

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA

"ACONDICIONAMIENTO DE LOS REPRODUCTORES DE
Crassostrea rhizophorae EN LABORATORIO



POR:

MIRIAM ESTELA DELGADO MAZARIEGOS

BLANCA ROSA GARCIA HERNANDEZ

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central

Guatemala, Noviembre de 1997.

R
24
5(14)

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA

ACONDICIONAMIENTO DE REPRODUCTORES DE
Crassostrea rhizophorae EN LABORATORIO

SEMINARIO

PRESENTANDO AL HONORABLE CONSEJO REGIONAL
DEL CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA
-CEMA-

POR:

MIRIAM ESTELA DELGADO MAZARIEGOS Y BLANCA ROSA GARCIA HERNANDEZ

COMO REQUISITO PARA CONFERIRSELES EL TITULO PROFESIONAL
TECNICO EN ACUICULTURA

GUATEMALA, NOVIEMBRE DE 1997.

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central

**CONSEJO REGIONAL DEL
CENTRO DE ESTUDIOS DEL MAR Y ACUICULTURA**

**PRESIDENTE: M.V. FRATERNO DIAZ MONGE
COORDINADOR ACADEMICO: Lic. MAURICIO MEJIA E.
SECRETARIO: M.Sc. ERICK VILLAGRAN
REPRESENTANTES DEL CLAUSTRO DE CATEDRATICOS:
Ing. PEDRO JULIO GARCIA
M.Sc. LEONEL CARRILLO
REPRESENTANTES ESTUDIANTILES:
Br.MIRIAM E. DELGADO M.
T.U.A. RODOLFO LIUTTI
T.U.A FARAH MENDEZ
T.U.A GUSTAVO MENENDEZ
T.U.A GUIDO PONCE L.**

ASESORES DE SEMINARIO:

**M.Sc. LUIS FRANCO CABRERA
M.Sc. LEONEL CARRILLO**

ACTO QUE DE DICAMOS

- A DIOS: Por ser la luz de mí camino, y la guía fiel en el que puedo confiar.
- A NUESTROS PADRES: Por proporcionarnos la herramienta para para la construcción de nuestro éxito, reflejo sus esfuerzos y deseos por que sigamos adelante.
- A NUESTROS HEMANOS: Por que de una u otra manera siempre han estado a nuestro lado apoyándonos, tendiéndonos la mano en los bueno y en buenos y malos momentos.
- A NUESTRA FAMILIA: Por su cariño y confianza.
- A NUESTROS PADRINOS: Por su apoyo incondicional.
- A NUESTROS ASESORES: Por guiarnos y apoyarnos en todo.
- A NUESTROS SERES QUERIDO: Aquellos que siempre estuvieron brindándonos su apoyo incondicional en especial a Hemann por brindarme su cariño y tenderme su mano en los momentos más difíciles . A Yudel por todo momentos que hemos compartido, por su apoyo, y por ser como es.

AGRADECEMOS

A LORENA BOIX:

Por darnos su amistad y confianza por ser una amiga más que una maestra, por brindarnos su valiosa tiempo y paciencia, ganándose nuestro respeto y admiración.

A LUIS FRANCO:

Por dar nos su apoyo , y tenemos paciencia y estar con nosotras en los momentos más difíciles.

A FRATERNO DIA MONGE:

Por brindarnos su tiempo y colaboración demostrando su apoyo incondicional.

A TODAS LAS PERSONAS:

Que colaboraron con la realización de este Seminario brindándonos su valioso tiempo, paciencia y su amistad en todo momento en especial a: Auri, Raúl, Herman, Jorge, Sonia, Sergio, Gustavo, Lic. Leonel, y todas aquellas personas que nos brindaron su apoyo, cariño y noches de desvelo mil gracias.

INDICE

	Página
1. INTRODUCCION	
2. HIPOTESIS DE LA INVESTIGACION	2
3. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACION	3
4. REFERENTE BIBLIOGRAFICO	4
4.1 Antecedentes	5
4.2 Biología de la especie	5
4.3 Clasificación Taxonómica	6
4.4 Importancia de la especies en la Acuicultura	7
4.5 Reproducción	8
4.5.1 Maduración Gonadal	8
4.5.2 Gametogenesis	9
4.5.3 Identificación de los diferentes estadios larvales	10
4.5.4 Desove en condiciones naturales	11
4.6 Producción de semilla en laboratorio	12
4.6.1 Infraestructura básica	12
4.6.2 Manejo de Reproducción en laboratorio	14
4.6.3 Desove	16
4.7 Nutrición	16
4.7.1 Las microalgas como alimento	16
4.7.2 Producción de alimento vivo	17
4.7.3 Alimentación	19
5. MATERIALES Y METODOS	20
5.1 Ubicación del experimento	20
5.2 Descripción del experimento	20
6. ANALISIS Y DISCUSION DE RESULTADOS	22
6.1 Relación talla-peso	22
6.2 Índice de condición	23
7. CONCLUSION	25
8. RECOMENDACIONES	26
9. BIBLIOGRAFIA	27
10. ANEXO	

RESUMEN

En Guatemala el campo de la Ostricultura se plantea como una de las áreas menos exploradas por la industria pesquera. Ya que se desconocen aspectos importantes para su cultivo y comercialización.

Como una buena alternativa el cultivo de los moluscos en nuestro país podría generar nuevas fuentes de ingreso económicos a muchas familias guatemaltecas, al igual que mejorar las condiciones alimenticias.

La presente investigación se realizó en la Estación Experimental de Monterrico, en donde se trabajó en laboratorio de moluscos y alimento vivo acondicionando reproductores de Crassostrea rhizophorae trasladadas del océano Atlántico y alimentadas con microalgas de laboratorio para alcanzar la maduración gonadal.

El estudio se realizó tomando una muestra al azar de 20 reproductores de Crassostrea rhizophorae a los cuales se les tomó la talla y peso y con ayuda del modelo estadístico que más se le ajustaba, siendo este el de Correlación Exponencial pudiendo determinar la relación talla-peso de los reproductores. Al igual se describe el índice de condición y el estadio de madurez sexual alcanzado por los reproductores.

ABSTRACT

In Guatemala the Oyster culture field is as one of the areas less explored by the fish industry. Since is known important aspects for his growing and comercialization.

As one better alternative the Moluscos crop in our country could get new economic earnings a lot guatemaltecas families, even improve the nourishment conditions.

The present reasearch was realized in one Experimental Station of Monterrico where it was work in the Moluscos Laboratory and Live Food, Aconditioning Reproductors of Crassostrea rhizophorae traslated of Atlantic Ocean and nourishments with microalgas of laboratory to obtain the gonadal mature.

The study was realized taking one show of 20 reproductors of C. rhizophorae to which took the size and weight the help of estadistic model that more fit in which we can determine the relation size-weight of the reproductors. And same we can describe the condition index and the season of mature sexual by the reproductors.

INTRODUCCION

Actualmente en Guatemala la Ostricultura es un campo que aún no se ha explotado debido a muchos factores, como el poco conocimiento acerca de este tipo de cultivo, a la dificultad en obtener semilla silvestre e infraestructura adecuada, es por esto y algunos otros factores que la explotación acuícola se ha enfocado al área de la Piscicultura y Camaronicultura.

Ya que la Acuicultura trata acerca del estudio del cultivo de especies acuáticas bajo condiciones controladas. La Ostricultura exige el desarrollo de técnicas y métodos de acondicionamiento, crecimiento, reproducción y producción entre otras cosas.

Constituyendo un aporte metodológico al trabajo acuícola en Guatemala, en el área de Ostricultura, ya que en la actualidad no se conocen aspectos sobre los factores antes mencionados bajo condiciones controladas.

Entre los factores que debemos desarrollar, está el acondicionamiento de reproductores a nivel de laboratorio o en forma natural, el manejo de la reproducción, la producción de semilla y el cultivo de organismos bajo condiciones marianas.

Esta investigación se centra en el acondicionamiento de ostras adultas bajo condiciones de laboratorio. La Crassostrea rhizophorae fue recolectada en áreas de manglares naturales de la Bahía La Graciosa, en el Atlántico guatemalteco. Las condiciones naturales de la zona de extracción posee ciertas características que limitaron el desove en el laboratorio, por lo que se hizo necesario ensayar su maduración. Bajo esta condición encontramos una serie de factores limitantes que permitirá a corto plazo solucionar los problemas reproductores hasta el momento encontrados.

El presente estudio plantea el acondicionamiento de los reproductores de Crassostrea rhizophorae alimentadas con microalgas cultivadas en laboratorio.

2. HIPOTESIS DE LA INVESTIGACION

Es factible acondicionar reproductores de Crassostrea rhizophorae en laboratorio para el desove en un periodo no mayor de cuatro semanas.

3. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACION

3.1 Objetivo General:

-Desarrollar tecnología adecuada para controlar la reproducción de Crassostrea rhizophorae, en la Estación Experimental de Monterrico .

3.2 Objetivos Específicos:

-Medir el efecto nutricional de las microalgas sobre el desarrolla gonadal de Crassostrea rhizophorae en tres y cuatro semanas de acondicionamiento.

-Encontrar la relación entre talla-peso como estimador y predicción del cambio de crecimiento somático a gonadal.

4. REFERENTE BIBLIOGRAFICO

4.1 ANTECEDENTES

La Clase Pelecipodos o Bivalvos es una de las más importantes desde el punto de vista de la Acuicultura, siendo estos los Pectinidos, Ostras y Mejillones. Estos organismos ocupan un lugar destacado entre otros cultivos de moluscos, ya que constituye la clase que ofrece mayores posibilidades de éxito en su cultivo, por el momento. Por su sabor, apariencia y propiedades nutritivas, la ostra u ostión de mangle Crassostrea rhizophorae ha ocupado desde épocas primitivas un lugar importante en la dieta alimenticia de muchos pueblos pesqueros de América tropical. (Alfaro 1988).

En zonas del caribe existe la ostra de mangle Crassostrea rhizophorae, la cual se adhiere en número considerable a la corteza de las raíces del mangle rojo y a las valvas de la misma especie tienen formando racimos. También se pueden encontrar fijadas a sustratos constituyendo bancos de pisos o fondo. Para su aprovechamiento los pescadores cortan las raíces de mangle, ejerciendo gran presión sobre el manglar y desprendiendo los racimos. Los primeros ensayos experimentales del cultivo de ostras en el caribe se iniciaron, empleando el método de fondo constituido por conchas de láminas de ostras, trasladando semillas previamente fijadas en colectores de conchas suspendidos (Alfaro 1988).

Se han estudiado los procesos de maduración gonadal en la ostra permitiendo predecir la época de desove durante los cuáles es propicio encontrar los sustratos de fijación de la semilla (Rivera 1978). Se determinaron las diferentes etapas de maduración sexual tanto de la hembra como del macho; utilizando las técnicas histológicas y describió la morfología externa e interna (Alfaro 1988).

También Ramírez y Salazar en 1977 estudiaron la fijación por unidad de área, ensayando con diferentes colectores como bandas de caucho, tejas de asbesto, palos y ramas de mangle.

4.2 BIOLOGIA DE LA ESPECIE

La ostra Cassostrea rhizophorae presenta conchas foliáceas y delgadas, las valvas izquierdas inferiores por medio de las cuales se fijan al sustrato, es cóncava y se ajusta perfectamente a las valvas derechas o superiores la cual es bastante aplanada y más pequeña. La concha es generalmente inelquivalvadas o de valvas desiguales. Las conchas son alivianadas y pueden alcanzar 30 cm. de longitud siendo común la talla de 15 cm.

Presenta en toda su superficie una capa delgada llamada periostraco que le sirve de protección. En el interior de las valvas se observa la cicatriz del músculo abductor las cuales se caracterizan por presentar uno solo, ubicado cerca del margen dorsal y tiene forma de media luna.

En la parte anterior de la concha se encuentra la bisagra o chamela; la parte de la chamela que corresponde a la valva izquierda presenta la región dorsal un pequeño espacio abultado llamado umbo, el cual es encorvado dorsalmente. La cara interna de las valvas es nacarada, excepto en la cicatriz del músculo abductor, que es usualmente blanco, rara vez de color púrpura. En las conchas juveniles a veces se observan bandas irregulares de color violáceo, verdoso o negro en las valvas derechas. En los adultos estas bandas desaparecen, debido al engrosamiento de las conchas, la que se cubre de periostraco en forma de láminas delgadas. (Illanes 1996).

El sistema respiratorio está constituido por cuatro branquias que son estructuras delgadas y flexibles compuestas por filamentos de color marrón o negro, con comunicaciones vasculares.

Las branquias son los órganos más importantes de la ostra, debido a que las utilizan para respiración y como filtro de selectividad de alimento. La superficie exterior de las branquias se encuentra cubierta por numerosos flagelos o cilios microscópicos. El contraste de movimiento ciliar origina una corriente de agua que pasa a través del orificio de la boca, siendo forzada a salir a través de la cámara cloacal. Las branquias son tan eficientes que una ostra puede filtrar alrededor de 37.8 litros de agua en un día, esto solamente sucede cuándo la temperatura y salinidad del agua son apropiadas (Illanes 1996).

El aparato circulatorio está constituido por el corazón, el cuál está formada por dos aurículas, un ventrículo y el pericardio, el sistema circulatorio es abierto .

La función digestiva se inicia en los palpos labiales los cuales entregan a la boca la parte orgánica digerible, el resto se elimina como pseudoheces. La comida entra en el estómago, a través del estomago con numerosos sacos en forma de divertículo, donde se inicia la digestión la cual continúa

por el intestino, con muchas curvas que sirven para sacar restos de la parte nutritiva del alimento, y los excrementos salen por el ano. Una peculiaridad del aparato digestivo lo constituye el estilo cristalino que es formado constantemente por las células que recubren un divertículo del intestino y representa una especie de secreción para la digestión de los carbohidratos. Las ostras en general son fitófagas y se alimentan de especies de diatomeas . Los Bivalvos son filtradores que utilizan todo tipo de microalgas y materia orgánica en suspensión (Illanes 1996).

Las ostras de mangle presentan sexos separados. Las gónadas de los amelibranchios se originan a partir de células mesodérmicas localizadas en la región posterior del cuerpo, próxima a los ganglios viscerales y por debajo del pericardio . En su proceso de desarrollo, esta célula primordiales se multiplican profusamente, separándose en dos grupos que se disponen simétricamente a ambos lados del cuerpo, y que posteriormente invaden el tejido conjuntivo circundante formando un sistema de tubos y folículos característicos de los Bivalvos.

Las gónadas son estructuras pares, formadas por una serie de folículos que comunican a una tupida red de canales secundarios, que se unen a su vez en una serie de conductos principales o gonoductos. Estos canales están constituidos por unos epitelios ciliados estratificados y carecen de estructura muscular, realizándose la expulsión de los gametos mediante al movimiento de los cilios.

A medida que avanza el desarrollo va extendiéndose por la región ventral hasta dar la apariencia de una glándula lisa. Se hallan recubiertas de tejido cuya abundancia está en relación inversa al estado de desarrollo gonadal.

Las ostras de mangle presentan sexos separados y en la mayoría de los casos es macho en la primera etapa de su vida y cambia después a hembra. El desove tiene lugar en el medio acuático, donde ocurre la fecundación. Una hembra puede poner hasta 170 millones de óvulos, aproximadamente .

El sistema excretor está formado por un par de nefridios situados a cada lado de la masa visceral, cerca del corazón (Illanes 1996).

4.3 CLASIFICACION TAXONOMICA

Las ostras pertenecen al phylum Mollusca, Clase Pelecypoda, la cual se subdivide en ordenes de acuerdo a la característica de la concha, manto, sifón, músculos y branquias. El Orden Pterioidea, incluye especies marinas de importancia comercial, tales como ostras perlíferas, almejas, vieiras (scallops) y ostras (Rodríguez 1990).

El género Crassostrea Sacco (1897), presenta las siguientes características: valvas desiguales, mas bien asimétricas, con dos dientes a cada lado del provínculo, ligamentos intemos un tanto bien alejados del provínculo, adultos ovíparos, el recto no atraviesa el ventrículo, cámara promial presente y depósito calcáreo lamelado. En este género se incluye la ostra de mangle C. rhizophorae la cual presenta gran importancia económica.

Existen dudas sobre la ubicación taxonómica de la ostra de mangle, se menciona que observaciones comparativas de la morfología de las conchas del ostión de mangle Crassostrea rhizophorae en los diferentes sitios de la Ciénaga Grande de Santa Marta y experimentos llevaron a la hipótesis, de que la ostra de mangle es una variación ecológica de la especie americana Crassostrea virginica. Con estudios mas detallados se llegó a la conclusión de que C. rhizophorae pasaría a ser un sinónimo de C. virginica ya que este último nombre tiene prioridad (Rodríguez 1990).

La clasificación taxonómica de C. rhizophorae es la siguiente:

Phyllum	Mollusca
Clase	Bivalvos
Subclase	Pteriomorpha
Orden	Pterioidea
Suborden	Anysomiania
Superfamilia	Ostreacea
Familia	Ostreidae
Género	<u>Crassostrea Sacco</u> 1897 <u>Crassostrea rhizophorae</u> (Guilding 1928).
Nombre Común	Ostión, Ostra de mangle

4.4 IMPORTANCIA DE LA ESPECIE EN LA ACUICULTURA

Los productos que se obtienen a través de la acuicultura tales como moluscos, son alimentos de alta calidad, que contienen una cantidad importante de materia protéica, son ricos en vitaminas y poseen cantidades variables de grasas, calcio, fósforo y otros elementos necesarios para la salud del hombre y su crecimiento. Por su sabor, apariencia y propiedades nutritivas, la ostra u ostión de mangle

C. rhizophorae no ha sido la excepción en el grupo de los moluscos, ya que ha ocupado desde épocas primitivas un lugar importante en la dieta alimenticia de muchos pueblos pesqueros de América tropical. Países como México, Cuba y Venezuela la cultivan industrial mente con variada intensidad (Reyes 1995).

C. rhizophorae constituye una especie notable de interés desde el punto de vista de producción, ya que presentan características que la hacen ser organismos favorables para el cultivo. El ostión de mangle está siendo estudiado en muchos países latinoamericanos, algunos de ellos se encuentran en una etapa de producción comercial, tanto como explotación de las poblaciones naturales como de cultivo .

Otra de las características que le hacen ser de importancia en la acuicultura es debido a su alta fecundidad, ya que se reporta que el potencial biótico de los moluscos Bivalvos especialmente de la ostra, es elevado. También por sus tasas rápidas de crecimiento, elevada proporción de carne en relación al peso total, su estado sésil, que facilita el cautiverio y el manejo, la presencia de dos valvas que le da protección contra la condiciones desfavorables del medio (Reyes 1995).

4.5 REPRODUCCION

4.5.1 MADURACION GONADAL

En el medio natural, las ostras del mangle bajo la combinación del crecimiento y de los cambios periódicos del medio ambiente, caracterizados por los períodos de lluvia y verano que influyen sobre las variaciones de temperatura y salinidad, conducen a la maduración gonadal (Rodríguez et-al 1990).

En estudios en el Caribe, se a observado que la ostra ``engorda'', o sea que sus gónadas crecen, se desarrollan y maduran con el ascenso de la salinidad y temperatura, siendo el primero el factor más influyente, ocurriendo el desove durante todo el año con picos correspondientes a periodos de lluvia (Rodríguez et -al 1990).

En las ostras de mangle se reconocen cinco estados de madurez sexual, de acuerdo con la clasificación de Nikolic y Boffil citado por Rodríguez en (1990). Describiéndolas a continuación :

-ESTADO 0:

Gónada traslúcida de color grisáceo verdoso o amarillento claro. La ostra parece magra y como llena de agua la gónada está vacía o "virgen".

-ESTADO 1:

La gónada cubre una parte menor de la masa visceral y tiene color blanco hasta marfil; su volumen aumenta muy poco. La gónada se encuentra en desarrollo.

-ESTADO 2:

La gónada cubre gran parte de la masa visceral y tiene color marfil; su volumen a aumentado considerablemente, pero los gametos no salen del poro genital aún cuando se aplique gran presión sobre la misma. Lesionándola se consiguen óvulos generalmente poligonales o en forma de pera y espermatozoides inmóviles. La gónada se encuentra en proceso de maduración.

-ESTADO 3:

Las gónadas cubren casi totalmente la masa visceral y tiene un color marfil viejo; los gonoductos son visibles. Los gametos salen por el poro genital bajo leve presión. Los óvulos son redondos y los espermatozoides móviles. Durante el desove el agua cercana a las ostras adquiere un color lechoso; la gónada está apta para el desove.

ESTADO 4:

Se observa la regresión del volumen de la gónada. La parte anterior es suavemente traslúcida; al presionarla se puede tener muy pocos gametos, hay cambios de color hacia tono gris. La gónada se encuentra en la fase de inactividad sexual y regeneración.

4.5.2 GAMETOGENESIS

El desarrollo de las gónadas es muy precoz en los Lamelobranquios en la etapa inicial la gónada esta integrada por un conjunto de folículos tubulares compuestos solamente de gonias y células foliculares de importancia, las células madres de las espermatogonias y las ovogonias provienen directamente, por crecimiento y diferenciación, de los elementos distales de las zonas de crecimiento, y su tamaño va aumentando a medida que se aleja del ápice del folículo hasta estabilizarse alrededor de las 10 - 12 μm . Su forma es generalmente irregular, alargada paralelamente a la pared del folículo.

Presenta el borde del núcleo muy poco marcado, la cromatina formando una granulación muy fina y dos nucleolos muy pequeños. Estas células son muy semejantes, en las hembras y machos, y se dividen profusamente dando lugar, en cada caso, a las espermatogonias y ovogonias correspondientes.

Una vez completada la maduración de la gónada y encontrándose casi solamente gametos a punto de ser emitidos, se produce la puesta. Esta generalmente no es total, quedando siempre en los machos algunas espermatogonias y espermatoцитos a lo largo de las paredes de los folículos y en las hembras un cierto número de ovocitos responsables de nuevos procesos de gametogénesis.

Al terminar el periodo de reproducción, en el que pueden darse varios procesos de gametogénesis, los folículos están completamente vacíos y comprimidos por el tejido conjuntivo circundante, mientras que en las paredes foliculares no quedan mas que algunas células madres de las gonias y algunas espermatogonias u ovogonias. Este material servirá como base para la próxima etapa reproductiva, después de una fase más o menos larga de reposo sexual (Alfaro 1988).

4.5.3. IDENTIFICACION DE LOS DIFERENTES ESTADIOS LARVARIOS

En la hembra los gametos son expulsados por el poro o abertura gonadal, inicialmente a la cavidad paleal de la ostra y posteriormente a través de la región branquial hacia el exterior por medio de los movimientos coordinados del músculo abductor y las lamelas branquiales. La fecundación es externa y se hace en el agua circundante.

Dependiendo de la temperatura del agua, los procesos embrionarios y la diferenciación y aparición de la primera larva, puede demorar entre 6 y 9 horas. La larva es planctónica y para su colecta y seguimiento se requiere redes de 30 micras de ojo de malla (Alarcon 1992).

La primera larva se denomina **Trocófora**, tiene un cinturón de cilios y se alimenta de vitelo aportado por el huevo; se presenta entre las 12 y 16 horas iniciales; es una larva temprana sin concha (preconcha).

Antes de las 24 horas se presenta la formación de las dos valvas y es muy clara la actividad de un anillo de cilios; esta larva se llama **Veliger** y en esta etapa puede consumir microorganismos y materia orgánica. Este estado da paso a una nueva etapa con las larvas en forma de "D" con la

chamela recta, la cual cambia de forma antes de 48 horas y muestra la formación de umbo.

Esta nueva larva umbonada se le conoce como **Prodisoconcha I** y su forma deja de ser casi esférica para alargarse y notarse el umbo agudo; consume fitoplancton y nada en el plancton con un esbozo de pie ciliado. Una etapa posterior muestra un incremento en el tamaño, incluyendo finas líneas de crecimiento sobre las valvas: es el estado **Prodisoconcha II**. Hasta este estado es de color café y tiene un promedio de 18 días de vida.

Un último paso se presenta en la larva **Prodisoconcha II** y es básicamente la presencia de la mancha ocular y la aparición de un pie que le permite moverse sobre el sustrato. En este estado se le conoce como **Disoconcha** y está a punto de fijarse en el sustrato adecuado una vez que lo encuentra e inicia una secreción de las glándulas de crecimiento que fijará a la ostra por medio de su valva izquierda al sustrato por el resto de su vida. Esta "semilla" de ostra mide cerca de 500 micras y este momento ha cumplido 21 días o tres semanas en todo el proceso, sus valvas son de color morado (Alarcon 1992).

4.5.4 DESOVE EN CONDICIONES NATURALES

ABUNDANCIA DE PLANCTON

Para determinar las épocas de desove, el estado y abundancia de las larvas de ostras en el plancton, se requiere hacer muestreo con una red de plancton 60 a 90 micras de ojo de malla.

Estos muestreos permiten conocer la abundancia de las larvas durante el período de desove y ayuda a la toma de decisiones para la postura de colectores en las áreas elegidas a partir de la observación de la fijación natural.

Para obtener una muestra cuantitativa que provea una mejor medida de la abundancia, se requiere emplear un flujómetro incorporado a la red (Alfaro 1988).

La muestra colectada se almacena en frascos en los que se les debe añadir formol al 10 %, se rotulan y se llevan al laboratorio para su análisis y conteo en el microscopio. En la medida que la abundancia de larvas aumente en el tiempo será indispensable un control continuo del plancton para seguir el desarrollo de las mismas (Alfaro 1988).

4.6 PRODUCCION DE SEMILLA EN EL LABORATORIO

La producción de semillas de moluscos Bivalvos es conocida a escala comercial y aparece descrita en diferentes manuales, sin embargo todos estos trabajos se refieren a especies como C. virginica, C. gigas y Ostrea edulis. Sobre la producción artificial de semillas de C. rhizophorae y especies tropicales en general existen muy poca bibliografía y no conocemos ningún manual que describa con detalles todo el proceso por lo que a continuación exponemos un trabajo que ha sido probado y aplicado sistemáticamente a escala piloto en un laboratorio ubicado en Cayo Libertad, provincia de Matanzas, Cuba (Cigarra 1991).

El proceso comienza con el acondicionamiento de un lote de reproductores para disponer de ejemplares maduros en cualquier época del año independientemente del grado de madurez que los ostiones tengan en el medio natural. Una vez maduros los reproductores se les induce el desove elevándose bruscamente la temperatura o se le extraen los productos sexuales practicándole una incisión en las gónadas. Los óvulos se fertilizan con una pequeña cantidad de espermatozoides con lo cual comienza un proceso embrionario que culmina con la eclosión de la primera fase larval llamada (Trocófora) al cabo de las 6 o 7 horas de fertilización. En este momento, comienza la cría del larvas en la cual se efectúan toda una serie de tamizados, e intercambios de agua hasta que la larva recién eclosionada (45 micras) alcanza una talla de 300 micras es decir que se encuentra en el estado larval denominado Disconcha.

Por último, antes de pasar los ostiones definitivamente a las zonas de engorde, se requiere que estos reciban un periodo de crecimiento previo conocido como pre-cría o "nursing", hasta que alcanzan una talla de 5 a 10 mm. y pueden identificarse a simple vista .

Paralelamente a todo este proceso es necesario cultivar las microalgas para utilizarlas en la alimentación, tanto para los reproductores como las larvas y semillas recién fijadas, en el caso de que el proceso de pre-cría se efectúe en el laboratorio (Cigarra 1991).

4.6.1 INFRAESTRUCTURA BASICA REQUERIDA

Para la producción y manejo exitoso de la semilla de ostra en el laboratorio o "eclosería" y es indispensable contar con instalaciones, equipo, técnica actualizada y personal calificado, lo cual permite asegurar una producción continua de semilla de buena calidad. A continuación se describe las técnicas desarrolladas en un laboratorio situado en Cuba para el cultivo de ostra C. rhizophorae.

Los propósitos de un laboratorio pueden ser:

- a) Producir ostras de mesa, individuales, con forma armónica en sus valvas y sin espinas.
- b) Producir ostras gregarias para comercializar su carne, con destino a conservas, enlatados o en fresco.
- c) Ambos casos de producción descrito en a y b.

Para estos propósitos instalación debe contar, con las siguientes áreas y secciones:

- Toma de agua, bombas y almacenamiento de agua de mar.
- Sección de tratamiento de agua de mar. (clorinación)
- - Area de cultivo de microalgas, para ser utilizadas como alimento vivo. Secciones de siembra y levante
- - Area de acondicionamiento de reproductores o padrotes.
- Area y dispositivos para efectuar el desove y la fecundación.
- Area para el cultivo de larvas en sus distintas etapas hasta la fijación.

La materia prima de la eclosería es la calidad del agua, por ello su calidad debe ser la principal preocupación. Para ello se debe asegurar un filtrado correcto utilizando los diferentes métodos mecánicos (Filtro de arena y filtros de cartucho a 10, 5, 1, y 0.5 micras), con las unidades ultravioleta (filtro físico) y, en el mejor de los casos, con el uso de unidades de ozono (filtro químico), los cuales garantizarán su esterilización y de este modo se evitarán problemas con organismos patógenos y/o competidores. Una vez filtrada el agua, se deben mantener los parámetros como temperatura, pH y suficiente aireación que serán evaluados periódicamente mediante análisis de agua y es necesario registrar diariamente en planilla los eventos de cada estanque según su propósito (Cigarra 1991).

4.6.2 MANEJO DE REPRODUCTORES EN LABORATORIO ACONDICIONAMIENTO DE REPRODUCTORES

Los ostiones que maduran en el medio natural siempre producen huevos de mayor calidad, a diferencia de los que desarrollan este proceso en laboratorio, esto es debido a que a condiciones naturales existe gran variedad de alimento.

Para tener éxito en la maduración de ostiones en el laboratorio es necesario trabajar con ejemplares que hayan efectuado su proceso de pre-acondicionamiento (acumulación de sustrato de reserva en el medio natural).

SISTEMA INTEGRADO DE MADURACION DE REPRODUCTORES

Para llevar a cabo éste sistema de maduración de reproductores se recomienda seguir las siguientes técnicas:

B. MADURACION EN EL LABORATORIO

-TANQUES: 500 litros con recirculación de agua .

-TEMPERATURA: Entre 18 y 20 grados Celcius para evitar el desove espontáneo y reducir el metabolismo favoreciendo que el alimento sea utilizado para acumulación de glucógeno en la formación de gametos y no para crecimiento.

-SALINIDAD: Entre 28 y 30 ppt .

-DENSIDAD DE OSTIONES: 3-8 gr. de organismos por litro de agua.

-ALIMENTACION: La ración diaria debe ser equivalente al 6% del peso seco de la carne de los ostiones en acondicionamientos. Como el peso seco de los ostiones es aproximadamente al 3.6% del peso total, se le acondiciona 7.56 mg. de alimento diario (Zamora 1983).

Una de las microalgas que se utiliza como alimento es Tetraselmis tetraathele añadiéndole 37.8 por 10⁻⁶ de células de esta especie de microalgas, pesando 200 microorganismos.

-TRATAMIENTO E INTERCAMBIO DEL AGUA: Se utilizará agua de mar sin filtrar, con intercambio total de cada dos días (Zamora 1983).

A. MADURACION DEL MEDIO NATURAL

Para la determinación de los lugares apropiados para madurar ostiones se debe tener en cuenta los siguientes parámetros:

- _ Sólidas poblaciones naturales.
- _ Productividad primaria.
- _ Altos índices de condición.
- _ Contenido de glucógeno en los tejidos.
- _ Contenido de lípidos en los huevos.
- _ Supervivencia de las larvas D.

-INSTALACIONES: Faroles chinos o cajas tipo NESTIER.

-DENSIDADES DE SIEMBRA: 0.2g. de organismos por cm.2

Los muestreos deben hacerse cada 10 días. Cuando la mayor parte de los reproductores (cerca del 60 %) está en estadio III y IV se trasladan al laboratorio para ser desovados. En verano, cuando las temperaturas del agua son muy altas los ostiones podrán ser trasladados al cuarto de maduración del laboratorio con un estadio de II o III para completar el proceso de maduración a expensas del alimento cultivado.

Para lograr tener éxito en la maduración de ostiones en el laboratorio es necesario trabajar con ejemplares que ya hayan efectuado su proceso de pre-acondicionamiento (acondicionamiento de sustancias de reserva) en el medio natural (Zamora 1983).

4.6.3 DESOVE

Este proceso comienza por retirar los ostiones fuera del agua 12 horas antes del desove, manteniéndolos en el cuadro de maduración a una temperatura de 16 grados Celcius luego de exponer al sol por espacio de 45 minutos. Después son trasladados en una caja de NESTIER en un número entre 80 y 100 ejemplares a un tanque de un metro cúbico a temperatura ambiente (26 y 28 grados C) y se deja que comiencen a filtrar.

Se deja desovar dos o tres machos totalmente, para luego retirar del agua a todos aquellos que comiencen el desove. Se contabilizan todas las hembras que desovan. En caso de aparecer muchas hembras se vuelve a colocar más machos para que desoven. Con este sistema se logran las siguientes ventajas:

Los óvulos se fertilizan inmediatamente después de ser expulsados de las gónadas. El proceso requiere de menos manipulación de los gametos y se produce de forma más natural.

-TRATAMIENTO DEL AGUA: Agua de mar filtrada por una micra esterilizada por UV. En el estanque donde se produce el desove es recomendable EDTA Na₂ a razón de 1g por m³ de agua de mar, con vistas a aumentar la calidad del agua así favorecer la supervivencia de las larvas Trocóforas, al eliminarse por precipitación las moléculas de metales pesados presentes en el agua (Quayle 1981).

4.7 NUTRICION

4.7.1 LAS MICROALGAS COMO ALIMENTO

Las microalgas son consideradas como el mejor alimento vivo por sus concentraciones de proteínas, ácidos grasos y carbohidratos para los moluscos filtradores, por esto es necesario que en el laboratorio se cuente con esta sección para apoyar el cultivo de las ostras durante todo el tiempo que permanezcan en él.

Las microalgas a cultivar se eligen con base en tres importantes criterios:

- a) Valor nutritivo
- b) Facilidad de cultivo
- c) Tamaño de la microalga

El manejo de estos cultivos requieren ambientes cerrados, controlados, con sala de incubación, campana estéril para siembras y repiques, estantería iluminada permanentemente con luz fría y asistida por aireación. La vidriería a utilizar incluye caja de Petró, tubos de ensayo. En la fase de mayor producción se utilizaran recipientes de acrílico transparente o tanques translúcidos de policarbonato de capacidad de 100, 1000 y 2000 litros, iluminados por baterías de tubos de luz fría y aplicando un tratamiento para el agua y la fertilización (Vélez y Ortega 1988).

4.7.2 PRODUCCION DE ALIMENTO VIVO

Como es aconsejable la construcción de los centros de desove en las zonas cercanas de agua de poca productividad primaria se hace necesaria la producción de suficientes cantidades de microalgas que tengan una elevada eficiencia fotosintética y que sean fáciles de cultivar además que constituyen un buen alimento para larvas y adultos de ostión.

Tres especies de algas unicelulares en cultivo monoespecífico, los flagelados *Isochrysis galvana* y *Tetraselmis tetrahele* y las diatomeas *Chaetoceros gracilis* sirve en combinación como alimento a ostiones en las diferentes etapas de su desarrollo. La *I. galvana*, aún requiere temperaturas relativamente bajas en relación a nuestro clima, pues casi todos los autores recomiendan por su alto valor nutricional y pequeño tamaño. La técnica de *Chaetoceros gracilis* es ampliamente conocida en nuestro país; tiene un amplio rango tolerante de temperatura, pequeño tamaño lo que permite que sea utilizada como alimento aún en los estadíos tempranos de desarrollo larval. La *T. tetrahele* tiene también un amplio rango de tolerancia de temperatura es fácil de cultivar su gran tamaño permite que sea utilizada en los estadíos avanzados de desarrollo larval para el acondicionamiento de reproductores en la etapa de pre-cría (Vélez y Ortega 1988).

Con todas las especies se desarrolla la técnica del cultivo progresivo del volumen. Partiendo

de las cepas contenidas en tubos de ensayo y pasados 15 días, se hacen resiembras a nuevos tubos además se inoculan en Erlenmeyer de 250 ml., los cuales a su vez sirven de inóculos a los frascos de 1 litro de volumen.

Estos frascos de 1 litro pasados 4 días sirven de inóculo a otros tres frascos de 1 litro al cabo de otros 4 días uno de ellos es utilizado para sembrar otros tres frascos y los restantes para inocular tres de dos litros de capacidad, los cuales basados cuatro días sirven de inóculo a los 18 litros. Una vez transcurrido 6 días los frascos de 18 litros de *I. galvana* son cosechados, mientras que los de *Ch. gracilis* y los de *T. tetrathele* son utilizados para sembrar los estanques de 500 litros de volumen, lo que permite mantener las cepas de reserva para ser utilizadas solo en casos de contaminación y contar con grandes volúmenes de inóculos para acelerar el crecimiento del cultivo (Vélez y Ortega 1988).

La primera etapa se lleva a cabo en una habitación climatizada entre 18 y 22 grados Celcius, donde se encuentren las lámparas fluorescentes que proveen la luz necesaria para realizar la fotosíntesis. Todos los frascos utilizados son de vidrio, incoloros, transparentes lo que permite la entrada de luz fácilmente. En la segunda etapa se realiza a la intemperie, en tanques de fibra de vidrio semi-transparente y donde sólo reciben luz natural. En todos los casos de cultivo son aireados continuamente mediante el uso de un soplador, lo que permite una mayor homogenización de los nutrientes y un valor de aprovechamiento de la luz y el CO₂.

En todo momento se puede utilizar agua de mar filtrada por cartucho de 10 y 1 micra, y esterilización con luz ultravioleta, pero además en la primera etapa, se deben esterilizar los tubos de ensayo y los Erlenmeyer en una autoclave durante 30 minutos mientras que los frascos de 1, 2 y 18 litros de ser necesario en una estufa, manteniéndolos a 80 grados C una hora para eliminar cualquier organismo vivo y que pudiera quedar (Vélez y Ortega 1988).

Los frascos de vidrio deben lavarse una vez cosechadas con una mezcla de jabón para cristalería, enjuagándolos varias veces en agua de mar, realizando el último enjuague con agua dulce. Los tanques exteriores pueden ser lavados con una solución al 5% de Hipoclorito de Sodio, enjuagandolos varias veces con agua de mar.

Para determinar las diferentes fases de crecimiento en las cuales se encuentra el cultivo durante su desarrollo de éste en el momento de la cosecha, se realizan conteos en la cámara de Newbauer con cuadrícula de Levi.

Con esto es posible confeccionar curvas estándar de crecimiento para cada una de las especies en los diferentes volúmenes (Vélez 1988).

4.7.3 ALIMENTACION

Para la alimentación de las larvas se necesitan especies de microalgas que cubran los requerimientos nutricionales y que al mismo tiempo tengan un tamaño suficiente pequeño para que puedan ser ingeridas por las larvas de diferentes tamaños.

Para las larvas veliger y adultos la Bellerochea polimorpha que es una diatomea con un contenido de ácidos grasos insaturados similar al Chaetoceros gracilis, pero con un tamaño mucho menor. El C. calcitrans podría ser utilizado pero se desarrolla con mucha dificultad en condiciones tropicales.

A medida que las larvas van creciendo se debe utilizar la Isochrysis tahitiana y el C. gracilis y la Tetraselmis tetratetele (Vélez y Ortega 1988).

Al momento de la fijación resulta imposible determinar exactamente la cantidad de semillas que realmente se han fijado al substrato, la alimentación debe estar basada en mantener una densidad de alimento determinado en los tanques y no una cantidad proporcional a la cantidad de semillas presentes. Para ello, se debe alimentar los tanques con una densidad de 1000 células/ml. (en términos Tetraselmis) tres veces al día, por la mañana, por la tarde, y por la noche, aunque esta cantidad de alimento pueden ser un poco mayor o menor según, el volumen de alimentación, concentración media de células calculada igual que en caso de los tanques de maduración el cual se calcula determinando la concentración media ponderada de las especies de microalgas que se utilizaran por el volumen del tanque.

5. MATERIALES Y METODOS

5.1 UBICACION DEL EXPERIMENTO

El experimento se realizó bajo condiciones de laboratorio en la Estación Experimental del CEMA en la Aldea Monterrico, Taxisco, Santa Rosa, perteneciente a una zona de vida de Bosque subtropical y una ubicación geográfica de 13 grados 53 minutos latitud Norte y 90 grados y 26 minutos y 53 segundos longitud oeste.

El recurso biológico consistió en reproductores de Crassostrea rhizophorae colectados en la Costa Atlántica hacia la Estación Experimental de Monterrico para acondicionamiento.

Se utilizaron dos recipientes de fibra de vidrio con capacidad de 500 litros cada uno. En uno de los recipientes se ubicaron los reproductores de Crassostrea rhizophorae, y en el otro se depositó el agua que sirvió para los distintos recambios de agua.

Entre los materiales y equipo de apoyo se incluyó balanza, beakers, cubetas plásticas, filtros, cajas de Petri, lugol, cubre objetos, porta objeto, microscopios, cámara de Newbaver, pipetas, Vernier, Autoclave, medios de cultivo, cepas de algas, Mecheros, sistemas de aireación, reactivos químicos, Laboratorio de microalgas, balanza (0.00), Ostras adultas y sistemas de bombeo.

5.2 DESCRIPCION DEL EXPERIMENTO

Inicialmente, previo a la ubicación de los reproductores se inició el experimento con limpieza y separación de los reproductores de Crassostrea rhizophorae recién traídos del Atlántico y se colocaron en el tinaco donde se acondicionaron al manejo.

Al necropsiar algunos organismos en la Estación Experimental Monterrico recién llegados se determinó que en su mayoría estos presentaban desarrollo gonadal en Estadio 3 (Organismos totalmente maduros, listos para desovar). Sin embargo posterior a la aclimatación a salinidad los organismos bajaron en condición, probablemente debido al gasto extra de energía para compensación proveniente del tejido somático de los reproductores.

Para la fase de aclimatación a condiciones físico-químicas y la fase experimental se utilizó como alimento microalgas cultivadas en el laboratorio: Tetraselmis sp. y Chaetoceros sp. proporcionándoles una ración diaria de 3.45×10^{-7} células de por litro de Tetraselmis sp. por la mañana y 1.05×10^{-7} células de por litro de Chaetoceros sp. por la tarde para un total de 108 reproductores. El alimento fue determinado de esa manera por la riqueza de proteína y ácidos grasos encontrados en las microalgas, respectivamente. La fase de aclimatación a condiciones de laboratorio duró 8 días.

Para la fase experimental un total de 20 reproductores (20% de la muestra inicial) fueron seleccionados al azar y ubicados en el recipiente experimental para el inicio de la investigación de acondicionamiento el cual consistió en aumentar la dosificación de alimento y cambio brusco de temperatura para observar el cambio de condición de los reproductores. Esta fase experimental duró 8 días, siendo el primero destinado al choque térmico (de 20 C a 26 C). Posteriormente se procedió a observar la etología de los organismos (Filtración y bombeo de microalgas a través de las valvas y comportamiento general) y en caso de no observar desove se necropsiaron los organismos y se determinó el desarrollo gonadal basado en los diferentes estadios de maduración descritos por Nikolic y Boffil citado en Rodríguez (1990).

Para determinar el Índice de Condición (Relación Peso Carne/Peso Concha) de pesó la carne y concha en fresco. La siguiente fórmula define la variable:

$$I.C. = \frac{\text{Peso de la carne}}{\text{Peso concha}} \times 100$$

La interpretación de los resultados en I.C. se basaron en los siguientes criterios:

$I.C. < 7.5\%$ = BAJO

$7.5 > I.C. < 12$ = PROMEDIO

$12 > I.C. < 15$ = ALTO

Además del pesaje de los organismos también fueron medidos, variables que sirvieron para definir una relación estadística. La variable talla en el eje X y el peso en eje Y sirvieron para correr varios modelos en un programa computarizado (XY-MATH).

Para la fase de aclimatación a condiciones físico-químicas y la fase experimental se utilizó como alimento microalgas cultivadas en el laboratorio: Tetraselmis sp. y Chaetoceros sp. proporcionándoles una ración diaria de 3.45×10^{-7} células de por litro de Tetraselmis sp. por la mañana y 1.05×10^{-7} células de por litro de Chaetoceros sp. por la tarde para un total de 108 reproductores. El alimento fue determinado de esa manera por la riqueza de proteína y ácidos grasos encontrados en las microalgas, respectivamente. La fase de aclimatación a condiciones de laboratorio duró 8 días.

Para la fase experimental un total de 20 reproductores (20% de la muestra inicial) fueron seleccionados al azar y ubicados en el recipiente experimental para el inicio de la investigación de acondicionamiento el cual consistió en aumentar la dosificación de alimento y cambio brusco de temperatura para observar el cambio de condición de los reproductores. Esta fase experimental duró 8 días, siendo el primero destinado al choque térmico (de 20 C a 26 C). Posteriormente se procedió a observar la etología de los organismos (Filtración y bombeo de microalgas a través de las valvas y comportamiento general) y en caso de no observar desove se necropsiaron los organismos y se determinó el desarrollo gonadal basado en los diferentes estadios de maduración descritos por Nikolic y Boffil citado en Rodríguez (1990).

Para determinar el Índice de Condición (Relación Peso Carne/Peso Concha) de pesó la carne y concha en fresco. La siguiente fórmula define la variable:

$$I.C. = \frac{\text{Peso de la carne}}{\text{Peso concha}} \times 100$$

La interpretación de los resultados en I.C. se basaron en los siguientes criterios:

$I.C < 7.5\%$ = BAJO

$7.5 > I.C. < 12$ = PROMEDIO

$12 > I.C. < 15$ = ALTO

Además del pesaje de los organismos también fueron medidos, variables que sirvieron para definir una relación estadística. La variable talla en el eje X y el peso en eje Y sirvieron para correr varios modelos en un programa computarizado (XY-MATH).

6. ANALISIS Y DISCUSION DE RESULTADOS

6.1 RELACION TALLA-PESO

EL modelo de regresión que mejor explicó la relación talla-peso de los reproductores de la ostra de mangle Crassostrea rhizophorae, acondicionadas en el laboratorio se describe a continuación:

$$y = c1x + c2 (x)^2$$

Donde:

c1= -0.04373673494
 c2= 0.005778161325
 X= TALLA
 Y= PESO

Porcentaje de Correlación del Modelo 94%

Desviación Estándar 3.1911324610

Con los resultados anteriores se puede observar que hay una correlación del 94% entre la talla y el peso de los individuos, explicando una alta asociación entre ambas variables. Aunado a la gráfica No. 1 se puede observar que la mayor abundancia de organismos se encontraron con tallas entre 30 y 55 milímetros y un peso promedio entre 5 y 18 gramos.

Asociado al desarrollo gonadal observado en los reproductores se observaron valores fuera de rango (organismos con tallas pequeñas y altos pesos o viceversa) correspondiendo los de tallas pequeña y altos pesos a organismos recuperados y estadíos 2 ó mayores. Contrariamente, los organismos con tallas grandes y bajos pesos (menor abundancia, observar curva de modelo de regresión) correspondió a organismos en proceso de recuperación o en reabsorción de tejido gonádico. En ambos casos los datos se distribuyeron fuera del modelo estadístico, por lo que el modelo encontrado podrá variar en organismos con estadíos similares ó mayores de 3.

6.2 INDICE DE CONDICION

En la tabla se resume el índice de condición en porcentaje de los 20 reproductores observados.

TABLA No. 1

INDICE DE CONDICION (%) DE LOS REPRODUCTORES DE *C. rhizophorae* ACONDICIONADOS EN LABORATORIO.

CRITERIO DE CLASIFICACION PARA INDICE CONDICION	FRECUENCIA REPRODUCTORES OBSERVADOS.	PORCENTAJE DE ORGANISMOS CON I.C. DIFERENTE
ALTO (12-15%>)	7	35%
PROMEDIO (7.5-12%)	10	50%
BAJO (< 7.5%)	3	15%

Los resultados anteriores permite inferir que el 50% de los organismos muestreados presentaron un índice de condición de promedio ó moderado y un 35% presentaron un porcentaje alto, lo que indica que el 85% de los organismos mostró condiciones de desarrollo adecuadas pero no óptimas para el desarrollo gonadal. Las variaciones en condición de los reproductores observados pudo deberse a las compensaciones de energía necesarias para mitigar los cambios bruscos en condiciones de laboratorio (por ejemplo, falta de cambio de agua, sub-alimentación, cambios bruscos de temperatura) lo cual concuerda con lo reportado por Zamora (1989). En varias especies de moluscos en las zonas tropicales donde se manifiesta este comportamiento luego de haber alcanzado cierta madurez sexual.

En la Tabla No. 2 se observa en porcentajes el estado de madurez sexual que alcanzaron los 20 organismos muestreados a los 8 días de acondicionamiento.

TABLA No.2

ESTADIOS DE MADUREZ SEXUAL (%) OBSERVADOS EN LOS REPRODUCTORES DE C. rhizophorae EN LA FASE DE ACONDICIONAMIENTO

ESTADIO DE MADUREZ OBSERVADOS	NUMERO DE INDIVIDUOS	PORCENTAJE	OBSERVACIONES
0	5	25%	La causa una posible reabsorción de tejido gonadal por cambios osmóticos y una sub-alimentación.
1	9	45%	Organismos en recuperación .
2	6	30%	Organismos recuperados con tendencia a reproducirse.

Como se puede observar en la Tabla No. 2, solo un porcentaje de los reproductores en estudio alcanzaron el estadio 2. En este estadio no es factible que los reproductores desoven dada la inmadurez de las gónadas, siendo el estadio No. 3 el más adecuado. Varias causas pudieron haber afectado el desarrollo gonadal de los reproductores, por ejemplo, índice de condición de los reproductores al momento de la captura, sub-alimentación en condiciones de laboratorio, choque osmótico (diferencial de salinidad entre el Atlántico y Pacífico) y estrés adicional por manejo exagerado. En algunos de los organismos muestreados se observó reabsorción gonadal probablemente para mitigar condiciones de estrés discutidas anteriormente.

Los datos obtenidos en desarrollo gonadal en este estudio permite inferir que la Ostra de Mangle necesita condiciones de manejo diferentes a las reportadas para la Ostra del Pacífico (C. gigas) siendo importante que para estudios similares se programe más de las cuatro semanas para aclimatación previstas en este estudio.

7. CONCLUSIONES:

- 1.- Con los resultados obtenidos se deduce que si es factible acondicionar reproductores de la Ostra de Mangle (Crassostrea rhizophorae) en condiciones de laboratorio siempre y cuando se controlen los problemas descritos en este trabajo.

- 2.- El nivel de microalgas suministrado a los reproductores de la ostra de mangle no fue suficiente para llenar requerimientos nutricionales lo que condujo a variaciones en el índice de condición de los reproductores en estudio.

- 3.- Una relación tipo exponencial entre las variables talla-peso fue la que mejor explicó la tendencia, aunque esta deberá ser aplicable en organismos en estadios gonadales entre 0 y 2.

8. RECOMENDACIONES:

1.- Para la realización de cualquier otro proyecto en el laboratorio de moluscos y alimento vivo en la Estación Experimental de Monterrico, es necesario contar con cultivos masivos de microalgas y superar los problemas de abastecimiento de agua marina.

2.- El Centro de Estudios del Mar y Acuicultura debe promover investigaciones similares para enfocar la acuicultura en Guatemala al área de Ostricultura ya que generalmente se ve dirigida a otros campos.

3.- Los estudios realizados sobre la ostra Crassostrea rhizophorae deben continuar en Guatemala para poder evaluar realmente el potencial económico a nivel comercial que esta especie puede tener.

4.- Realizar un pre-acondicionamiento de tres semanas en el mar, para luego terminar su acondicionamiento en laboratorio y lograr el desove.

5.- Investigar la factibilidad de alcanzar el acondicionamiento total en agua marinas de Monterrico del Ostión de Manglar, y así ahorrar en la producción de microalgas y mano de obra.

A N E X O

GRAFICA No. 1
RELACION TALLA-PESO EN OSTRAS
C. rhizophorae en La Estación de Monterrico

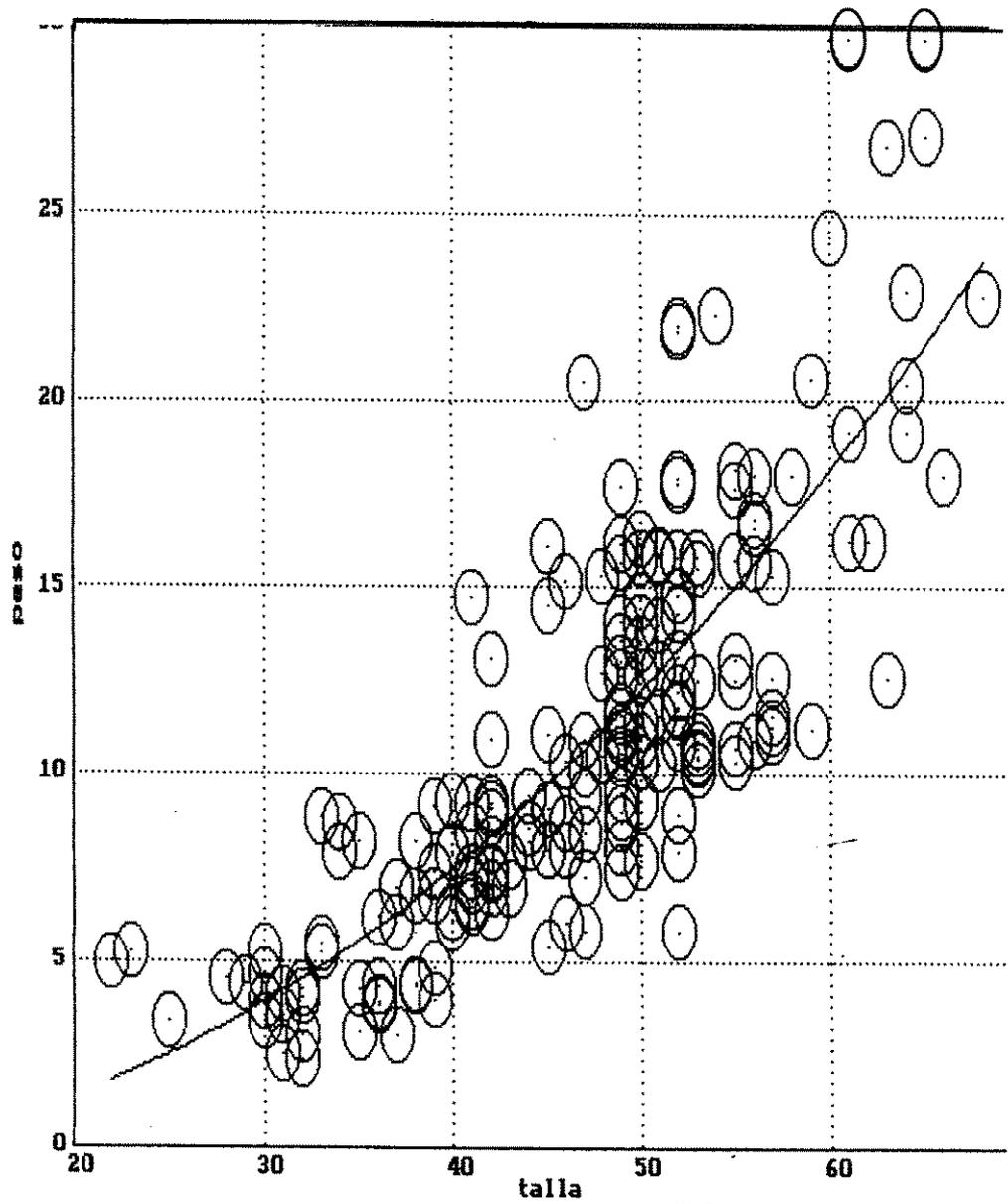


TABLA No.3

PORCENTAJES DEL INDICE DE CONDICION

PESO DE CARNE(%)	PESO DE CONCHA(%)
5.25	94.75
9.47	90.53
9.56	90.44
9.73	90.27
10	90
13.6	86.4
7.25	92.75
11.31	88.68
9.01	90.99
27.32	72.68
13.03	86.97
20.69	79.31
20.2	75.8
13.26	86.74
8.33	91.67
16.06	83.94
9.35	90.65
10.23	89.77
19.3	80.69
11.74	88.26

10. BIBLIOGRAFIA

- ALARCON, F. 1992. Dynamics of two populations of the oyster Crassostrea rhizophorae (Guilding, 1928), on the caribbean coast of Costa Rica and the use of their death assemblages as cal records. A disseration submitted to the departemente of marine sciencies of coastal managment University of Newcastle upon tyne. England. s.n., 143 p.
- ALFARO, J. 1988. Cultivo de Crassostrea rhizophorae (Bivalvia: Ostreidea) II. Análisis comparativo de crecimiento y sobrevivencia en tres sistemas de cultivo. Revista Latino Americana de Acuicultura. (Perú). no. 38:21-34.
- CABRERA, A. et al. 1983. Determinación del tamaño comercial de la ostra de manglar, Crassostrea rhizophorae (Guilding, 1928) en un sistema suspendido en el estero vizcaya, Costa Rica. Revista Biodiversidad Tropical. (Costa Rica). 31(2): 257-261.
- CIGARRA, J. 1991. Oyster culture in Cuba. Estados Unidos. World Aquaculture. 54 p.
- ILLANES BUCHER, J.E. 1996. Curso internacional del cultivo de moluscos. Coquimbo Chile. Chile. ACCI, Agencia de Cooperación Internacional de Chile. 433 p.
- QUAYLE, D. 1981. Ostras tropicales, cultivo y métodos, IDRC. Revistas Especies Tropicales. (Canada). no. 12:23-44.
- REYES ARIAS, L.M. et al. 1995. Fundamentos de la acuicultura marina. Santafé de Bogota. (Colombia). INPA, Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura. 224 p.
- RODRIGUEZ, J. et al. 1990. Manual para el cultivo de ostión Crassostrea rhizophorae (Guilding, 1928), Habana, Cuba, s.n. 42 p.
- VELEZ, A.; ORTEGA, L. 1988. Cultivo de microalgas en gran escala en el alimento de postlarva de bivalbo. Instituto Oceanográfico de Venezuela. Revista Oceanográfica. (Venezuela). no. 32:34-54.
- ZAMORA, E. et al. 1983. Creciminto y maduración de Crassostrea rhizophorae (Guilding, 1928) cultivadas en sistema suspendido en estero vizcaya, Limón, Costa Rica. Revista Biológica. (Costa Rica). 31(2): 277-281.

