

Crecimiento y Supervivencia de Juveniles del Caracol Marino *Melongena corona bispinosa* (Philippi, 1844), Ovopositados en Condiciones de Laboratorio

ADRIANA ISABEL ZETINA ZÁRATE y DALILA ALDANA ARANDA

Laboratorio de Biología Marina
CINVESTAV- I.P.N Unidad Mérida
A.P. 73 - Cordemex, 97110
Mérida Yucatán, México

RESUMEN

Se describe el acondicionamiento de 78 organismos adultos de *Melongena corona bispinosa* (Philippi, 1844), a condiciones de laboratorio (temperatura de 30 °C y salinidad de 20 ppm), así como el desove, la eclosión y el crecimiento de los juveniles de esta especie. El primer desove se registró 15 días después de haber iniciado el acondicionamiento y se obtuvieron 87 cápsulas ovígeras en tres desoves.

El período de incubación de las cápsulas ovígeras fué de 29 a 31 días. El desarrollo embrionario se inicia a partir de la ovoposición y concluye con la eclosión de los organismos juveniles. La tasa de eclosión fué de 68.11%, con una media de 14.4 ± 6 embriones/cápsula.

La talla promedio del juvenil al eclosionar fué de $1700 \pm 456 \mu\text{m}$ de longitud sifonal y $1016 \pm 321 \mu\text{m}$ de diámetro de la espira ($n = 30$). Al eclosionar el organismo presenta pie, bulbos cefálicos, proboscis y ojos. Se observaron cambios morfológicos externos durante las 36 días de cultivo, incluyendo la formación de la banda de crecimiento, de espinas en el hombro (13), de las espiras y de las bandas de coloración café-amarillentas de la concha, todas ellas características de la especie. La tasa de crecimiento de los juveniles fué de $28.13 \mu\text{m}/\text{día}$ en longitud sifonal y fué de $24.69 \mu\text{m}/\text{día}$ en diámetro de la espira. La tasa de supervivencia fué de 26.55%.

PALABRAS CLAVE: *Melongena corona bispinosa*, crecimiento

INTRODUCCION

En la Península de Yucatán, el recurso caracol es fuente de trabajo para un gran número de familias, ya que constituye una importante pieza en la alimentación de los ribereños y su concha utilizada como artesanía. Se ha llevado a cabo una extracción incontrolada del recurso, lo que ha ocasionado la disminución de su captura en algunas especies (colocándolas en peligro de extinción) así como la explotación de otros recursos que eran considerados de menor importancia comercial, como es el caso de *Melongena corona bispinosa* (Philippi, 1844). Esta es una especie endémica de la región, conocido

popularmente como Chivita. Su explotación pesquera es artesanal y se lleva a cabo durante todo el año, en periodos de baja mar, principalmente por mujeres, ancianos, niños y pescadores jóvenes. A estas personas se les conoce como chiviteros, he indican que se necesitan aproximadamente 300 organismos desconchados para obtener un kilogramo de carne, que se vende a 2.5 dolares/kg. Se observaron unas 15 personas en un área aproximada de 2.5 km, extrayendo un promedio de 10 kilogramos de carne/día/pescador. Se estima que anualmente se extraen 54 toneladas ó 16,400 millones de organismos en esta área. Sin embargo, a pesar de la importancia que ha adquirido este organismo en Yucatán, no existen registros de extracción, ni talla mínima de captura. Aunque se menciona que existe una veda permanente para el género *Melongena*, esta no se respeta. Es necesario conocer la biología de las especies, principalmente en las primeras etapas de su ciclo de vida, a fin de obtener las bases biológicas necesarias para su manejo biológico pesquero y su futuro cultivo. *M. corona bispinosa* es un neogasterópodo de la familia Melongenidae y de fertilización interna. Estos gasterópodos depositan sus huevecillos dentro de una cubierta resistente o cápsulas ovíferas, las cuales se adhieren al substrato, ya sea individualmente o en racimos. Muchos neogasterópodos presentan supresión del estadio de larva libre nadadora y emerge un juvenil con todas las características del adulto. Clench y Turner (1956), Hathaway (1957), Hathaway y Woodburn (1961), D'Asaro (1970), Bingham y Albertson (1973) Levy (1979), Flores Andolais (1980) y Barnes (1983), mencionan las características reproductivas de *M. corona*, incluyendo épocas de reproducción, madurez gonadal, tiempo de desove, número de cápsulas por puesta, número de huevecillos por cápsula así como se describen las diferencias anatómicas en la morfología sexual interna entre machos y hembras y la función y características de la glándula pedal en el proceso de ovoposición. En el presente trabajo se describen aspectos sobre la biología de juveniles de *M. corona bispinosa* eclosionados en laboratorio.

MATERIAL Y METODOS

Se colectaron 78 organismos adultos de *M. corona bispinosa* en la ciénaga de Progreso, Yucatán (Figura 1), Se registró la temperatura y salinidad. (‰) La salinidad se tomó con un refractómetro, con precisión de 1‰.

Los 78 organismos se transportaron al laboratorio de Biología Marina del Cinvestav I.P.N (Unidad Mérida), instalándose en 4 acuarios de fibra de vidrio de 76 litros, con filtro biológico y aereación. En base a los parámetros registrados en el medio natural se acondicionaron a 30°C y 20‰. La densidad de los organismos fué de 1.8 organismos/cm³. La talla de éstos fué de 30 a 49 mm de longitud sifonal.

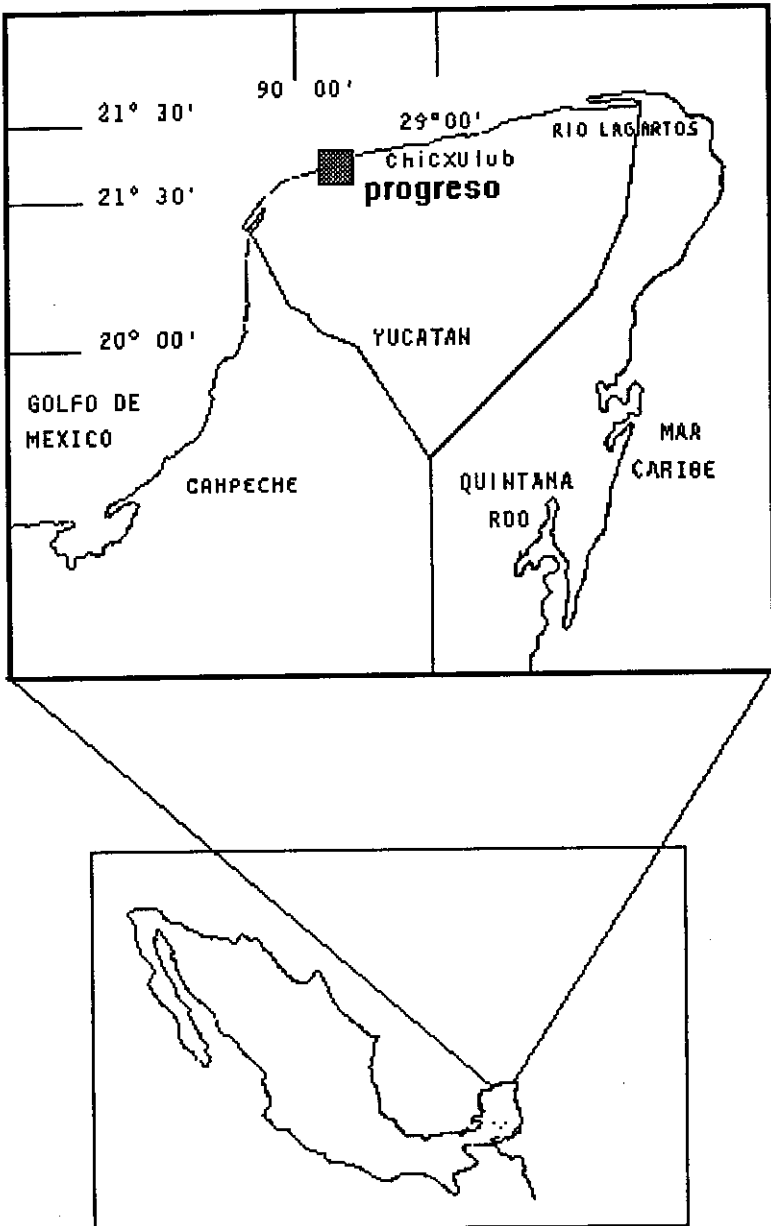


Figura 1. Ubicación geográfica de Progreso, Yucatán, México (tomada de Zizumbo Villarreal, 1989).

Cada 24 horas se realizó un cambio total de agua, se suministró alimento balanceado preparado en el laboratorio de Nutrición del Cinvestav, con la siguiente composición: Humedad 8.59%, Cenizas 8.28 %, Proteína (harina de pescado y soya) 40.00%, Grasa 6.07%, Fibras 7.44% y Extracto libre de nitrógeno 0.72%. El agua de mar fue transportada de Progreso al laboratorio, en un camión pipa del Ayuntamiento, donde se almacenó en una cisterna de 20 m³ y posteriormente pasó a un depósito de 10 m³ de capacidad. El agua fue filtrada con cartuchos de polipropileno (con diámetro de poro de 2, 10 y 15 micras de retención), luego fue esterilizada con una lámpara de luz ultravioleta. Finalmente se almacena en recipientes de plástico de 100 litros.

Para la tasa de fecundidad se consideró el número de veces que ovopositaron las hembras, el número de cápsulas ovopositadas en cada puesta y el número de huevos contenidos en cada cápsula. Se anotó el tiempo de incubación de las cápsulas ovígeras de *M. corona bispinosa*, así como el tamaño, la forma, el color, la textura y el número de embriones que presentan las cápsulas durante el período de incubación.

La tasa de eclosión se determinó a partir del número de organismos eclosionados de cada cápsula ovígera con relación al número total de huevecillos observados en cada cápsula. Las 87 cápsulas desovadas, se colocaron en recipientes de plástico (con agua de mar filtrada a una salinidad de 20‰ y a una temperatura de 30°C, para llevar un control del número de organismos eclosionados de cada cápsula. Los organismos recién eclosionados se colocaron en recipientes de plástico con un volumen de dos litros. Se alimentaron cada 24 horas ad libitum con alimento microencapsulado Frippak No. 2 (C.D. de 15 a 90 µm), cuya composición fue proteínas, lípidos, fosfolípidos, colesterol, minerales (P, Ca, Mg, K, Zn, I y Cu), vitaminas 8A, D3, E, B, B2, B6, B12, ácido pantoténico, ácido nicotínico, ácido fólico, biotina, C, K, colina e inositol. Los lípidos ω3-ω6 se encuentran en el alimento en una proporción 4:1.2. El segundo lote fue alimentado con carne de pescado (*Epinephelus morio*) Cada 24 horas se realizó un cambio total del agua de mar filtrada.

Para determinar la tasa de crecimiento, los juveniles se observaron cada 24 horas al microscopio estereoscópico (a 10X) para observar y describir los cambios en la morfología externa durante el desarrollo. Se midieron 30 organismos diarios, durante 36 días. Se midió la longitud sifonal y diámetro de la espira y se calculó la tasa de crecimiento promedio diario para el período de 36 días (en longitud sifonal y ancho de la espira). La tasa de crecimiento promedio diario fue igual a la media de longitud registrada para el último día de estudio, menos la media de longitud registrada para el primer día de observación, dividido entre el tiempo en días del período de crecimiento estudiado (García Santaella, 1992). La Sobrevivencia se calculó a partir del número de organismos observados el último día del estudio dividido por el número de organismos al inicio del experimento

multiplicado por 100 (Olvera Novoa, 1994).

RESULTADOS

Los organismos adultos de *Melongena corona bispinosa*, se adaptaron a las condiciones de laboratorio a una temperatura de 30°C y 20‰ de salinidad. Aceptaron como alimento el pescado crudo de la especie *Epinephelus morio*, así como el alimento peletizado que les fue suministrado. La mortalidad fué del 10% durante el experimento. Durante julio, agosto y septiembre se observaron apareamientos con una duración aproximada de 50 a 60 minutos. De junio a agosto se observaron tres desoves en el laboratorio: el primero se observó 15 días después del acondicionamiento (Tabla 1). Durante la ovoposición, las cápsulas ovígeras son adheridas a las paredes del acuario, a través del pedicelo. Estas cápsulas son de forma semi-alargada, flexibles y de color blanco. En su interior se observa un líquido espeso, que contiene a los embriones. El tamaño promedio de las cápsulas es de 9 mm de largo y 5 mm de ancho. De los tres desoves se registraron 87 cápsulas ovígeras. En cada desove el número de cápsulas varió de 11 a 53, con un promedio de 29. Se obtuvieron 1,032 embriones, con una media de 14.4 ± 6 embriones por cápsula. El período de incubación de la ovoposición a la eclosión fue de 30 días. Sin embargo, las cápsulas del tercer desove eclosionaron 16 días después del desove.

Tabla 1. Fecha de los tres desoves en condiciones de laboratorio, número de cápsulas por puesta, número promedio de huevecillos por cápsula y número de organismos eclosionados de cada desove.

Fecha	No. de puesta	No. de cápsulas	No. promedio de huevos por cápsula	No. de organismos eclosionados
junio	1	53	17	394
julio	2	11	14	155
agosto	3	23	20	483
Media		87	14.4	1032

En el momento de la ovoposición la cápsula es blanca y sus paredes son blandas. Doce horas después, la cápsula es rígida. Del 10 al 50 día la cápsula es blanca, opaca y de paredes blandas. Al 60 día se observa que los embriones migran de la base de la cápsula hacia el centro de ésta. Los embriones son de color amarillo. Estas características se observan hasta el décimo día, posteriormente las paredes de la cápsula cambian de color blanco a beige. La cápsula se torna transparente y los embriones toman un color café claro y no se distingue el número total de embriones. A partir del 150 día se observa el número de embriones (de color café oscuro) y su movimiento libre en el interior

de la cápsula. En ocasiones se concentran en un sólo lugar, probablemente para alimentarse. Del quinceavo día en adelante, la cápsula presenta las mismas características, pero los embriones cambian a un color café más oscuro y son más grandes. En relación al número de embriones que se observaron a través de las paredes de las cápsulas y al número de organismos eclosionados, se obtuvo una tasa de eclosión de 68.11%. Los juveniles recién eclosionados se mantuvieron a 30°C y salinidad de 20‰. Estos no consumieron el microencapsulado Frippak No. 2 C.D, por lo que fueron alimentados ad libitum con carne de pescado crudo (*Epinephelus morio*). Los organismos al eclosionar presentan pie, proboscis, bulbos cefálicos y ojos (Figura 2a). Para alimentarse el organismo envuelve la partícula con el pie y raspa con la rádula el alimento. La concha presenta un color café-rojizo claro, con una espira y media. Estas características se observan en la concha durante 20 días. A los 21 días, se observa una segunda espira y el inicio de la tercera. El labio externo presenta una línea de crecimiento y se observa una banda de color más claro. El caracol presenta el mismo color café-rojizo y aparecen las crenulaciones en la banda de crecimiento (Figura 2b). A los 36 días, se presenta la misma coloración en la concha y se observan bandas de color café oscuro, las cuales son características de los organismos adultos de ésta especie. Se observan tres espiras completas, las crenulaciones bien marcadas, la banda de crecimiento más ancha y se distinguen las espinas del hombro (Figura 2c). La talla promedio de organismos recién eclosionados es de $1710 \pm 456 \mu\text{m}$ en promedio de longitud sifonal ($n = 30$) y $1016 \pm 321 \mu\text{m}$ de diámetro de la espira ($n = 30$). La talla de los organismos del segundo desove fue de $2075 \pm 211 \mu\text{m}$ en promedio de longitud sifonal ($n = 30$) y $1490 \pm 159 \mu\text{m}$ de diámetro de la espira ($n = 30$). Los organismos del tercer desove presentaron una talla promedio de $2731 \pm 742 \mu\text{m}$ en promedio de longitud sifonal ($n = 30$) y $1905 \pm 401 \mu\text{m}$ de diámetro de la espira ($n = 30$). En la figura 3 se presentan el valor máximo, medio y mínimo de crecimiento en longitud sifonal durante el período de estudio. La tasa promedio de crecimiento diario en longitud sifonal fué de $28.13 \mu\text{m}$ y de $24.69 \mu\text{m}$ en el diámetro de la concha. Para tener una referencia del peso húmedo individual de los juveniles, a los 21 días se pesaron 100 organismos, siéndo este de $340 \mu\text{m}$ por organismo. La sobrevivencia fué de 26.55 % durante este estudio.

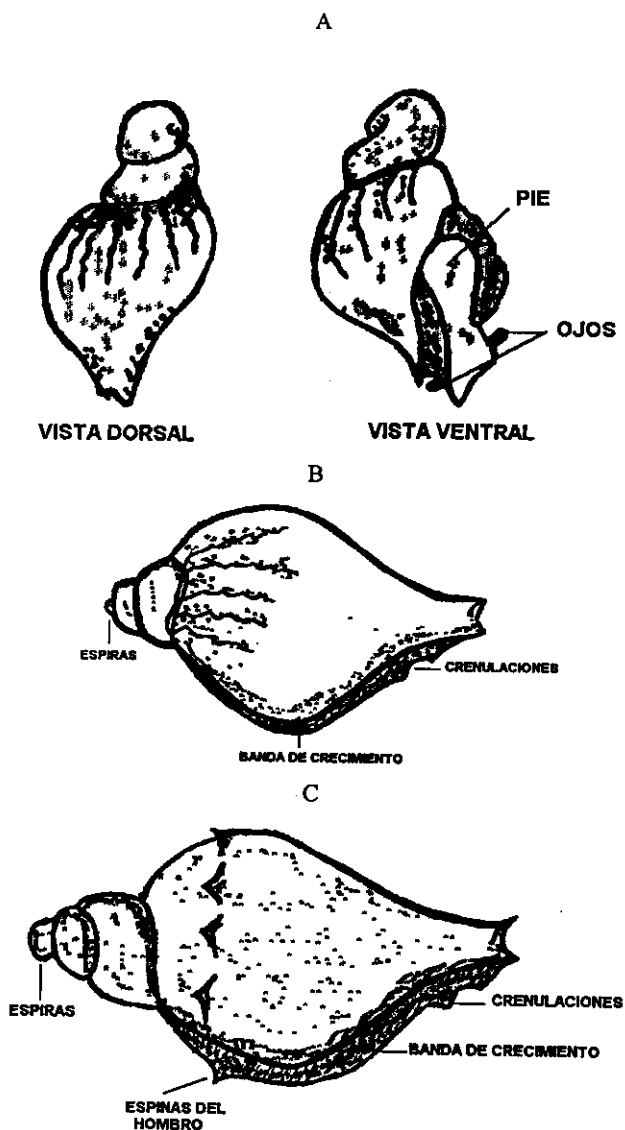


Figura 2. Desarrollo morfológico externo de juveniles de *M. corona bispinosa* 2a) recién eclosionados, 2b) 21 días de eclosionados, 2c).36 días de eclosionados

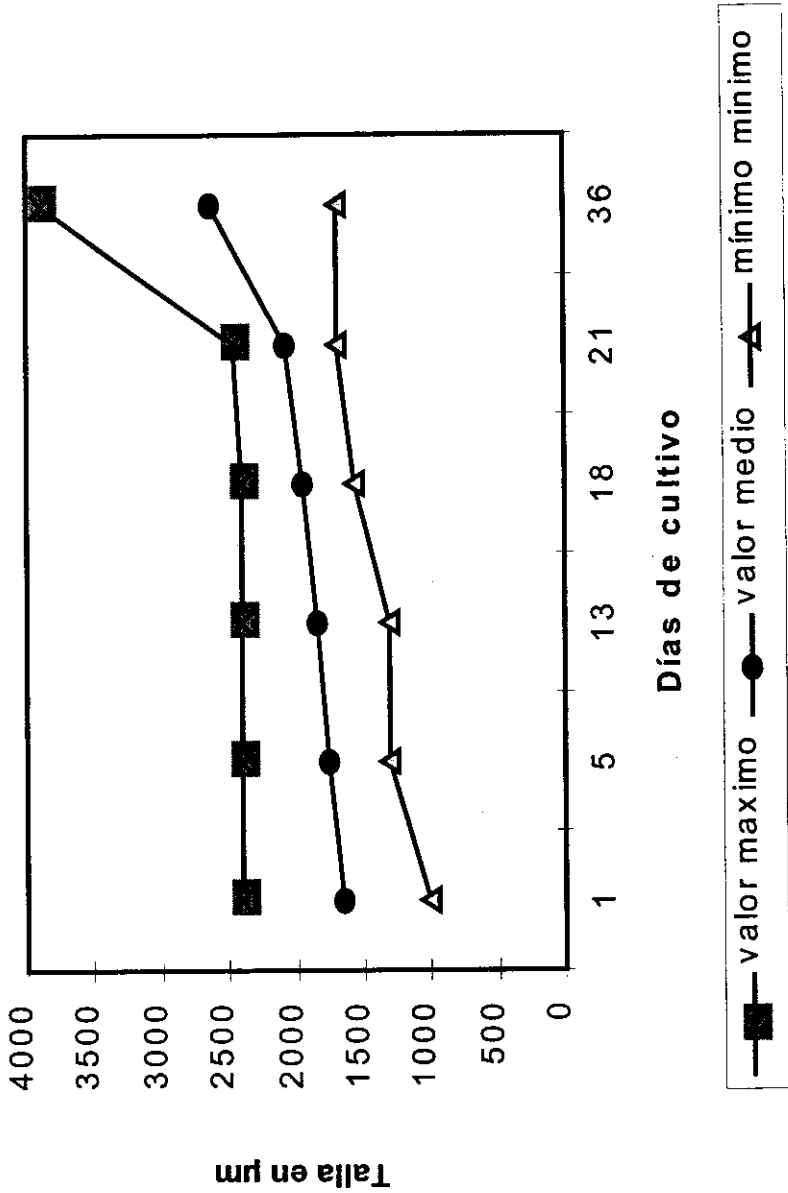


Figura 3. Valores máximo, medio y mínimo de crecimiento en longitud sifonal en juveniles de *M. corona bispinosa* durante 36 días de cultivo.

DISCUSION

El acondicionamiento de adultos, cópula y ovoposición se obtuvo en condiciones de laboratorio a una temperatura y salinidad de 30 °C y 20‰, respectivamente. Flores Andolais (1980), reporta que la cópula de *M. corona bispinosa* en el medio natural, se lleva a cabo durante los meses invernales (en Laguna de Términos Campeche, México) y la ovoposición se presenta de 20 a 25 días posteriores a la cópula. El autor no precisa en su metodología como realizó éstas observaciones. En este estudio se obtuvieron desoves de julio a agosto y la ovoposición se presentó por lo general 15 días después del acondicionamiento. El período de desove de *M. corona bispinosa* en la ciénega de Progreso podría ser de mayo a agosto a diferencia de lo reportado por Flores Andolais (1980). Los embriones permanecen dentro de éstas cápsulas durante todo el desarrollo embrionario y presentan eclosión directa. La fecundidad de organismos prosobranquios estudiada por Giese y Pearse (1977) es variable entre las especies y esta en función de la talla y de las condiciones ambientales. En este estudio, la media fué de 14.4 organismos por cápsula, con un promedio de 29 cápsulas por desove.

Flores Andolais (1980), observó en *M. corona* un período de incubación de tres semanas de las cápsulas ovíferas hasta la eclosión. En éste estudio, el tiempo varió entre 16 y 31 días. Comparando el tiempo de incubación de las cápsulas ovíferas en el medio natural contra lo obtenido en el laboratorio, se observa que el tiempo de incubación disminuye. Albertson (1980) observó que durante el verano los juveniles de *M. corona* presentan una tasa de crecimiento acelerado, en un intervalo de 49 - 80 días, sin precisar el valor de la tasa de crecimiento ni el estadio del organismo. En éste trabajo, la tasa de crecimiento en longitud fué de 28.13 $\mu\text{m}/\text{día}$ y la tasa de crecimiento en diámetro de la espira fué de 24.69 $\mu\text{m}/\text{día}$. Aldana Aranda *et al.* (1996) encuentra una tasa de crecimiento de 80 $\mu\text{m}/\text{día}$ con *Strombus gigas* utilizando como alimento Frippak de 15 a 90 μm de diámetro.

AGRADECIMIENTOS

A la Comunidad Económica Europea (CEE) contrato CII-0432 ME (JR). Al Consejo Científico y Técnico de la Embajada de Francia, contrato No. ME P65000. CONACYT Internacional - 1996 y 1997 y Beca No.90032, CINVESTAV I.P.N. A los pescadores de la ciénega de Progreso.

LITERATURA CITADA

- Albertson, H.D. 1980. *Long term effects of high temperature and low salinities on specimens of Melongena corona and Nassarius vibex*. Ph. D. Dissertation. University of Miami. 222 p.
- Aldana Aranda, D., L. Marin and N. Brito. 1996. Estudios preliminares sobre el

- uso de un alimento microencapsulado en el crecimiento de postlarvas y juveniles del caracol rosa *Strombus gigas*. 44th Gulf Caribbean Fisheries Institut. En prensa.
- Barnes, D.R. 1983. *Zoología de los Invertebrados*. Capítulo 11. Tercera Edición. Editorial Interamericana. 307 - 354.
- Bingham, F.O., and H.D. albertson. 1972. Observations on the attachment of egg capsules to sustrate by *Melongena corona* (Gmelin, 1791). *The Veliger* 16(2):233 - 237.
- Clench, W. and R, Turner. 1956. The Family Melongenidae in the Western Atlantic. *Johnsonia* 3(35):161 - 188.
- D' Asaro, C. 1970. Egg Capsules of prosobranch mollusk from south Florida and the Bahamas and notes of spawning in the laboratory. *Bul. Mar. Sci.* 20(2):414 - 440.
- Flores Andolais, F. 1980. Aspectos biológicos y ecológicos de *Melongena melongena* y *Melongena corona bispinosa* (Mollusca: Gastropoda), de la Laguna de Términos, Campeche, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Ciencias. 31 p.
- García Santaella, E. 1992. Efecto de la dieta y la ración sobre el alimento y desarrollo de las larvas de *Strombus gigas* (Linné, 1759), hasta su asentamiento. Tesis de Maestría. Cinvestav Unidad Mérida. 120 p.
- Giese, A. and J.S. Pearse 1977. Gastropoda Prosobranchia. Pages 1 - 77. in: *Reproduction of Marine Invertebrates* Capitulo 1 Vol. IV. Editado por Academic Press Inc.
- Hathaway, R.R. 1957. Studies on the crown conch *Melongena corona*. Master's thesis. Florida State University, Tallahassee, Florida. 95 p.
- Hathaway, R.R. and K.D, Woodburn, 1961. Studies on the crown conch *Melongena corona* Gmelin. *Bull. Mar. Sci.* 11:45 - 65.
- Levy, I.C. 1979. Are-evaluation of nothwestern range of the *Melongena corona* (Gmelin, 1791) Complex. *The Veliger* 22(2):206 - 208.
- Pilsbry, H.A. and E.G. Vanata. 1934. *Melongena corona* (Gmelin, 1791) and its races. *Nautilus*. 7 p
- Zizumbo Villareal, D. 1989. El deterioro del sistema ecológico, ciénega de Progreso. Secretaría de Ecología. 65 p.