

Avances en la Experimentacion de Produccion Massiva de Caracol en Quintana Roo, Mexico

RAMON CRUZ S.
Centro Regional de Investigacion
en Maricultivos en Puerto Morelos
Quintana Roo
Cancun, Mexico

INTRODUCTION

Los caracoles marinos representan un recurso de considerable importancia y amplio consumo en toda el area del Caribe, en donde se destaca por su importancia en la pesqueria el comunmente llamado caracol rosa o caracol de abanico, Strombus gigas L. (Mollusca, Mesogasteropoda).

La distribucion geografica de Strombus gigas abarca toda la cuenca del Caribe, desde Florida hasta Venezuela. En Mexico se localiza en la region sureste del Golfo de Mexico y la costa del Caribe, encontrandose en mayor abundancia en esta ultima zona (Fig. 1).

Esta especie es encontrada comunmente en pastizales marinos, y a mayor profundidad en planicies arenosas, remontandose la pesqueria de este molusco a periodos prehispanicos donde los antiguos habitantes de esta region los consumian a nivel domestico y para la elaboracion de diversos objetos de ornamentacion y uso diario (de la Torre, 1984).

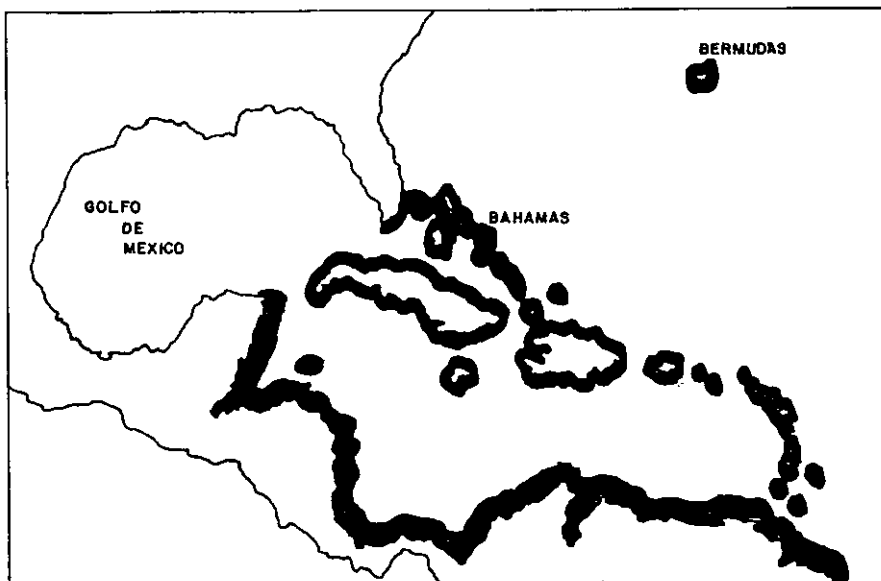


FIG 1. DISTRIBUCION GEOGRAFICA DEL CARACOL ROSADO *Strombus gigas*
(MODIFICADO DE ABBOT, 1961 EN BROWNELL 1981)

La importancia economica de este recurso ha aumentado en proporcion directa a su demanda, creciendo esta en la decada de los 70's por el desarrollo de un fuerte mercado de carne congelada de caracol en los Estados Unidos (Diaz, C. comunicacion personal), por lo que el estado actual de las pesquerias indica que los bancos existentes son insuficientes para atender la demanda futura, problema que se agrava dia con dia al disminuir la cantidad de bancos aprovechables a nivel comercial (Fig 2).

Aunque se han implementado algunos programas de conservacion en varios paises, la falta de datos biologicos y pesqueros habia impedido en Mexico el desarrollo de planes de manejo adecuado para esta pesqueria, empezando desde 1981 las acciones de proteccion y preservacion de esta especie, englobando una serie de alternativas que van desde la veda del caracol en periodos especificos para protegerlos durante la epoca reproductora (julio-septiembre) y la determinacion de cuotas maximas de captura y tallas minimas de pesca, reforzadas con programas de inspeccion y vigilancia; hasta la practica del maricultivo de esta especie, con el objetivo principal de la produccion masiva de juveniles en laboratorio para siembras masivas y repoblacion de los bancos caracoleros del estado, y en un futuro, el area del Caribe.

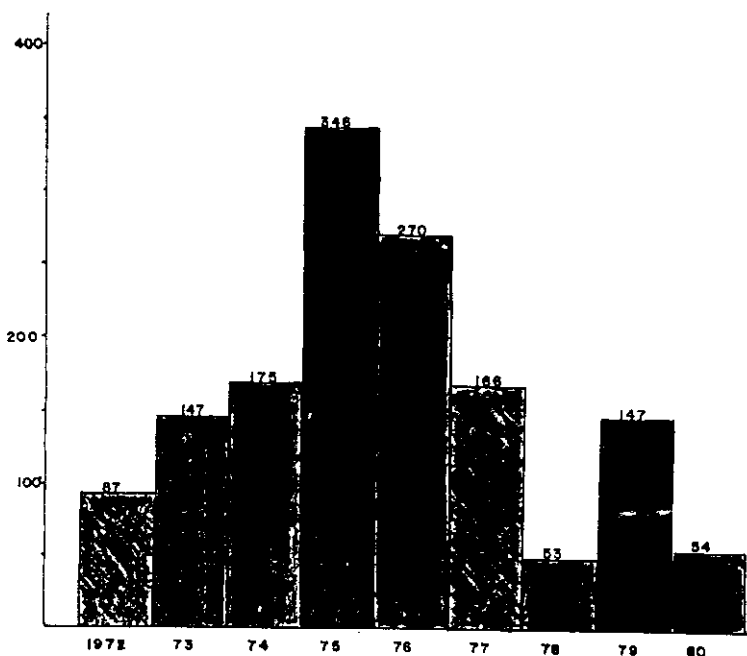


FIG II. PRODUCCION DE CARACOL EN Q.000 DE 1972 A 1980

(DE LA TORRE 1984)

PROCESO DE CULTIVO

Una serie de experimentos sobre el manejo preliminar del cultivo de caracol esta desarrollandose desde Octubre de 1983 en el Centro Regional de Investigacion en Maricultivos en Puerto Morelos, Quintana Roo, Mexico.

La informacion que se detalla, puede ser usada como una guia para el cultivo de las diferentes etapas de S. gigas hasta su talla de organismo juvenil de 7 cm.

El proceso de cultivo se ha logrado alcanzando organismos de esta talla, los cuales estan listos para la futura siembra y regeneracion de bancos caracoleros y se divide en cuatro etapas que se detallan a continuacion.

Colecta y manejo de las masas de hueva.--La colecta de huevas se lleva a cabo a lo largo de la costa de Quintana Roo, en zonas variables que oscilan entre 5 y 40 m de profundidad por parte del propio personal del CRIEM, usando equipo de buceo libre o equipo de buceo autonomo dependiendo de la profundidad.

El desove de S. gigas presenta un pico de mayor incidencia durante los meses con temperatura mas elevada durante el ano (abril a septiembre), sin embargo en algunos lugares se puede encontrar masas de hueva durante todo el ano, como en el Banco Chinchorro y la zona sur del estado aunque su abundancia es minima.

La captura de las masas de hueva se realiza cuando la masa todavia se encuentra debajo del labio de la concha de la hembra que se encuentra desovando en ambientes naturales, lo cual asegura la correcta identificacion de la especie. Generalmente, la hembra produce las masas de hueva en arena de coral fina con un bajo contenido de materia organica (Brownell & Stevely, 1981). Esta masa consiste en un tubo continuo, con los pequenos huevecillos colocados dentro en forma de espiral, adheridos por una membrana mucosa interna que brinda una proteccion especial a los huevecillos. Una proteccion extra se logra con la adherencia de granos de arena al tubo externo y que a la vez sirve como camuflaje

El numero de huevecillos por masa ha sido estudiado por numerosos autores (tales como Robertson, 1961; Randall, 1964; D'Assaro, 1965) por lo que los datos oscilan enter 250,000 y 500,000 huevecillos por masa. Sin embargo se ha visto que esto depende de numerosos factores, por lo que para los calculos de numero de huevecillos se obtienen de su relacion con el peso total de la masa. (Cruz S., en prep.).

Una vez localizada la masa de hueva, se pone en bolsas de plastico y ya en la superficie se coloca en cubetas de 20 l con agua marina del lugar y se transporta al laboratorio. Cuando el transporte tiene una duracion mayor de 20 min., son necesarios cambios de agua para asegurar una buena calidad de agua o aerear constantemente. Los transportes por periodos mas largos de 5 horas no son convenientes ya que se observa una baja considerable en la eclosion y una rapida mortalidad de las larvas restantes.

Una vez en el laboratorio, la masa de huevo es lavada con agua circulante filtrada con cartucho de 5 micras para exterminar pequeños depredadores, y colocada en tamices plásticos de 1mm suspendidos en una canaleta de fibra de vidrio de 40 l de capacidad con agua filtrada (5 micras) circulando las 24 horas y aereación constante. Observaciones al microscopio son efectuadas diariamente con objeto de seguir detalladamente las transformaciones outogenéticas para calcular el tiempo de eclosión, la cual se lleva a cabo de 20 a 44 horas de que la masa de huevo fue colectada de la hembra.

La eclosión tiene lugar en estanques exteriores con 200 l de agua marina filtrada con un filtro granulométrico (aprox. 25 micras) y la masa de huevo se retira a las 24 horas de iniciar la eclosión, tiempo en el cual comienza a descomponerse rápidamente causando mortalidades masivas por alteraciones en la calidad del agua.

Cria de larvas.--La eclosión tiene un periodo aproximado de 24 a 30 horas de duración siendo el porcentaje más alto en las primeras horas de su inicio.

La larva de S. gigas eclosiona en su segundo estadio larval ya como larva veliger, con una protoconcha muy bien formada pero extremadamente delicada, presentando un comportamiento de pequeñas aglomeraciones de larvas natatorias con movimientos irregulares.

Estas pequeñas aglomeraciones tienen lugar debido a segregaciones mucosas de la propia larva, quedando otras larvas atrapadas en esta, originando que se vayan al fondo y por consiguiente hay un aumento en la mortalidad. Por lo que en los primeros 3 o 4 días, las larvas son despegadas y ayudadas a volver a la columna de agua por un pequeño flujo de agua directo, que las separa y libera para volver a la superficie. Después del 3er día, las larvas comienzan a dividir sus velos para formar 4 velos que las ayudan a nadar. Sin embargo, durante esta época y todo el proceso larval, presentan comportamientos de ir hacia el fondo principalmente de día para volver a la superficie de noche, por lo que durante el día se hacen sifoneos con tubos de PVC de 1/2" y tamices plásticos para obligar a la larva a nadar, aprovechando el proceso de filtrado para separar las larvas muertas.

El agua de los estanques es cambiada diariamente en las 2/3 partes de su totalidad por agua fresca, bien oxigenada a temperatura ambiente y filtrada con un filtro granulométrico de 25 micras. Alimento a base de microalgas es añadido al estanque una vez cada 24 hr a una concentración variable dependiendo del estado del cultivo. (Fig. 3).

La mezcla de alimento consiste básicamente en dos especies de microalgas obtenidas en condiciones de cultivo en el CRIM a temperatura controlada entre 23 y 25 °C, y son: Isochrysis galvana y Tetraselmis chuii, a manera experimental se trabaja también con Thalassiosira fluviatis, Tetraselmis suecica y Pseudoisochrysis paradoxa, sin embargo las larvas pueden crecer y llegar a un estado premetamórfico solo con las primeras dos especies de microalgas. Las necesidades y determinaciones de su

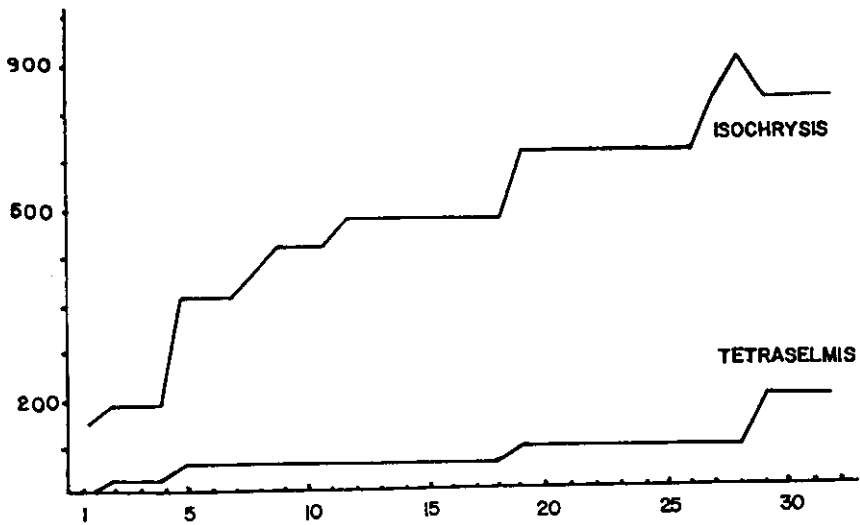


FIG. 3 CONCENTRACION DE MICROALGAS PARA LA ALIMENTACION LARVAL DE Strombus gigas.

dieta exacta dependen, como dijimos anteriormente, de las condiciones del cultivo y su analisis esta en discusion todavia.

Despues del decimo al doceavo dia, las larvas comienzan a dividir sus velos para formar 6 velos mas delgados que los anteriores. Esta fecha coincide justamente con el periodo de mortalidad mas alto del cultivo (Brownell, 1977).

Pasado este periodo, las larvas reducen notablemente su porcentaje de mortalidad, y el metodo de lavado diario es el mismo utilizado en la etapa anterior, tamizando con malla millex de 250 micras y cambiando las 2/3 partes de la totalidad del agua.

El periodo total del estadio larval natatorio es de aproximadamente 25 a 35 dias despues de la eclosion y dependiendo de diversos factores, principalmente temperatura, tiempo en el cual la larva va iniciando una serie de cambios con un comportamiento mas pronunciado a la vida de fondo, proceso en el cual da comienzo la etapa de metamorfosis.

Metamorfosis.--Una serie de cambios morfologicos visibles ocurren durante este proceso, el cual se caracteriza por la perdida de la forma larval.

Desde el vigesimoquinto dia de cultivo, observaciones de la larva al microscopio son hechas diariamente con el fin de detectar la fecha aproximada de metamorfosis para inducirla en estructuras especiales.

Los cambios mas significativos en la larva, y que son antecesores a la metamorfosis son:

- Formacion de la tapa del operculo
- Formacion de la una del pie
- Pigmentacion blanca de las antenas y pie
- Desplazamiento de los ojos hacia la parte anterior de las antenas

-Formacion de la proboscide

-Aparicion de las branquias

Cuando aproximadamente el 70% de las larvas en cultivo cumplen los cambios morfologicos anteriores, las larvas son cambiadas a estructuras de malla plastica (Millex 500 micras) de densidad de 30 larvas/l. El origen de los mecanismos que inician la metamorfosis aun no esta muy bien conocido; se usa como inductor una macroalga bentonica, Laurencia obtusa, la cual el Dr. Siddall, reporta como positiva para inducir metamorfosis. Conjuntamente con esto, pequenas microalgas filamentosas comienzan a crecer en la abertura de la malla plastica, las cuales sirven como alimento en el momento que la larva se asienta al fondo, ademas que se sigue alimentando con algas cultivadas el laboratorio. La metamorfosis termina con la absorcion o desaparicion de los velos y con la coloracion de la concha en blanco y cafe. En este momento el pequeno caracol alcanza la talla de 1 a 2 mm, permaneciendo en las cunas de metamorfosis hasta alcanzar la talla de 1 cm. La metamorfosis ocurre en laboratorio durante todo el ano, no encontrandose diferencias estacionales en los porcentajes de larvas metamorfoseadas. El uso de inductores quimicos como el acido gama-aminobutirico (GABA) empleado por Berg (1976), ha sido actualmente suspendido hasta definir la eficiencia del metodo utilizado actualmente.

Cria de Juveniles.--Esta fase de cultivo se lleva a cabo en estanques exteriores con densidades y tallas variables en cada uno de ellos.

Los jovenes caracoles comienzan a crecer inmediatamente despues de la metamorfosis, y conforme aumenta su crecimiento aumenta considerablemente la posibilidad de supervivencia de los individuos.

El seguimiento del desarrollo de crecimiento se ha seguido basicamente en dos tipos de cultivo semi-abierto en el CRIM de Puerto Morelos.

Los primeros resultados de crecimiento se obtuvieron en estanques de concreto, donde se inducia el crecimiento de macroalgas, las cuales se fijaban en las paredes y fondo del estanque y en colectores de plastico para aumentar su fijacion, do donde se alimenta el caracol. Las principales especies de macroalgas que se trabajan son los generos Enteromorpha, Chaetomorpha y Rozomorpha las cuales demostraron ser suficientes para el crecimiento en cautiverio del caracol S. gigas. Actualmente el metodo de crecimiento de juveniles que se sigue, es en jaulas flotantes en estanques de concreto, con circulacion constante, alimentando con extractos de algas, principalmente Laurencia obtusa, Syringodium filiforme y Amphiora sp. haciendo una especie de pelletizado muy suave, el cual es facilmente digerido por el caracol.

Este segundo metodo presenta grandes ventajas, ya que permite la facil inspeccion de los caracoles, asi como su limpieza, ademas que ha demostrado aumentar la accesibilidad de alimento en esta etapa logrando con ello un aumento dn la produccion.

SIEMBRAS

Esta etapa es muy importante, ya que es uno de los objetivos principales del proyecto la repoblacion masiva y regeneracion de bancos caracoleros en el area del Caribe.

Actualmente, se estan haciendo los estudios en las poblaciones naturales para calcular algunos aspectos generales antes de sembrar los organismos cultivados, entre los que destacan:

- 1) Tipo de sustrato y area de siembra
- 2) Densidad de siembra
- 3) Talla de siembra
- 4) Factores sociales y turisticos de la region

Mucha de la informacion de este estudio poblacional de un ciclo anual se encuentra aun interpretandose, teniendo ya actualmente los primeros resultados valiosos para extrapolarse a las siembras artificiales.

CONCLUSIONES

El proceso de cultivo se ha modificado notablemente desde su inicio en 1982 sobresaliendo los siguientes resultados:

* La concentracion de microalgas utilizadas en la alimentacion en cautiverio del caracol marino S. gigas puede ser mas baja que la reportada por otros autores (Hesse, 1981), y tienen que estar en relacion al tamano de larva. Se han obtenido buenos resultados con dos especies de microalgas: Tetraselmis chuii e Isochrysis galvan, a concentraciones iniciales de 20 y 80 celulas/ml respectivamente hasta 400 y 800 celulas/ml al final de la etapa larval, alimentando una vez cada 24 hrs.

* La densidad de larvas en los estanques no debe ser muy elevada, ya que aumenta la probabilidad de aglomeraciones de las larvas, repercutiendo esto en la mortalidad. Se manejan densidades con buenos resultados que van desde 200 larval/l al inicio de la etapa larval hasta 40-50 larvas/l al final de la etapa. La supervivencia mas alta alcanzada con estas densidades es del 12.5% para esta etapa larval.

* Algunos factores intrinsecos de la larva intervienen en la mortalidad, estando su pico mas acentuado los dias 9, 10 y 11 despues de la eclosion, donde se muestran algunas veces mortalidades de mas del 50% de las larvas cultivadas.

Esto sera objetivo de futuros estudios para aumentar los resultados de produccion masiva.

* Es muy importante el control de la calidad del agua durante la etapa larval, ya que algunas aglomeraciones se deben por nucleos de basura a los que rodean las larvas originando estas aglomeraciones (Ogawa, comunicacion personal). El uso de medicamentos y desinfectantes solo ha sido utilizado al principio de la eclosion, manteniendose su concentracion del 0.03% de cloro residual, que evita el excesivo crecimiento de

diatomeas y microorganismos. Es muy importante que se cambie diariamente la mayor cantidad de agua del estanque para evitar tambien el crecimiento de protozoarios en el cultivo.

* Los experimentos sobre crecimiento de juveniles de S. gigas han demostrado ser satisfactorios, notandose un crecimiento muy acelerado con los reportados anteriormente (Brownell et al., 1977). Se ha obtenido en caracoles menores a 5 cm crecimientos de 1.4 cm mensuales en el metodo de jaulas flotantes y alimento pulverizado de macroalgas y en el metodo de cultivo de macroalgas en estanques de concreto se han obtenido un promedio de crecimiento de caracol de 0.98 cm/mes.

* El porcentaje de larvas postmetamorficas es mayor al reportado. Se obtiene un porcentaje de metamorfosis superior a 90% en los primeros dias, y terminando en el 30% del total al final del primer mes, en las canastas flotantes de malla (Mille 500 micras) plasticas, tiempo el el cual la supervivencia se estabiliza y la mortalidad casi no existe.

* Algunos datos poblacionales para las siembras masivas han sido concluidos entre los que destacan:

1) La densidad de siembra debe ser igual o similar a la densidad natural de juveniles de talla de 7 a 12 cm, la cual es de 15 organismos/100 metros cuadrados.

2) el area de siembra debe ser preferiblemente en sustratos arenosos firmes, con praderas de Thalassia sp. y macroalgas filamentosas abundantes para la alimentacion adecuada de juveniles.

3) la talla de siembra debe ser como minimo 7 cm de longitud, talla en la cual se comienzan a encontrar en abundancia naturalmente, y evitan un gran porcentaje de sus depredadores.

4) En el Estado de Quintana Roo las areas con menos problemas sociales para las siembras de caracol son las areas que comprenden las dos reservas ecologicas, una al centro del Estado y la otra al Norte en Isla Contoy, por ser estas zonas donde se encuentra mejor vigilancia, impidiendo que los organismos sembrados sean extraidos por la poblacion.

AGRADECIMIENTOS

Este programa ha sido posible gracias a la colaboracion y empeno de todo el grupo de trabajo del Centro Regional de Investigacion en Maricultivos de Puerto Morelos, Quintana Roo, y a quien deseo expresarles mis agradecimientos: Oc. Jose Luis Coral, Biol. Ricardo Fanjul, Biol. Donaldo Marines, Biol. Gabriela Pastor, Biol. Carlos Diaz, T. P. Luis Zorrilla, Ing. P. Severiano Chin, Ing. P. Israel Ramirez, T. A. Miguel Angle Rivero, Biol. Aurora Ramirez y T.A. Manuel Medina. A todos ellos mi reconocimiento en su participacion en las diferentes areas del trabajo.

Este programa ha sido posible gracias al apoyo de la Secretaria de Pesca en Mexico y el Gobierno del Estado de

Quintana Roo, muy en especial al C. Gobernador del Estado, Lic. Pedro Joaquín Codwell y al Lic. Erick Paolo y su equipo de trabajo por su apoyo desinteresado al programa

El CRIM agradece también al Gobierno de Japón, y muy en especial al M. en C. Jogi Ogawa por su especial interés en el desarrollo de este programa y su cooperación técnica.

De manera muy especial quiero expresar mi agradecimiento al C. Lic. Pedro Ojeda Paullada por su apoyo a este Centro de Investigación y muy en especial a todo el Instituto Nacional de Pesca.

LITERATURA CITADA

- Berg, C. J., 1976. Growth of the Queen Conch, Strombus gigas, with a discussion of the practicality of its mariculture. Mar. Biol. (Berl.) 34:191-199.
- Brownell, W.N. 1977. Reproduction, laboratory culture and growth of Strombus gigas, S. costatus and S. pugilis in Los Roques, Venezuela. Bull. Mar. Sci. 27:668-680.
- Brownell, W. N. and Stevely, J. M., 1981. The biology, fisheries and management of the Queen conch, Strombus gigas. Mar. Fish. Rev. 43(7):1-12.
- Brownell, W. N., C. J. Berg, Jr. and K. C. Haines 1977. Fisheries and aquaculture of the conch, Strombus gigas in the Caribbean. FAO Fish. Rep. (200):59-69.
- D'Assaro, C. N. 1965. Organogenesis, development and metamorphosis in the Queen conch, Strombus gigas, with notes on breeding habits. Bull. Mar. Sci. 15(2):359-416.
- de la Torre, R. 1984. Pesquería de caracoles en el Estado de Quintana Roo. Serie divulgación (14). Secretaría de Pesca, México.
- Randall, J. E. 1964. Contributions to the biology of the Queen conch, Strombus gigas. Bull. Mar. Sci. 14(2):246-295.
- Robertson, P. 1961. The feeding of Strombus and related herbivorous marine gastropods, with a review and full observations. Notula Naturae (343): 9 p.