depuración (Akaboshi *et al.*, 1976).

El propósito del proceso de depuración es eliminar principalmente bacterias patógenas acumuladas en el tracto digestivo del animal. Los tratamientos comúnmente empleados son los siguientes:

Natural: Las ostras son transferidas a sitios con aguas claras, libres de patógenos. También, suele utilizarse estanques de cemento de 100 ton donde son colocadas las ostras y el agua es recambiada continuamente. Así se asegura una mayor filtración de agua limpia. Dependiendo del grado de contaminación, el tiempo del tratamiento varía desde un día hasta dos semanas.

Artificial: Cloro: Puede adicionarse cloro al agua de mar en concentraciones de 3 ppm. La desventaja de este método es la decoloración de la concha y el cambio de sabor a consecuencia del cloro.

- Luz ultravioleta: Lámparas UV inmersas o fuera del agua son utilizadas para optimizar la depuración (Fig. 20).

- Ozono: El gas ozono liberado en el agua elimina las bacterias existentes y al igual que la luz UV, optimiza la depuración, sin embargo el sistema requiere mayor mantenimiento de los equipos.

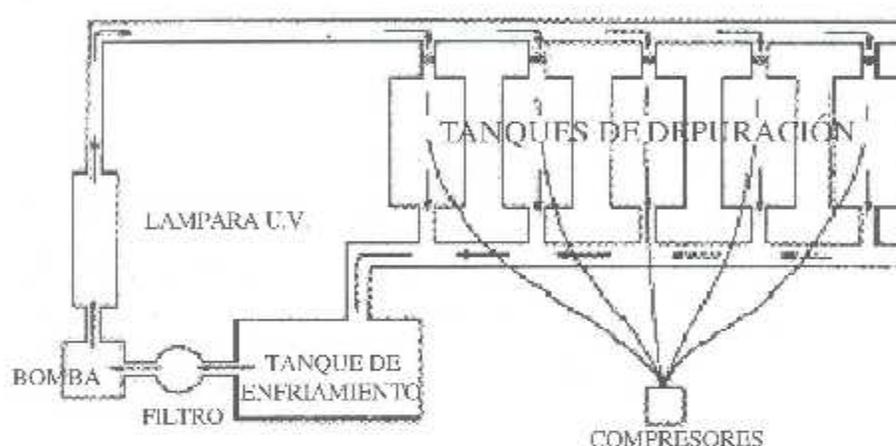


Figura 20. Planta de depuración (Fletcher *et al.*, 1990)

5.6. PROBLEMAS PRESENTES EN LOS CULTIVOS

5.6.1. Depredadores

Las ostras cultivadas en áreas naturales pueden ser depredadas por varias especies de animales (Fig. 21). El cultivo en piscinas reduce este problema a ciertos organismos como gusanos planos, caracoles perforadores y especialmente cangrejos y jaibas. Periodos de secado al aire y cambio de la piscina de cultivo pueden solucionar rápidamente estos problemas. Trampas para capturar jaibas también pueden ser utilizadas.

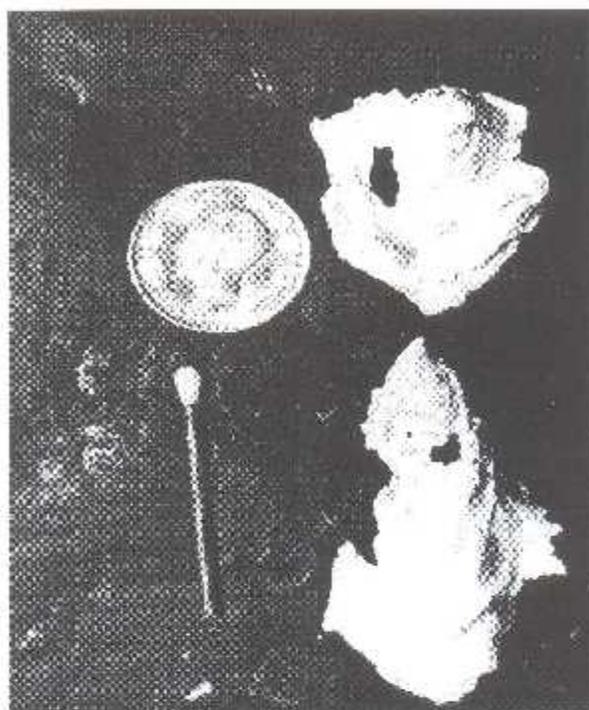


Figura 21. Semilla depredadas

5.6.2. Parásitos

5.6.2.1. Polydora

Los principales parásitos que afectan a las ostras son los poliquetos los cuales crecen entre los estratos de crecimiento de la concha formando en algunas especies estructuras calcáreas externas y en otras perforaciones en la concha. *Polydora* sp (Fig. 22) es posiblemente el principal parásito presente en nuestro medio. Es un poliqueto anélido de la familia *Spionidae* que habita en lugares ricos en materia orgánica, bacterias y fitoplancton. Penetra la concha de la ostra por medio de procedimientos mecánicos y químicos formando un repliegue o perforación en forma de "U" en cuya base se acumula sustancias fétidas, ricas en sulfuro de hidrógeno.

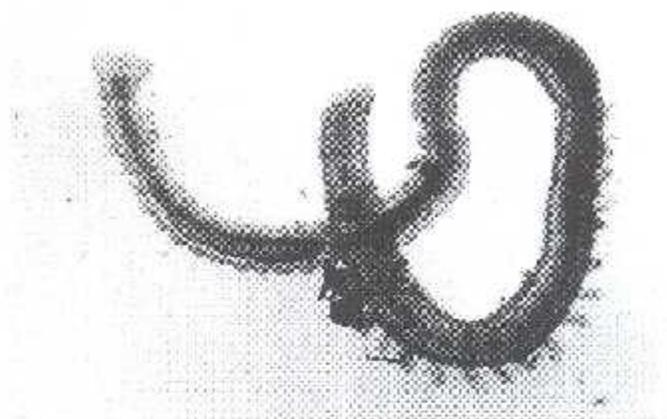


Figura 22. Poliqueto *Polydora sp.*

Si la *Polydora sp* alcanza el espacio interior de las valvas se forman "cámaras" que acumulan gran cantidad de sedimentos y materia orgánica. Ostras infestadas (con muchas cámaras) presentan bajo factor de condición debido al gasto de energía, pudiendo presentarse inclusive mortalidades significativas. Si las cámaras se presentan sobre el músculo abductor, puede desprenderse y causar la muerte de las ostras. El efecto perjudicial de este organismo va mas allá de la muerte de una parte del lote de las ostras. En Francia, se han clasificado 5 clases de niveles de cámaras (Catherine, 1990) las cuales se describen a continuación:

Clase 0 : No galerías ni cámaras visibles

Clase 1 : Galerías de polydora visibles pero no cámaras

Clase 2 : Algunas cámaras visibles

Clase 3 : Galerías y cámaras numerosas en el interior de las valvas

Clase 4 : Completo daño en el interior de las valvas

Si la presencia de animales de la clase 3 y 4 excede del 20% del lote, este es considerado "no apto para la venta" (Fig. 23 a y b)

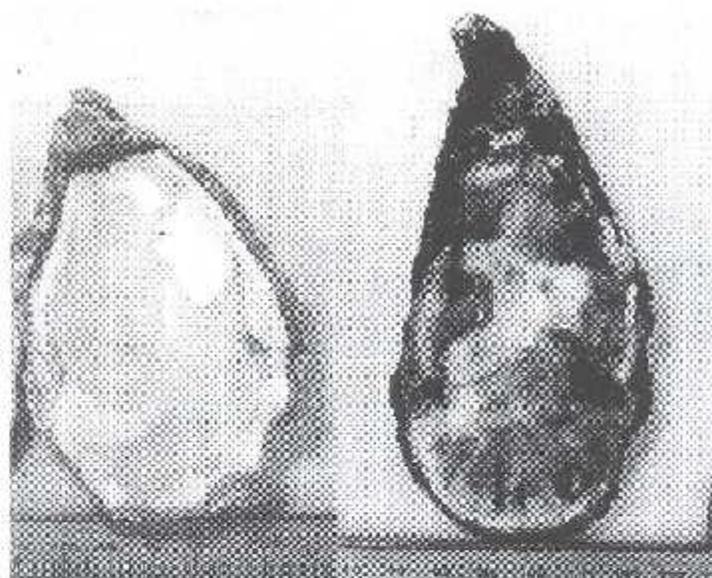


Figura 23. (a) Ostra sana y (b) Ostra con *Polydora* sp. en clase 4

5.6.2.1.1. Tratamientos

Si la infestación es leve, pueden ser suficientes el secado por exposiciones al aire y baños con agua dulce de 3 a 4 horas. Sin embargo, en los trabajos realizados en Francia mejores resultados han sido obtenidos con el siguiente tratamiento

- Preparar una salmuera diluyendo 300 a 360 g de sal por litro de agua
- Sumergir las ostras por 1 a 2 minutos
- Dejar secar las ostras por 24 horas a fin de que la sal penetre en las galerías

Las ostras tolerarán fácilmente 24 horas expuestas al aire siempre que estén limpias de lodo, robustas y especialmente que la temperatura ambiente no sea mayor a 26 °C.

Los trabajos realizados en CENAIM dan cuenta de ciertas recomendaciones a fin de garantizar el efecto del tratamiento:

- a: Las ostras deben estar lo mas limpias posible antes de la inmersión.
- b: El secado debe hacerse en un lugar fresco sin exposición directa al sol para evitar altas temperaturas y así reducir la mortalidad.
- c: Es conveniente realizar el tratamiento a un grupo pequeño de ostras (aprox 1000) a fin de conocer si están lo suficientemente fuertes para soportar el estrés producto del tratamiento.
- d: Bajo estas condiciones la mortalidad ha esperarse debe ser inferior al 10% (anexo 5,fig 33).

Es importante también indicar, que el problema puede extenderse si organismos infestados son transferidos de una piscina o camaronera a otra. Por lo tanto antes de realizar alguna transferencia de ostras con *polydora* es necesario realizar el tratamiento a fin de no contaminar todo el sistema.

5.6.2.2 Gregarinas

Varios trabajos relacionan la presencia de moluscos bivalvos con la infecciones en camarón provocadas por *Gregarinas cefalinas* (Conroy & Conroy, 1990). En estos casos se asume que los hospederos intermediarios son los moluscos. Sin embargo, en los trabajos de policultivo realizados por el CENAIM no pudo correlacionarse ambos factores pues la aparición de gregarinas coincidía en piscinas con o sin ostras.

5.6.3. Factores ambientales adversos

Crecimiento lento, tejido escaso y acuoso, pobre desarrollo de gónadas, recesión del manto, crecimiento anormal de la concha, debilidad del músculo abductor, entre otros, son síntomas no específicos que indican enfermedades en las ostras ya sea de naturaleza infecciosa, producto de un medio inadecuado o en la mayoría de los casos una combinación de ambos. Aunque *Crassostrea gigas* es una de las especies de ostra con mayor resistencia a enfermedades no se descarta la posibilidad de que puedan presentarse sobre todo en condiciones del medio adversas. Técnicas histológicas y en algunos casos de microscopía electrónica son necesarias para la identificación de patógenos.

5.6.3.1 Mortalidad de Verano

En regiones templadas se produce una inesperada mortalidad de ostras la cual coincide con el incremento de temperatura y excesiva productividad primaria. Este problema es conocido como "Summer Mortality" y cuyas causas hipotéticas son:

a: Un desorden fisiológico del animal en donde las gónadas se desarrollan con mucha rapidez con un gasto energético tan elevado que ocasiona la muerte de los animales

b: Alguna bacteria patógena (Beattie, *et al.* 1988).

Un problema de similares características se presentó en los experimentos realizados por el CENAIM en los meses de Enero y Febrero, es decir, mortalidades elevadas en donde los organismos adultos fueron los más afectados sin identificar algún problema de tipo infeccioso. Las temperaturas oscilaron entre 29 hasta 32 °C y salinidad de 35 hasta 40 ups.

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Evaluando los resultados obtenidos de los cultivos realizados, podemos concluir que:

El cultivo de ostras - camarón en piscinas es una actividad factible.

Las ostras pueden mantenerse por periodos cortos en los reservorios y los drenajes; por las dificultades que hemos observado no se recomienda para todo el ciclo de cultivo.

Los sistemas colgantes utilizados sirven principalmente para pruebas experimentales o para mantenimiento de juveniles hasta aproximadamente la mitad del periodo de cultivo. Su reducido tamaño hace más laborioso el raleo y la limpieza (aspectos claves en el cultivo). Posterior a este periodo es preferible el uso de bandejas o almohadas.

Debido al rápido crecimiento de las ostras, puede producirse hacinamiento de las mismas en los sistemas si no hay un apropiado programa de raleo.

La limpieza es posiblemente el factor que determinará el éxito o fracaso en el manejo de las ostras. Durante los cultivos realizados fué la principal causa de las altas mortalidades y bajos crecimientos registrados (anexo 2, tabla 12, fig. 27).

Se presentaron dificultades en el cultivo de ostras durante el periodo de altas temperaturas. El crecimiento se reduce, los organismos se muestran débiles, flácidos y altas mortalidades ocurre en ostras principalmente adultas. Debe planearse los cultivos de tal manera que la cosecha se realice cuando la temperatura del agua se encuentre bajo los 27°C. Juveniles de ostras toleran condiciones de altas temperaturas mejor que los adultos. La temperatura podría ser uno de los aspectos principales que afecten la condición de las ostras (factor de condición bajo).

Ciertos gusanos (poliquetos) no identificado su género perforan la madera de las bandejas debilitándola y por el peso finalmente se rompen. Otros género de poliquetos como *Polydora* perforan la concha de la ostra y afectan negativamente su calidad física (presentación del producto) y salud.

El primer reporte de problemas con *Polydora* se presentó en la camaronera El Rey. Se asume que las condiciones de esta zona son propicias para el desarrollo de este anélido.

Con respecto a la reducción del aporte de alimento seco (balanceado) para los camarones cultivados con ostras, al evaluar los primeros 92 días del ciclo (periodo de crecimiento de camarones), se encuentran diferencias en la conversión alimenticia para los camarones cultivados en conjunto con ostras a densidad de 100.000/ha (anexo 3 fig. 30, 31). Al final del cultivo la conversión alimenticia se vuelve similar entre las tres piscinas producto de la paralización del crecimiento de los camarones. Esta paralización del crecimiento se registró en las tres piscinas, una vez que los camarones alcanzaron los 8 g de peso promedio aproximadamente.

Aunque se encuentran inmersas en el texto es necesario recalcar finalmente las siguientes recomendaciones:

En el lugar donde se pretenda realizar el cultivo de ostras ya sea como cultivo único o como cultivo integrado, se deberán realizar pruebas tanto en la estación seca como en la lluviosa para conocer exactamente el comportamiento de las ostras.

Evitar el hacinamiento de los animales en los sistemas. Debido al rápido incremento de peso y talla de los animales, es apropiado trabajar con densidades en los sistemas de cultivo que salven la necesidad de raleos continuos.

La limpieza de los sistemas y de los animales es importante, hay que evitar que el sedimento y las heces se acumulen dentro y sobre los sistemas utilizando un apropiado ojo de malla.

Los poliquetos que afectan negativamente al cultivo de ostras pueden constituir una fuente de alimento para los camarones. Es necesario investigar los factores que eviten su desarrollo y si los camarones ayudarían a su control en el sistema. De estar presentes los poliquetos en el medio es preferible usar el sistema de almohadas.

Aunque los resultados de la reducción de la conversión alimenticia de los camarones en la piscina que tenía mayor cantidad de ostras nos daría una pauta de que la presencia de las ostras contribuyen a reducir la utilización de alimentos, sin afectar el crecimiento de los camarones, es necesario continuar investigando con respecto a este tema a fin de verificar el mecanismo.

Más trabajos de tipo biológico con respecto a la condición del animal en función de las variables ambientales deben ser realizados.

De igual manera se hace necesario ampliar los trabajos para establecer de que manera interactúan las variables físicas, químicas y biológicas especialmente sobre el crecimiento y la supervivencia de las ostras.

Existen aún muchas inquietudes que deberán ser resueltas. Los siguientes pasos de investigación tecnológica estarían enfocados al mejoramiento de los cultivos y a la evaluación y reducción de los costos que involucra el cultivo.

ANEXOS

Anexo 1 : Tablas y Gráficos de los parámetros durante los cultivos

Tabla 12. Parámetros físico-químicos del agua ^f

No. Cultivo	Temperatura (°C)	Salinidad (ups)	OD (mg/l)	pH
1er	25.7±2.3	37±1	7.2±1.7	8.1±0.2
2do (pisc 1)	26.6±2.5	35±3	9.1±2.5	----
2do (pisc 2)	26.6±2.6	35±3	8.7±1.8	----
2do (pisc 3)	26.7±2.7	34±3	8.8±2.1	----
3er	26.9±1.0	31±4	7.8±1.6	----
4to	25.9±1.1	31±2	7.3±1.4	----
5to	26.1±1.4	24±2	8±1.7	----

^fPromedio y desviación estándar durante el periodo de cultivo de ostras

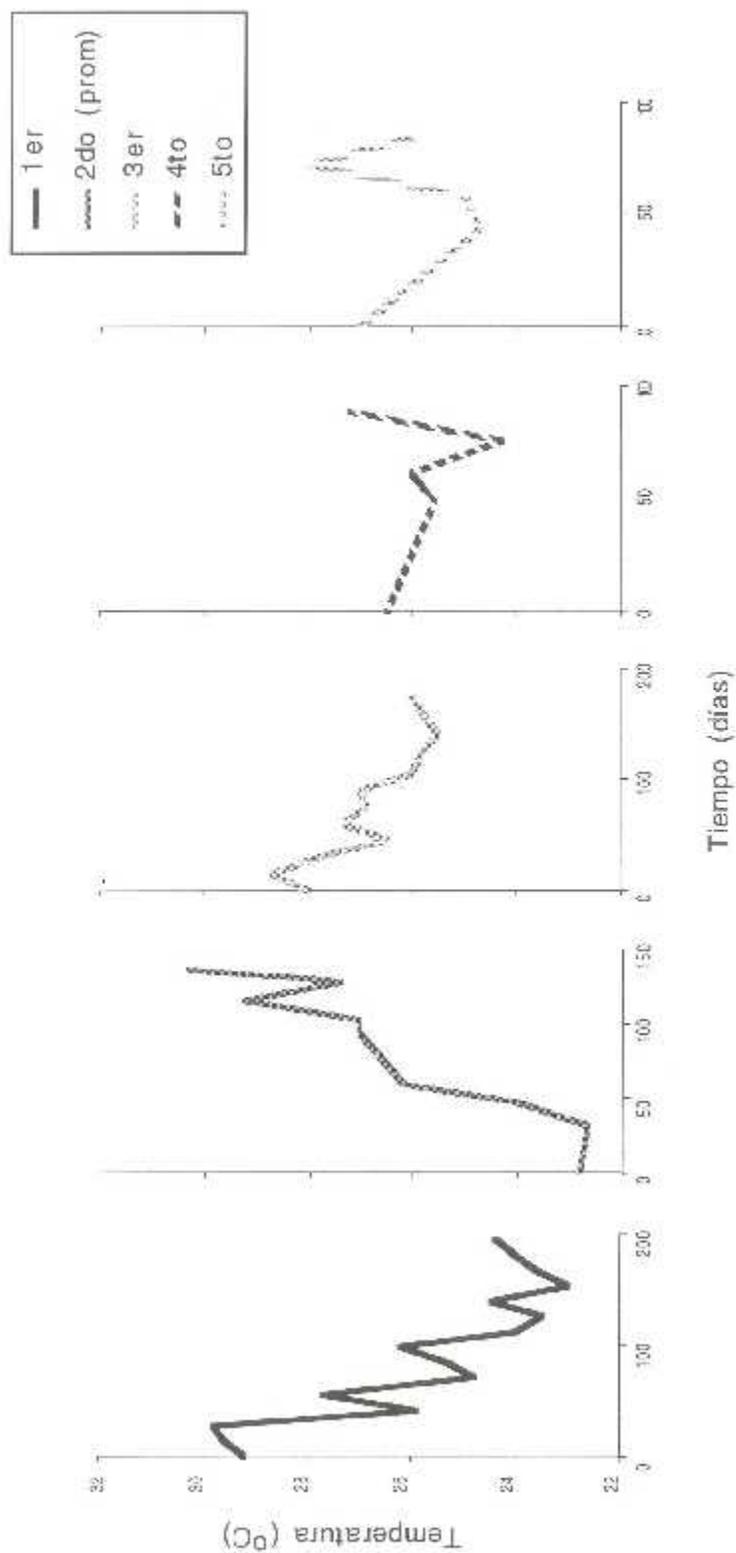


Figura 24. Variación de la temperatura en los cultivos

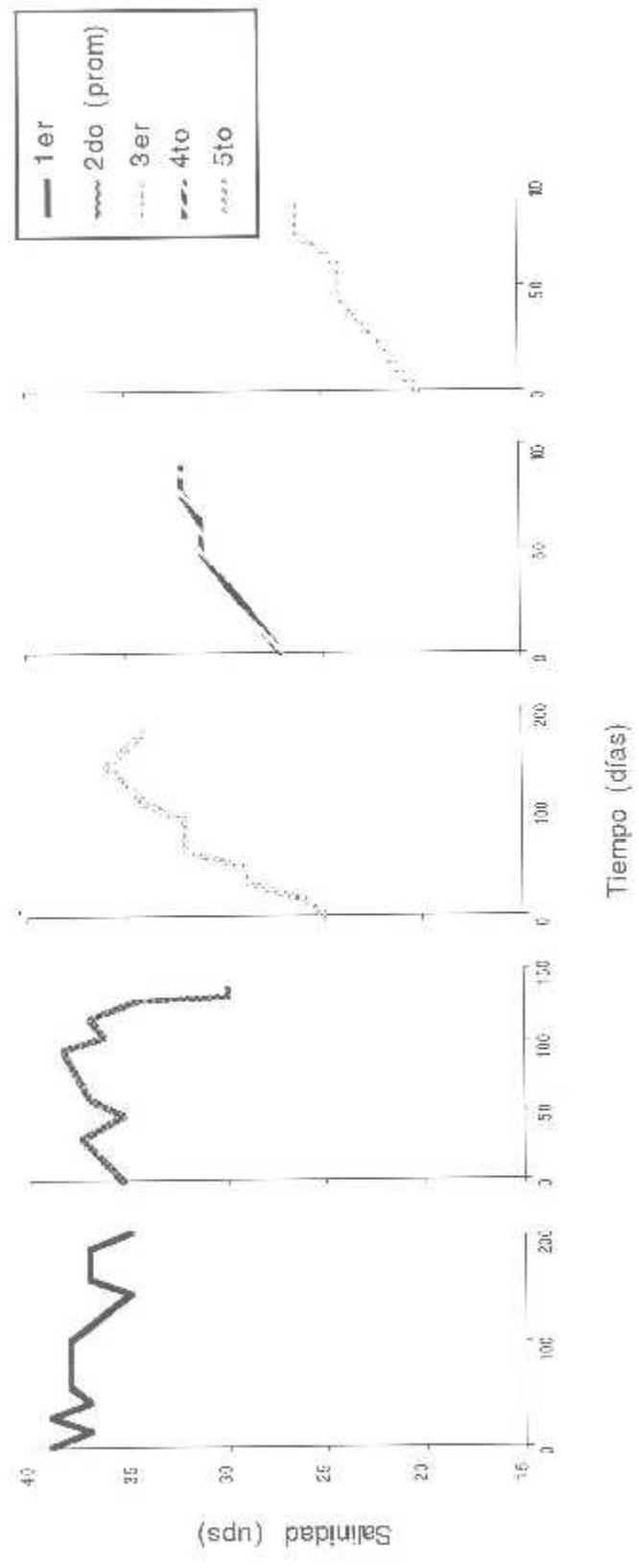


Figura 25 Variación de la salinidad en los cultivos

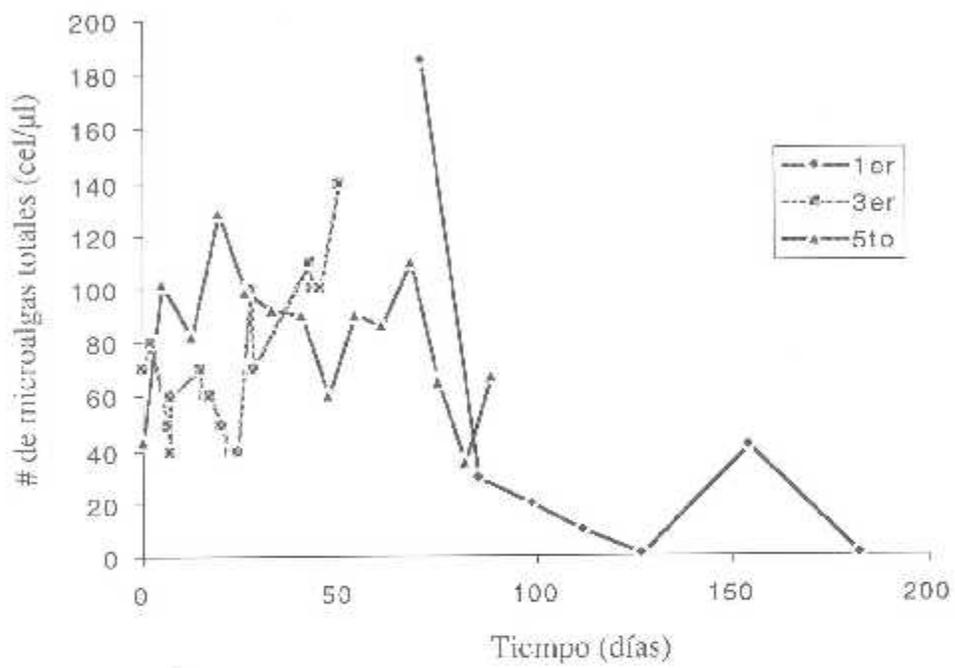


Figura26. Variación en la concentración de microalgas del 1er, 3er y 5to cultivo

Anexo 2 : Tablas y Gráficos de crecimiento y supervivencia de los animales en cultivo

Tabla 13. Resumen de resultados de los cultivos de ostras

Cultivo	Fecha Siembra	Fecha cosecha- último muestreo	Tiempo (días)	LC (mm)	AC (mm)	Peso individuo (g)	Supervivencia (%)
1er	17-abril-91	6-noviembre-91	203	48	83	83.8	86
2do (p2)	6-octubre-92	11-febrero-93	128	40	71	35.7	60
3er	1-16-junio-93	17-noviembre- 93	169	34	58	29.4	0.4
4to	2-julio-93	28-septiembre- 93	88	26	42	6.9	0
5to	21-julio-93	13-octubre-93	84	30	55	18.1	29

^t valor promedio

Tabla 14. Resumen de resultados de los cultivos de camarón

Cultivo	Fecha Siembra	Fecha cosecha	Tiempo (días)	Peso individuo (g)	Supervivencia (%)
1er	11-abril-91	6-noviembre-91	209	15	76 ¹
2do (p1)	18-septiembre-92	30-enero-93	130	8.6	77 ²
2do (p2)	4-septiembre-92	30-enero-93	144	7	77 ²
2do (p3)	4-septiembre-92	30-enero-93	144	8.1	77 ²
3er	19-mayo-93	25 noviembre-93	190	17.7	6.7 ²
4to	***	***	***	***	***
5to	13-julio-93	22-noviembre-93	132	7.8	74

¹ valor promedio

² obtenido en cosecha

*** estimado de las tablas utilizadas en las camaroneras

*** datos no disponibles

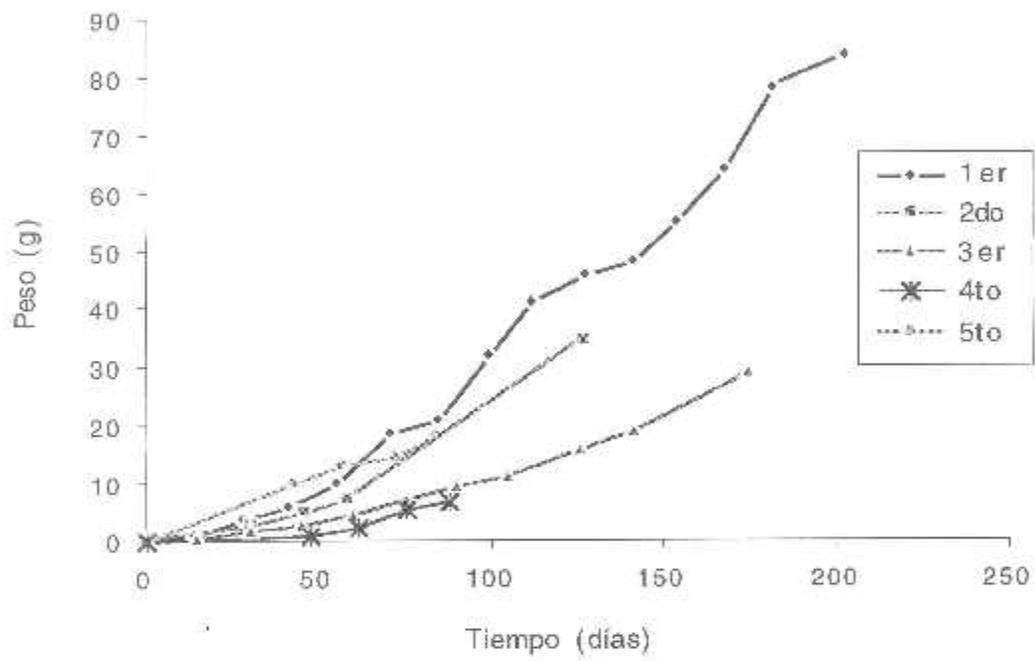


Figura 27. Crecimiento de ostras en los cultivos

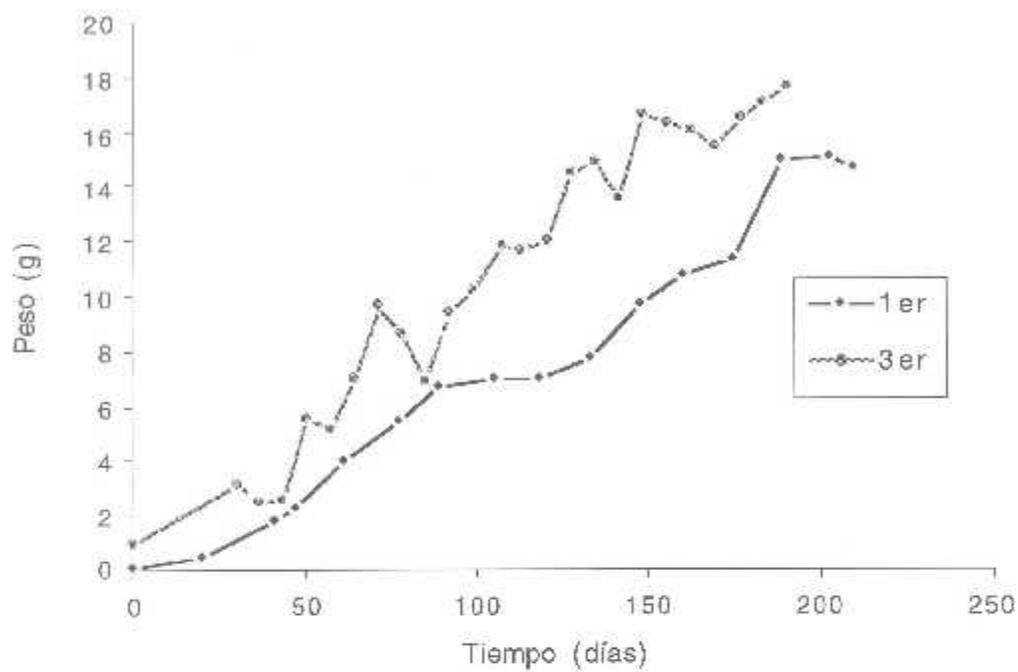


Figura 28. Crecimiento de camarones en el primer y tercer cultivo

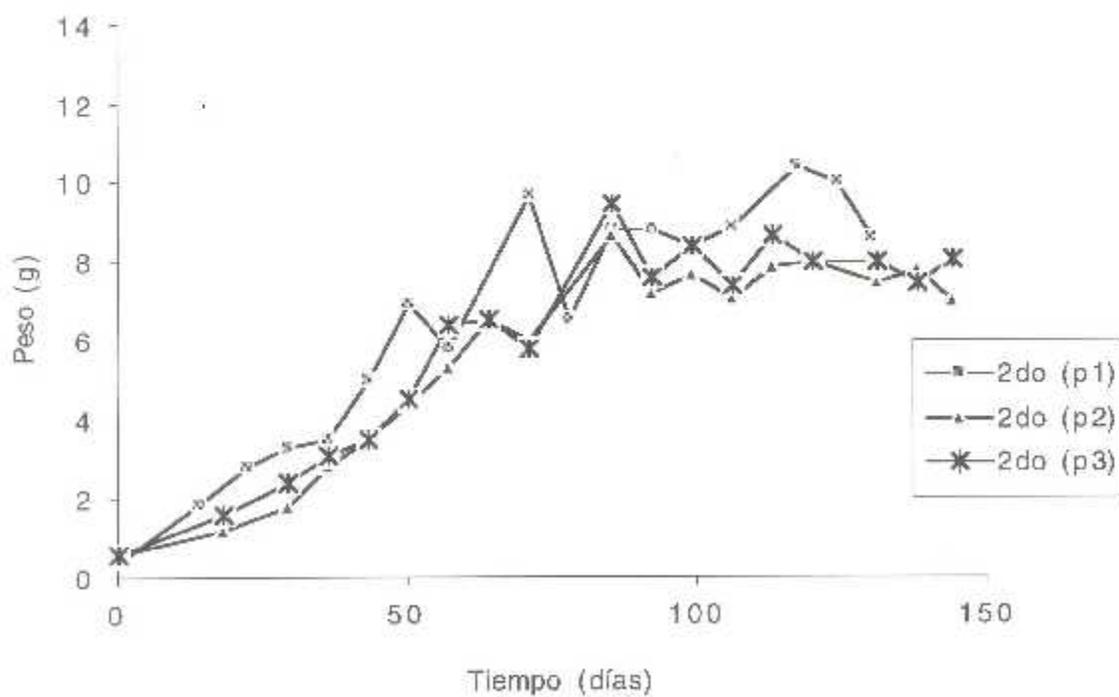


Figura 29. Crecimiento de camarones en el 2do cultivo

Anexo 3: Resultados del efecto del cultivo de ostras sobre la conversión alimenticia de los camarones

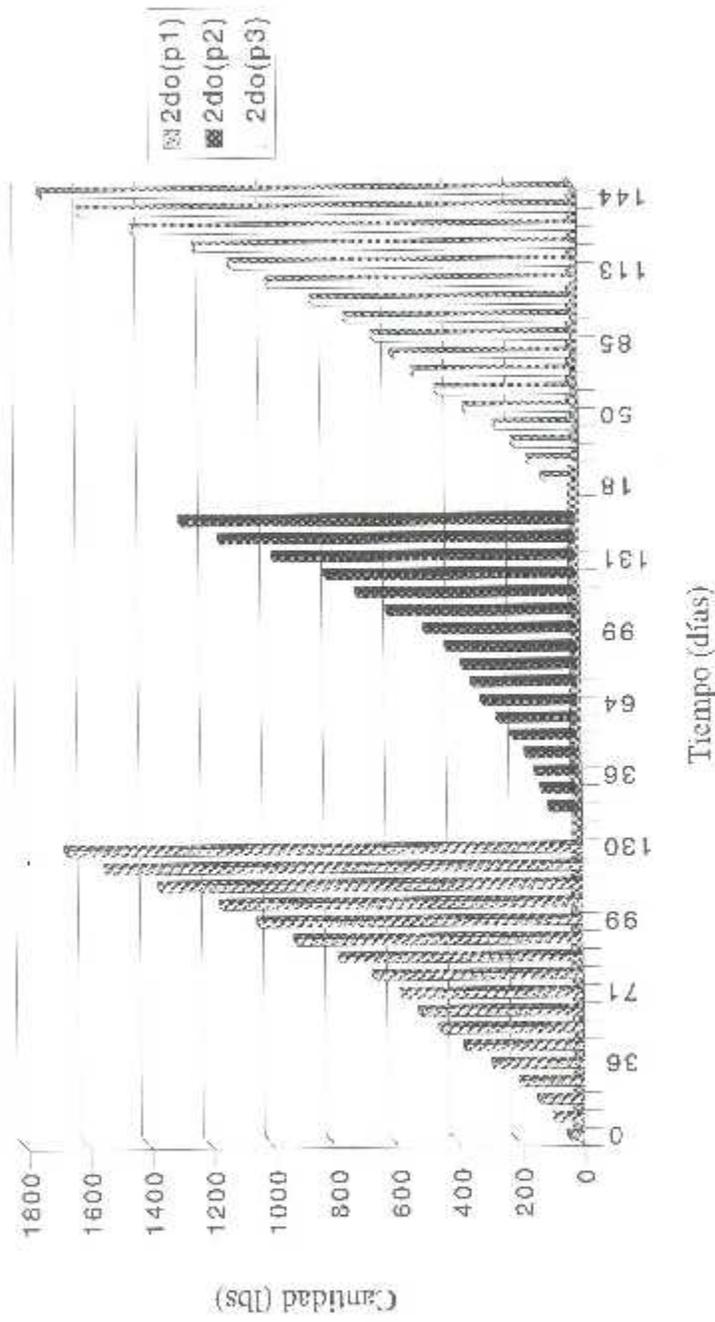


Figura 30. Gráfico acumulado de alimento utilizado durante el segundo cultivo

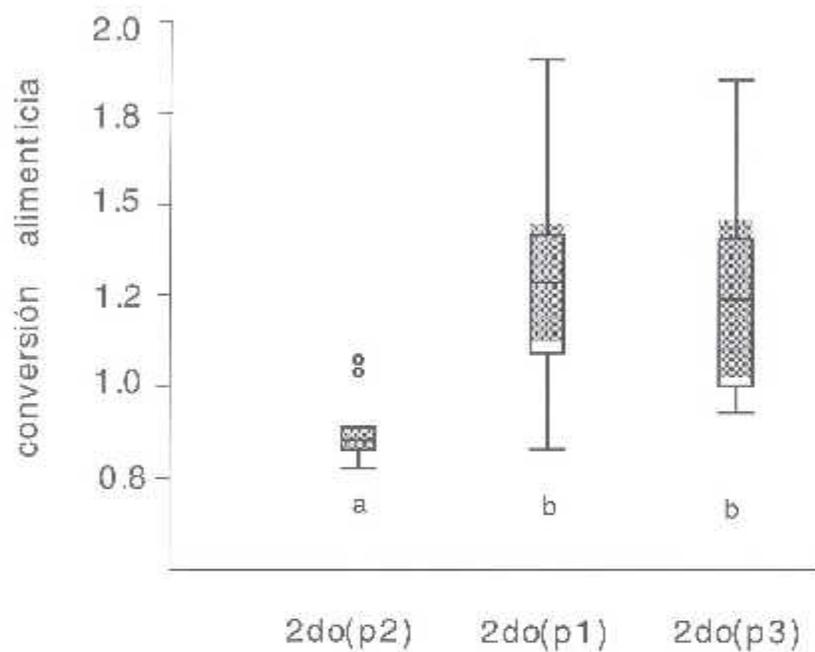


Figura. 31 Diagrama de cajas que compara la conversión alimenticia semanal durante las trece semanas iniciales del 2do cultivo.

El gráfico compara la dispersión de los valores con respecto a la mediana. Área sombreada representa el intervalo de confianza al 95%. Letras indican diferencia significativa $P < 0.05$ utilizando análisis de de Sheffe.

Anexo 4: Análisis de la variación de la condición de las ostras en cultivo

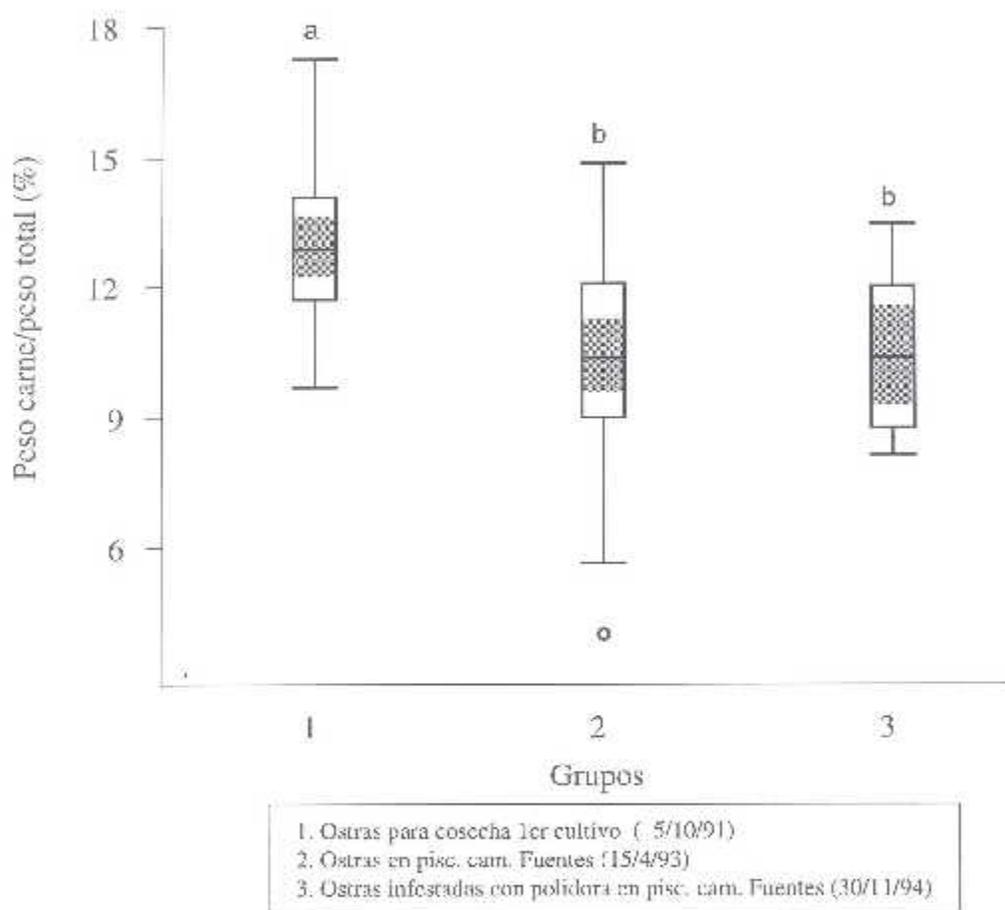


Fig. 32 Diagrama de cajas que compara la condición de ostras mantenidas en la camaronera Fuentes en diferentes periodos.

El gráfico compara la dispersión de los valores con respecto a la mediana. Área sombreada representa el intervalo de confianza al 95%.

Letras diferentes indican diferencia significativa $P < 0.05$ utilizando análisis de Sheffe.

Anexo 5: Ensayo de tratamiento para *Polydora*

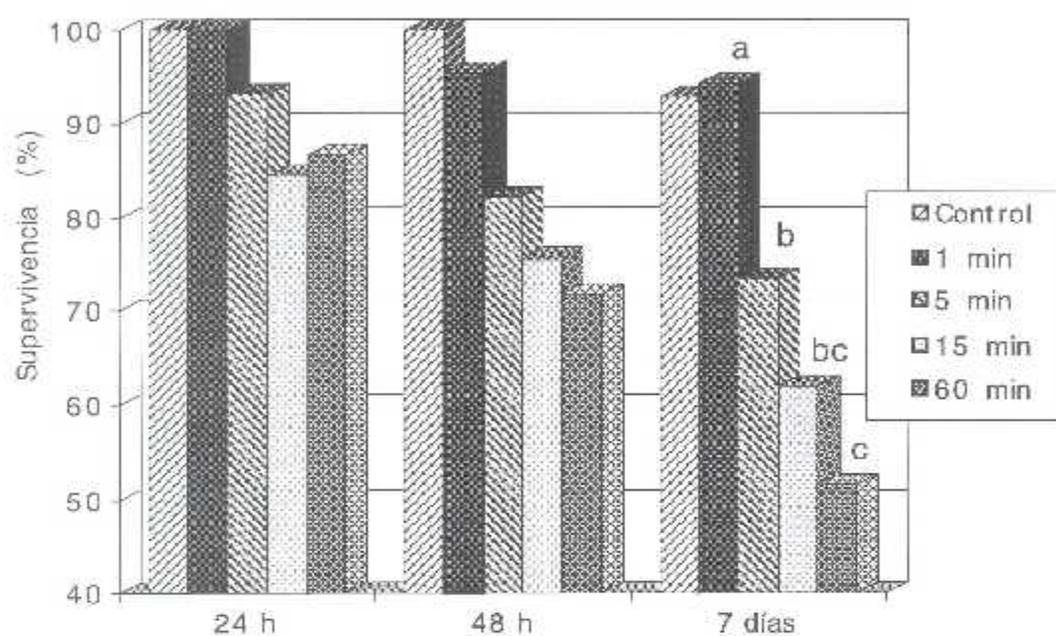


Fig 33. Resistencia en las ostras infestadas con *Polydora* sp. a varios tiempos de inmersión en salmuera.

Letras indican diferencia significativa $P < 0.05$ utilizando análisis de Sheffe.

Para análisis estadístico, los datos fueron transformados $\text{aresnx}^{0.5}$

Características del Tratamiento con salmuera

Salinidad:	280 ups
Control:	1 replica
Tratamientos:	1, 5, 15 min 3 replicas
	60 min 2 replicas
Tiempo de secado previo:	6 horas
Tiempo de secado después de tratamiento:	24 horas

Anexo 6: Resultados del análisis de Sheffe de las pruebas realizadas

Tabla 15. Prueba Sheffe para comparación de la conversión alimenticia durante los primeros 92 días del ciclo de las piscinas del 2do cultivo
Sheffe Post Hoc Tests

	Difference	std. err.	Prob
2do(p1) - 2do(p2)	0.404	0.1148	0.006533
2do(p3) - 2do(p2)	0.37	0.1148	0.015611
2do(p3) - 2do(p1)	-0.034	0.1148	0.95752

Tabla 16. Prueba Sheffe para comparación del factor de condición para los tres grupos de ostras en estudio
Sheffe Post Hoc Tests

	Difference	std. err.	Prob
b - a	-2.85063	0.5128	0.000002
c - a	-2.63833	0.6026	0.000178
c - b	0.212297	0.5793	0.935108

Tabla 17. Prueba de Sheffe aplicada a la supervivencia en varios tiempos de inmersión en salmuera. Datos transformados $\arcsin^{0.5}$
Sheffe Post Hoc Tests

	Difference	std. err.	Prob
5 min - 1 min	-19.4267	4.098	0.023953
15 min - 1min	-27.03	4.098	0.003976
15 min - 5 min	-7.60333	4.098	0.531173
60 min - 1 min	-33.92	4.582	0.002006
60 min - 5 min	-14.4933	4.582	0.136868
60 min - 15 min	-6.89	4.582	0.696176
control - 1 min	-1.68	5.795	0.998914
control - 5 min	17.7467	5.795	0.153360
control - 15 min	25.35	5.795	0.035433
control - 60 min	32.24	6.147	0.014247

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALZIEU, Cl. (1990) Water - the medium for culture. En "Aquaculture Vol. 1" Barnabe, G. (ed.), Ellis Horwood Limited, England. 37-60
- AKABOSHI, SH., PEREIRA, O. & SINQUE, CH. (1983) Cultivo experimental de *Crassostrea gigas* (THUNBERG, 1795), na região estuarina lagunar de Cananeia (25º, 05'S; 48º, 01'W) Sao Paulo, Brasil. B. Inst. Pesca No. 10, 1-8
- AKABOSHI, SH., BASTOS, A. & SINQUE, CHOSSI., (1976). Nota sobre as técnicas de depuração de ostras para comercialização. SITC, 1-20
- BARNABE, G. (1990). Aquaculture Vol 1. Maître de Conférences Université des Sciences et Techniques du Languedoc Sète, France
- BEATTIE, J., DAVIS, J., DOWNING, S. & CHEW, K. (1988). Summer Mortality of Pacific Oysters. En "Disease processes in marine bivalve molluscs". American Fisheries Society Special Publication 18. Maryland, USA, 265-268
- CALDERON, J. (1996). Avances en el cultivo de peces marinos en Ecuador. En "Improvement of the commercial production of marine aquaculture species" Gajardo, G & Coutteau, P. Proceedings of a workshop on fish and mollusc larviculture. 83-87.
- CATHERINE, M. (1990). Anomalies des coquilles d'huitres creuses *Crassostrea gigas* Equinoxe No 31, France, 24-32
- CONROY, D.A. CONROY, G (1990). Manual de patología de Camarones Penaeidos. Programa regional de apoyo al desarrollo de la pesca en el istmo centroamericano. 2o Edición, 88-93

- COUTTEAU, P. (1991) Levadura de pan como sustituto de microalgas en el cultivo de organismos filtradores. Ph D thesis, Fakulteit der Wetenschappen, Universiteit Gent.
- FAO, (1994). Diagnostico sobre el estado de la acuicultura en America Latina y el Caribe. Proyecto Aquila II. Documento de campo No. 11. Sintesis regional. II Edición revisada. México, 213 p.
- FAO, (1998). Estadísticas de la producción de acuicultura 1987-1996. Circular de pesca N° 815, revisión 10, Roma, 197 p.
- FERREIRA, DA COSTA P (1983). Biología e Tecnologia para o Cultivo de Ostras. Capitulo VI. En "Manual de Maricultura". Ministerio da Marinha. Instituto de Pesquisas da Marinha. Cabo Frio, Brasil, 40 p.
- FLETCHER, G., SCOTT, P. & HAY, B. (1990) The depuration of pacific oyster. En " Molluscan Shellfish Depuration.227-237
- GALTSOFF, P (1964). The American Oyster *Crassostrea virginica* Gmelin. Fishery Bulletin Vol. 64. Fish and Wildlife Service, USA, 480 pp.
- GILLES, R. 1982. Osmoregulation in three molluscs: *Acontochilona discrepans*, *Glycymeris glycymeris* and *Mytilus edulis*. Biol. Bull. 142: 25-35.
- HARDY, D (1991). Scallop farming. Fishing News Books Oxford, England, 152-167
- HERAL, M. (1990). Traditional oyster culture in France. En "Aquaculture Vol. 1" Barnabe, G. (ed.), Ellis Horwood Limited, England. 342-387
- HOYL, A. & URIBE, T. 1990. Cultivo de la ostra del Pacífico *Crassostrea gigas*, en Chile (1977-1989). En "Cultivo de moluscos en América Latina". Hernandez, A.



OSTINI, S., ROGERIO, C. (1990). A situacao do cultivo de moluscos no brasil. En "Cultivo de moluscos en América Latina". Hernandez, A. (ed.), Memorias de la segunda reunión del Grupo de trabajo Técnico de la Red Regional de Acuicultura ACUICIID. Ancud-Chile, 135-170.

QUAYLE, D.B. and NEWKIRK, G. F. (1989). Farming Bivalve Molluscs: Methods for Study and Development. Advances in World Aquaculture, Vol .1. The World Aquaculture Society, Canada, 294 p.

SHPIGEL, M. (1989). Gametogenesis of the European Flat Oyster (*Ostrea edulis*) and Pacific Oyster (*Crassostrea gigas*) in Warm Water in Israel. Aquaculture, 80. Elsevier Science, Amsterdam, 343-349

VELEZ, A. & DIAZ, D. (1985). Efecto del trasplante experimental de la ostra *Crassostrea virginica* a un medio marino sobre la gametogénesis, supervivencia y crecimiento. Caribbean Journal of Science. Vol. 24, 207-212

VILLALON, J. (1991). Practical Manual for Semi-intensive Commercial Production of Marine Shrimp. Texas A&M University Sea Grant College Program, Texas, USA, 104