Bol. Inst. Oceanogr. Venezuela, Univ, Oriente 31 (1 & 2): 5-15 (1992); 6 figs., 3 tabs.

REPRODUCCION EXPERIMENTAL EN EL CAMARON BLANCO (PENAEUS SCHMITTI) DE VENEZUELA

ORLANDO AZUAJE & K. S. CHUNG*

Instituto Oceanográfico de Venezuela, Universidad de Oriente, Cumaná, Venezuela

RESUMEN: En condiciones de laboratorio se logra la reproducción de *Penaeus schmitti*, utilizando ejemplares capturados en el medio ambiente natural. La reproducción se estudió por la inducción de la maduración, por la inseminación artificial y por la inducción del desove de hembras ya copuladas en la naturaleza. Las hembras desovaron, en promedio, al octavo día de iniciado el proceso de inducción a la maduración. Se realizaron siete ciclos de maduración obteniendo 157 desoves, de los cuales se observó el 5% de éxito de cópula. Por hembra se obtuvo una producción promedio de 29.000 nauplios. Por el método de la inseminación artificial se obtuvo una producción de 30.000 nauplios por hembra, mientras que con las hembras copuladas en la naturaleza se obtuvieron los valores máximos promedio de producción de 89.000 nauplios. La sobrevivencia larval no fue estadísticamente significativa en los tres tipos de reproducción utilizados.

ABSTRACT: We have achieved reproduction of *Penaeus schmitti*, under controlled conditions of laboratory, utilizing shrimp captured in natural marine ambient. Reproduction was studied by induction of maturation, by artificial insemination, and by spawning induction of females copulated in natural environment. Females spawned, in average, the eighth day after initiated induction process of maturation. We performed seven cycles of maturation, obtaining 157 spawnings of which observed the 5% of successful copulae. Each female produced an average of 29,000 nauplii. Through artificial insemination method, we produced an average of 30,000 nauplii per female, meanwhile through females copulated in natural environment, a maximum number of 89,000 nauplii per female. Larval survival was not significantly different among three types of reproduction methods utilized.

INTRODUCCION

El género *Penaeus* incluye especies de camarones de gran importancia comercial de muchos países del mundo. La demanda creciente de camarones para el consumo humano por los Estados Unidos, Japón y Países Europeos, aunado a la modernización de los métodos de cultivos tradicionales, han permitido incrementar la producción mundial hasta 450.000 toneladas métricas para el año de 1988 (AIKEN, 1990). Las principales naciones productores son la República Popular China, Ecuador, Taiwan, Indonesia, Tailandia, Filipinas, India, Vietnam, y algunos países centro y suramericanos. Sin embargo, en estos países las producciones dependen de las capturas aleatorias de los reproductores y postlarvas silvestres. Para asegurar el abastecimiento de reproductores y semillas, algunos países han desarrollado conocimientos técnico-biológicos para mantener los reproductores en cautiverio, el control de su reproducción en laboratorio, las técnicas de inseminación artificial y la cría de larvas y postlarvas. El mantenimiento de los reproductores en cautiverio ha permitido cerrar el ciclo de vida de los camarones, lográndose con ésto proyecciones más confiables de producción. En el laboratorio el grado tecnológico del cultivo se manifiesta en la existencia de 3.625 instalaciones destinadas para la obtención de semillas. Estos laboratorios, en su mayoría privados, y grupos de investigación académicos, son los responsables de los constantes cambios y mejoras técnicas que se incorporan al cultivo comercial del camarón, lo cual es explicable por su elevado precio en mercados internacionales (CHAMBERLAIN *et al.*, 1986; AIKEN, 1990).

El control de la reproducción y cultivo de larvas en condiciones de laboratorio y el ulterior cultivo de juveniles en lagunas artificiales, es análogo a las principales fases del ciclo natural de vida de los camarones marinos (CHAUVIN, 1985). Los camarones de la familia Penaeidae tienen un ciclo de vida que transcurre en dos ambientes distintos: el ambiente marino relativamente profundo e hidrológicamente estable, y el otro es un ambiente estuarino de poca profundidad y muy variable desde el punto de

* *Autor de correspondencia.*

vista hidrológico (CHAMBERLAIN, 1985). En el ambiente marino, los camarones maduran sexualmente, se aparean, desovan y se cumple el desarrollo larval. Esta fase es análoga al proceso de cultivo controlado y se corresponde con el control de la reproducción (maduración, cópula y desove) y el cultivo de larvas.

En condiciones de cautiverio normalmente el proceso de maduración y cópula de camarones se controla mediante factores como el fotoperíodo, la intensidad de luz, la temperatura, la salinidad y el oxígeno disuelto. Por otra parte, se mantiene una calidad de agua apropiada y se suministra alimento natural fresco y rico en ácidos grasos poliinsaturados. Asimismo, aspectos importantes son la talla de los reproductores y la ablación del pedúnculo ocular con objeto de acelerar el proceso de maduración sexual (LAWRENCE *et al.*, 1981; BRAY *et al.*, 1982; AQUACOP, 1983; CHAMBERLAIN y LAWRENCE, 1983; LAWRENCE *et al.*, 1983; LIAO y CHEN, 1983; PRIMAVERA, 1984; CHAMBERLAIN, 1985; CHAMBERLAIN *et al.*, 1986; RAMOS y TORRES, 1986; ARELLANO y GÓMEZ, 1987; GÓMEZ y ARELLANO, 1987).

La inseminación artificial es también una técnica frecuentemente utilizada en los laboratorios para aumentar la producción de semillas y se fundamenta en la adhesión de la masa espermática sobre el thelicum de la hembra (BRAY *et al.*, 1982; JUÁREZ, 1983; BRAY y LAWRENCE, 1984).

En el ambiente estuarino la postlarva se desarrolla hasta alcanzar las fases de juvenil y preadulto. Lo cual es comparable a las condiciones de cultivo establecidas en las granjas camaroneras comerciales, pero con la diferencia que existe un mayor rendimiento a causa del control de los depredadores y competidores, densidades de cría elevadas y suministro de alimento complementario.

En consideración a la importancia de la camaronicultura en un futuro próximo, realizamos este trabajo con *Peaneus schmitti*, una especie nativa de gran perspectiva acuicultural.

El presente trabajo estudia en el camarón blanco *Penaeus schmitti* la reproducción y cultivo larval, para tratar de establecer la tecnología de cultivo masivo de una especie autóctona. Asimismo, se pretende sentar las bases para el futuro desarrollo tecnológico de una especie autóctona con gran potencial de cultivo.

MATERIALES Y METODOS

CAPTURAS DE REPRODUCTORES:

Los reproductores se colectaron en la costa del estado Anzoátegui, normalmente en la zona comprendida entre la desembocadura del río Neverí y el Complejo Criogénico de Oriente en Jose. Los camarones se capturaron con una red playera del tipo chinchorro en horas de la mañana. Los ejemplares obtenidos se colocaron en recipientes plásticos con agua de mar del sitio de captura y se realizó una selección previa de aquellos ejemplares con longitud total superior a 17 cm. Generalmente se transportaban de ocho a setenta ejemplares. Por vía terrestre se llevaron hasta la Estación de Investigaciones Marinas de Mochima (Fundaciencia). Para el traslado se utilizó un tanque de polietileno de 500 l de capacidad conteniendo agua de mar y suministrando aireación contínua.

En el laboratorio los ejemplares fueron pesados, medidos y clasificados según el sexo. Aquellos ejemplares con peso superior a 35 g fueron seleccionados y sometidos a un período de seis días de cuarentena, la cual se llevó a cabo en tanque rectangular con capacidad de 8.600 l. Durante ese período se alimentaron con calamares frescos y biomasa de artemia en tres raciones diarias. Las raciones fueron del 15% del peso total de los reproductores. Los ejemplares fueron tratados con formol a una concentración de 25 ppm.

REPRODUCCIÓN

En el laboratorio se ensayó la reproducción de *P. schmitti* a través de tres vías: por inducción de la maduración gonadal, por inseminación artificial, y utilizando hembras ya copuladas que fueron capturadas en el ambiente natural. Los tipos de reproducción ensayados se evaluaron mediante el número de nauplios producidos por hembra, mientras que la viabilidad larval se estudió a través de la sobrevivencia de postlarvas hasta la edad de un día. La inducción de la maduración gonadal en laboratorio, se evaluó mediante el número de desoves y de ovocitos producidos por hembra.

MANTENIMIENTO DE REPRODUCTORES, MADURACION Y COPULA

Reproductores de *P. schmitti* fueron colocados en dos estanques (8.500 l) circulares de concreto con diámetro de

350 cm revestidos con pintura epóxica negra. La proporción sexual fue de 1:1. Se mantuvo una densidad de 4-5 ejemplares /m^2. El agua de mar utilizada fue pasada previamente por filtros de arena y de polietileno con abertura de 5 cm y constantemente aireada con dos difusores por tanque. La temperatura del agua osciló entre 26 y 30 °C, a pesar de utilizar tres intercambiadores de calor de 1.500 Watt. El fotoperíodo se controló automáticamente, proporcionando 14 horas de luz y 10 de seguridad.

La iluminación fue del tipo incandescente suministrada por tres bombillas de 25 Watt. Diariamente se tomaron muestras de agua para determinar la temperatura con termómetros de 0,10 °C de apreciación y salinidad con un refractómetro ocular. La concentración de oxígeno disuelto y el pH se determinaron utilizando oxigenómetro y un pHmetro digital.

Los reproductores se alimentaron con una dieta a base de fresca de calamares, bivalvos, sardinas y biomasa de artemia. La ración diaria fue de el 20% de su peso total y se suministró en cuatro porciones, tres durante horas de la mañana y una en la tarde. Por otra parte, se realizaron observaciones microscópicas de las heces, cuantificación de mudas, mortalidad y copulación.

La maduración de las hembras se estudió cuantificando el número de ovocitos desovados en los tanques mediante la utilización de tamices con malla de 100 µm de diámetro y la utilizando una lupa estereoscópica los ovocitos fueron preservados en formalina al 10% para su posterior recuento.

Inseminación Artificial:

Para la reproducción por inseminación artificial, se siguieron las recomendaciones descritas por Juárez (1983) y Bray *et al.* (1982). La extracción de los espermatóforos se realizó por disección o «shock» eléctrico. La masa espermática presente en los espermatóforos fue extraída generalmente de dos ejemplares. Para la implementación de la masa espermática en la hembra, ésta era colocada sobre una bandeja y se cubría con una toalla impregnada de agua de mar. La masa espermática es colocada en la región del thelicum, desde el tercero hasta el quinto par de periópodos. Finalmente la hembra se introducía en los tanques destinados para el desove.

Reproducción de Hembra Copulada en la Naturaleza:

Normalmente, las hembras copuladas en el medio ambiente natural desovaron en el laboratorio después de un período que varió entre 6 a 8 horas.

Desove e Incubación de Huevo:

El desove se llevó a cabo en estanques de asbesto cemento de 1.800 l de capacidad, cubierto con pintura epóxica blanca y el fondo ligeramente inclinado. El agua de mar fue pasada por filtros de arena y semiantracita, bolsas filtrantes de polietileno de 1 µm de abertura, malla y filtros de cartucho de hasta 0,5 µm. También se utilizó un esterilizador U.V. La aireación fue mínima y distribuida a través de cuatro piedras difusoras. El número de hembras varió entre uno a tres ejemplares por estanques. Los huevos liberados fueron sifoneados del fondo del tanque y retenidos con malla de 100 µm de abertura. Durante el período de desove los tanques fueron cubiertos con malla plástica de vivero para minimizar cualquier perturbación externa.

La incubación de los huevos se realizó en tanques cilindrocónicos de 12 l de capacidad, conteniendo agua de mar filtrada a 0,5 µm, a 29 ± 1 °C y 36,5 ppm de salinidad.

El porcentaje de eclosión de los nauplios fue determinado por recuento de 5 alícuotas de 5 ml cada una, utilizando una lupa estereoscópica y una cámara de Bogorov.

Cultivo de Larvas:

Los nauplios obtenidos fueron sifoneados de los tanques de incubación y traspasados a tanques de igual capacidad a los usados para el desove.

El cultivo de larvas se llevó a cabo bajo condiciones de luz y aireación permanente. Se utilizó la luz de tipo fluorescente con dos lámparas de 40 Watt. La aireación fue suministrada a través de cuatro piedras difusoras. Los recambios de agua se hicieron a partir del cuarto día, renovando del 80 al 150% del volumen total, según fuera la calidad de agua.

La densidad de larvas varió entre 55 a 75 ejemplares/l. Las larvas se alimentaron con dieta mixta de microalgas y nauplios de artemia eclosionados de cistos provenientes de la Península de Araya. Las microalgas suministradas

fueron *Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis chuii* a una concentración aproximada de 70.000 células/ml y en la relación de 2:1 respectivamente. Los nauplios de artemia se suministraron congelados a partir del sexto día cuando la mayoría de las larvas habían alcanzado el estadío de zoea III. La ración varió desde 250 hasta 8.000 nauplios por litro.

La sobrevivencia larval se estimó por contaje del número de larvas nauplios al comienzo del cultivo y al finalizar se determinó el número de postlarvas a la edad de un día (Pl-1). Los datos de sobrevivencia, producción de nauplios y postlarvas se analizaron individualmente según el tipo de reproducción.

RESULTADOS

CAPTURA DE REPRODUCTORES:

Se realizaron un total de 37 muestreos, de los cuales 20 fueron exitosos con captura total de 941 ejemplares (Tabla 1). De éstos, 405 fueron camarones machos con peso máximo de 40,68 g y el peso total promedio 37,67 ± 1.43 g. Se capturaron 380 hembras con peso promedio de 55,40 ± 1,82 g y el máximo fue de 69,16 g. Del total de hembras, 53 (5,63%) presentaron un estado de madurez completo, pero se encontraron 13 (1,38%) con el espermatóforo adherido al thelicum. Las capturas de reproductores fueron fluctuantes durante el período de 12 meses de muestreo. Las épocas de mayores abundancias ocurrió durante los meses de julio, septiembre y diciembre de 1988 y en los meses de marzo y mayo de 1989 (Tabla 1). La presencia de reproductores en las playas fue por lapsos de tiempo corto, que variaron entre 5 y 15 días aproximadamente. En la época de lluvias intensos hubo ausencia total de reproductores. El problema mayor se presentó con la captura de machos de tallas adecuadas, los cuales fueron escasos en todos los muestreos.

PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS EN LABORATORIO:

Los parámetros físico-químicos se trataron de mantener lo más estable posible durante el proceso de maduración. Sin embargo, se presentaron problemas técnicos que en ocasiones, fue difícil de controlar principalmente las variaciones de temperatura. La temperatura máxima de los ciclos de maduración fue de 29,23 °C y el mínimo valor fue de 25,76 °C, con una medida total de 27,76 ± 0,98 °C (Fig. 1).

TABLA 1 Captura de reproductores del camarón *Penaeus schmitti* durante el período comprendido desde junio / 88 a julio / 89.

MESES/AÑO	HEMBRA	MACHO	MUERTOS	TOTAL
07/88	85	87	6	178
08/88	17	37	2	56
09/88	113	90	114	317
10/88	–	–	–	–
11/88	–	–	–	–
12/88	50	33	10	93
01/89	–	–	–	–
02/89	–	–	–	–
03/89	76	83	22	118
04/89	10	6	–	16
05/89	41	22	8	71
06/89	13	10	6	29
TOTALES	405	368	168	941

La salinidad máxima promedio fue de 37,86‰, mientras que el mínimo valor fue de 35,17‰ con promedio total de 36,61 ± 0,01‰. El pH y el oxígeno disuelto promediaron 7,83 ± 0,12 y 4,69 ± 0,27 mg/l respectivamente (Fig. 1).

REPRODUCCIÓN:

A) INDUCCIÓN DE LA MADURACIÓN, CÓPULA Y DESOVE EN LABORATORIO:

Los reproductores de *Penaeus schmitti* desovaron entre los días 4 y 18 después de ser confinados en los tanques de maduración, y en promedio el primer desove se obtuvo a los 80 días. Se lograron un total de 157 desoves. Por ciclo de maduración se obtuvo un promedio de 22,43 ± 10,85 desoves, y el apareamiento fue del 5,09%. El máximo número de ovocitos liberados se obtuvo durante la cuarta semana de iniciarse el proceso de maduración, se

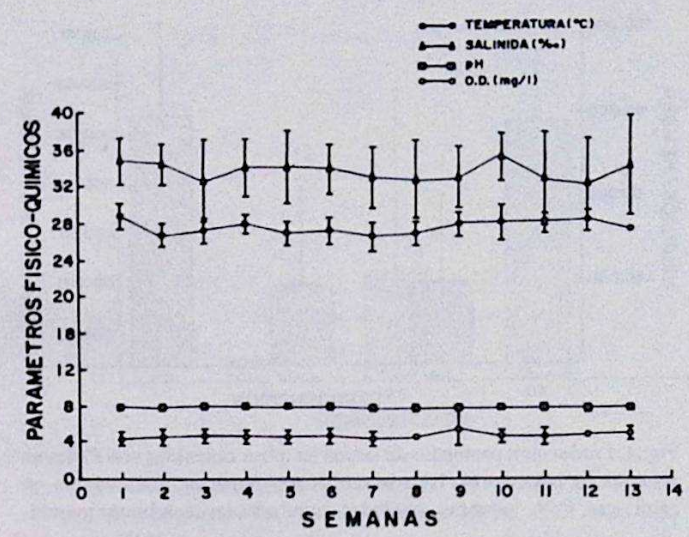


Fig. 1. Variación promedio de parámetros físico-químicos durante el período de inducción de la maduración de *Penaeus schmitti.*

contabilizaron un promedio de 4,305 ± 4,203 ovocitos por hembra por día (Fig. 2). La producción mínima fue de 314 ± 403 ovocitos por hembra y se produjo durante la séptima semana. En todos los ciclos de maduración la producción promedio fue de 1,636 ± 1,194 ovocitos por hembra por día, observándose una tendencia a disminuir con los desoves subsiguientes (Fig. 2).

Por otra parte, durante el proceso de maduración (13 semanas), se verificaron un promedio de 5,89 ± 0,65 mudas/día (Tabla 2). La máxima ocurrencia fue de 7,08 y la mínima de 4,91. La mortalidad promedio fue de 1,25 ± 0,94 ejemplares por día, con valor máximo de 3,33 el cual coincidió con la máxima ocurrencia de mudas. La mortalidad mínima fue 0,51 ejemplares por día.

Se observaron un total de 8 cópulas, de las cuales seis fueron parciales (hembra sin espermatóforo adherido) y dos fueron totales (con espermatóforo adherido). Las cópulas totales conllevaron al máximo de 87,10% de eclosión de huevos, mientras que con cópulas parciales se obtuvo el mínimo valor de 1,67%. En conjunto, la eclosión fue de 49,11 ± 35,74% del total de huevos liberados en los tanques de maduración (Fig. 3).

Por hembra la producción de larvas nauplios fue de 29.416 ± 34,005, con un intervalo que varió desde un máximo de 104.160 hasta un mínimo de 6.000 nauplios por hembra (Fig. 4). La producción total de larvas por el método de la inducción a la maduración y cópula en cautiverio, fue de 310.070 nauplios.

TABLA 2 Mortalidad y mudas por día en reproductores de *Penaeus schmitti* durante el período de inducción a la maduración.

SEMANAS	MUDAS ($\bar{X}$ ± DS)	MORTALIDAD ($\bar{X}$ ± DS)
1	4,91 ± 1,83	2,53 ± 3,43
2	5,88 ± 2,08	0,51 ± 0,64
3	5,81 ± 1,63	1,54 ± 1,15
4	6,42 ± 2,73	0,91 ± 0,74
5	6,46 ± 2,73	1,57 ± 2,22
6	5,15 ± 1,73	2,51 ± 3,85
7	5,33 ± 1,72	0,15 ± 0,27
8	5,51 ± 1,17	1,01 ± 0,84
9	6,42 ± 2,08	1,99 ± 1,40
10	7,08 ± 2,31	3,33 ± 2,62
11	5,55 ± 0,81	2,60 ± 1,54
12	6,60 ± 0,56	1,54 ± 1,33
13	5,48 ± 0,33	2,53 ± 2,50
TOTAL	5,59 ± 0,65	1,75 ± 0,94

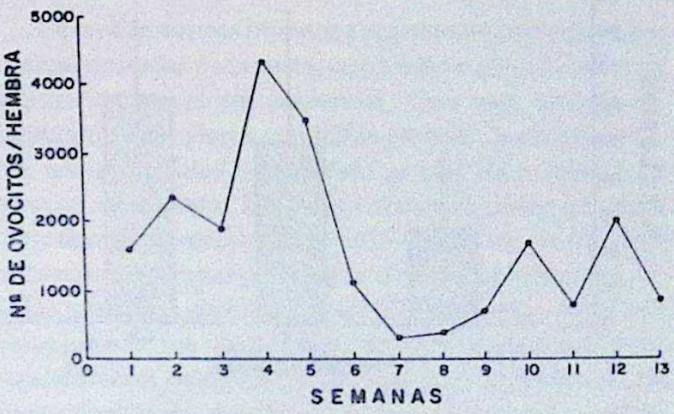


Fig. 2. Producción promedio diaria de ovocitos por hembra de *Penaeus schmitti* obtenidos por inducción de la maduración en laboratorio.

B) INSEMINACIÓN ARTIFICIAL:

Se inseminaron un total de 53 hembras, de las cuales 40 resultaron fértiles. Del total de huevos liberados, el 25,94 ± 19,19% conllevó a la eclosión de los huevos, con un valor máximo de 55,88% y un mínimo de 4,52% (Fig. 3). Por el método de inseminación, la producción total de nauplios fue de 980.666. Por hembra se obtuvo en promedio de 30.067 ± 30.508 nauplios. Este promedio fue el mínimo valor obtenido en los tres tipos de reproducción ensayadas (Fig. 4). La producción máxima y mínima de larvas nauplios por hembra fue de 39.667 y 2.800, respectivamente.

C) HEMBRAS COPULADAS EN LA NATURALEZA:

En el laboratorio desovaron un total de ocho hembras copuladas en la naturaleza. Se obtuvo eclosión de huevos en 61,57 ± 20,61 % del total liberado. Este valor resultó el máximo porcentaje de eclosión al compararlo con la reproducción por cópula en cautiverio por inseminación artificial (Fig. 3), aunque el análisis estadístico indica diferencias no significativas entre los métodos (GL 2,18; Fs 3.07). El valor de eclosión máxima fue de 98 % y el mínimo de 37,80%. La producción total de larvas nauplios fue de 1.079.573, con una variación máxima de 141.000 y un mínimo de 37.000 nauplios por hembra. La producción promedio de larvas por hembra alcanzó 89.357 ± 32.931 nauplios (Fig. 4).

CULTIVO DE LARVAS:

El cultivo larval se desarrolló utilizándose el método

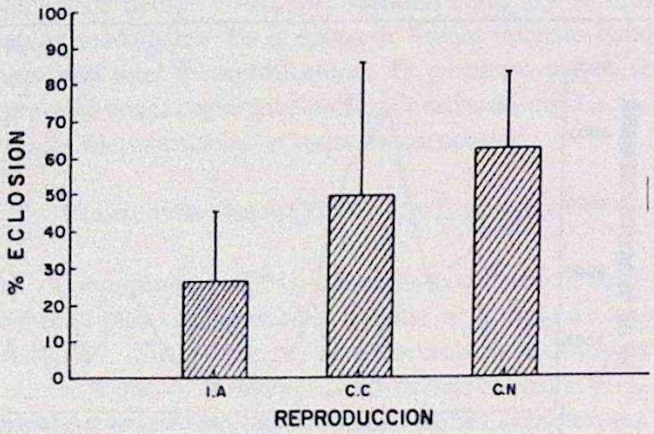


Fig. 3. Porcentaje de eclosión de nauplios de *Penaeus schmitti* obtenidos en laboratorio. I. A.: inseminación artificial, C.C.: cópula en cautiverio, C.N.: hembras copuladas capturadas en el ambiente natural.

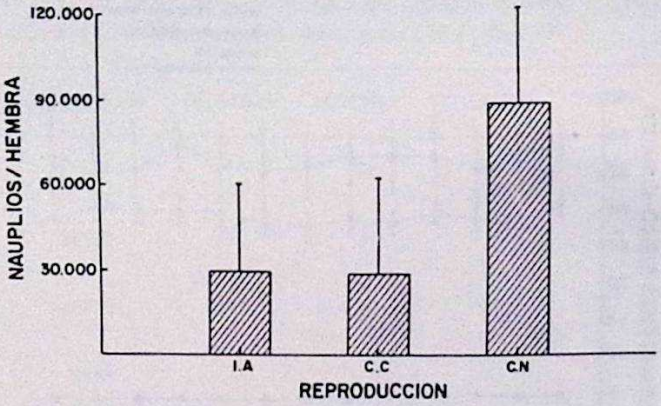


Fig. 4. Producción promedio de larvas nauplios obtenidas con *Penaeus schmitti* en laboratorio. I.A.: inseminación artificial, C.C. cópula en cautiverio, C.N.: hembras copuladas capturadas en el ambiente natural.

semi-intensivo (TREECE, 1985) el cual involucra densidades entre 50 y 100 larvas/l al efectuar recambios de agua y la alimentación diaria. Además, el control de parámetros físico-químicos, la sobrevivencia larval y la salubridad. Se realizaron un total de 20 levantes de larvas, de los cuales 17 fueron exitosos, es decir, se lograron postlarvas. En algunas ocasiones se presentaron problemas de infección por Vibrio, que en la mayoría de los casos se logró controlar. Las larvas se desarrollaron hasta postlarvas en un período que varió entre 10 y 12 días de edad. A nivel de los estadíos nauplios, el promedio de longitud total varió entre 584,5 ± 48,3 y 792 ± 29,8 µm. Las primeras larvas protozoeas se observaron al tercer día del desarrollo, y su talla varió entre 1.403 ± 47,3 y 1.926,5 µm. El estadío mysis, se inició a los 6 días del período larval, con una longitud entre 2.543 ± 244 y 3.930 ± 217 µm. El último estadío o postlarva (P1) se inició a los 11 días de nacidas, su talla promedio fue de 4.210 ± 403 µm, en P1-1 y 6.290 ± 502 µm en P1-2 (Tabla 3). La producción de postlarvas (hasta P1-1) fue máxima en las hembras copuladas en la naturaleza, con valores de 51.892 P1. Por el método de inducción en cautiverio, se lograron 21.988 P1, mientras que por medio de la inseminación artificial, se produjo el mínimo valor de 4.156 P1 por hembra (Fig. 5).

Los porcentajes de sobrevivencia de las postlarvas a la edad de un día se presentan en la Fig. 6. El máximo de sobrevivencia postlarval fue de 56.01%, con cópula natural y el mínimo de 52,62% se obtuvo con el método de la inseminación artificial. El análisis estadístico indica que no existen diferencias significativas en la sobrevivencia postlarval, según los distintos tipos de reproducción realizados (GL 2,12; Fs 0,002).

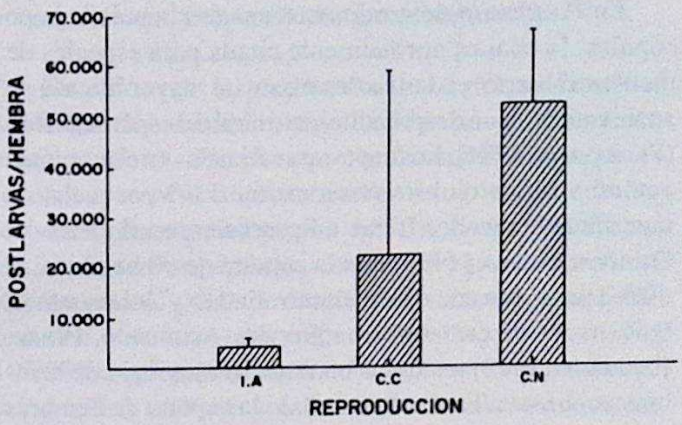


Fig. 5. Producción promedio de postlarvas obtenidas con *Penaeus schmitti* en laboratorio. I.A.: inseminación artificial, C.C. cópula en cautiverio, C.N.: hembras copuladas capturadas en el ambiente natural.

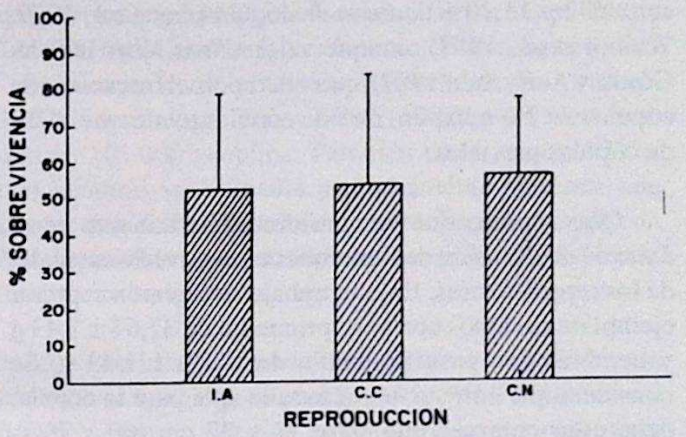


Fig. 6. Sobrevivencia de larvas nauplios obtenidas con *Penaeus schmitti* en laboratorio. I.A.: inseminación artificial, C.C.: cópula en cautiverio, C.N.: hembras copuladas capturadas en el ambiente natural.

DISCUSION

La reproducción de *Penaeus schmitti* se logró bajo condiciones controladas de laboratorio, utilizando ejemplares capturados en el ambiente natural. Bajo estas condiciones, la reproducción fue exitosa por inducción de la maduración, por inseminación y por inducción del desove de hembras copuladas en el ambiente natural.

Las variaciones fluctuantes de las capturas de reproductores con tallas adecuadas, fue uno de los aspectos limitantes en la producción de semillas de *P. schmitti*. En este trabajo todas las capturas se realizaron en áreas cercanas a la costa, en la cual los reproductores no fueron abundantes. Solamente se capturaron en algunos meses del año y durante períodos cortos (Tabla 1). Los reproductores con las mayores tallas se obtuvieron durante los meses de mayo, julio y diciembre. Novoa (1982), reporta capturas de reproductores de *P. schmitti* sexualmente maduros en los meses de abril y mayo frente al Delta del Orinoco. Asimismo, Ewald (1965) encontró reproductores copulados en el Golfo de Venezuela durante los meses de abril a septiembre. En las costas Cubanas Pérez-Farfante (1973) obtuvo reproductores en los meses de febrero a mayo.

TABLA 3 Crecimiento promedio de la longitud total de larvas de *Penaeus schmitti* en diferentes estadíos. N-1: Nauplios I; N-5: Nauplios V; P-1: Protozoea I; P-3 Protozea III; M-1: Mysis I; M-3: Mysis III; Pl-1: Postlarva de un día de edad; Pl-2: Postlarva de dos días de edad.

ESTADÍOS	EDAD (días)	TALLA (µm)
N-1	1	584,5 ± 48,3
N-3	2	792,0 ± 29,8
P-1	3	1.403,0 ± 47,3
P-3	5	1.926,5 ± 81,3
M-1	6	2.543,0 ± 244,0
M-3	10	3.930,0 ± 217,0
Pl-1	11	4.210,0 ± 403,0
Pl-2	12	6.290,0 ± 502,0

Se realizaron tres intentos para obtener reproductores en áreas retiradas de la costa, utilizando embarcaciones de arrastre de pesquería comercial. Con este método se capturaron ejemplares con tallas grandes, pero presentaron una mortalidad alta debido al mal trato durante el proceso de captura. En países como Ecuador capturan reproductores mediante la utilización de redes tipo trasmayo, arte con el cual logran obtener reproductores de tallas grandes y en buen estado. Sin embargo, no se han solucionado los problemas de la disponibilidad de reproductores debido a que las capturas dependen de las fluctuaciones de abundancia natural (Primavera, 1984). La tendencia actual para resolver el problema ha conllevado a cerrar el ciclo de vida de los camarones. El stock de

reproductores se obtiene de la cría de postlarvas silvestres o de las obtenidas en laboratorio, o provenientes de preadultos mantenidos bajo condiciones semicontroladas en estanques exteriores, hasta alcanzar la madurez sexual. Posteriormente son llevados al laboratorio («hatchery») hasta obtener nuevamente postlarvas y cerrar su ciclo de vida. Este procedimiento ha permitido controlar la producción camaronera en varias especies del género Penaeus (PRIMAVERA, 1984).

Durante el proceso de maduración, los parámetros físico-químicos se mantuvieron en un intervalo que corresponden a los normalmente usados en camarones peneidos tropicales para inducir la maduración gonadal. Aunque no se determinó experimentalmente el efecto de estos parámetros sobre la maduración y cópula, se pudo observar que la cópula ocurrió frecuentemente cuando las variaciones de los parámetros físico-químicos fueron mínimos.

El número de mudas promedio diarias por tanques fue de 5,89±0,65 (Tabla 2) y la mortalidad de los reproductores fue de 1,25 ± 0,94 ejemplares. La mortalidad se vio afectada principalmente por el canibalismo y en ocasiones se presentaron necrosis del caparazón e infección por vibriosis.

El inicio de los desoves varió de acuerdo a las capturas de reproductores. Generalmente fue dependiente del estado de desarrollo gonadal en que se encontraban al momento de introducirlos en los tanques de maduración.

El número promedio de ovocitos desovados por hembra en cautiverio fue de 150.000. Este valor de fecundidad es bajo, comparado con los obtenidos en los desoves naturales, los cuales se han estimado entre 500.000 y 1.000.000 de ovocitos por hembra (PÉREZ-FARFANTE, 1973). En otras especies como *Penaeus californiensis*, *P. indicus*, *P. merguiensis*, se han reportado bajas fecundidades en hembras maduradas en cautiverio en comparación a la obtenida en el medio natural (PRIMAVERA, 1984).

La fecundidad baja de las hembras mantenidas en cautiverio se ha asociado con la talla, la cual generalmente es en promedio más pequeña que la de las hembras maduras silvestres. En *P. schmitti*, se cita que hembras con tallas mínimas de 21 cm (mayor de 60 g aproximadamente) ya pueden portar espermatóforos (PÉREZ-FARFANTE, 1973).

En *P. schmitti* determinamos una frecuencia baja de cópulas, lo cual es normalmente citada para especies de thelicum abierto, en las cuales existe un mayor fracaso de apareamiento y un desprendimiento fácil del espermatóforo (PRIMAVERA, 1984). Las capturas realizadas en el ambiente natural verificaron esta observación. En Venezuela, en muestreos realizados frente a Pedernales, en el Delta del Orinoco, NOVOA (1982) cita la captura de 90 hembras, el 69% tenían gónadas bien desarrolladas y solamente el 6,5% tenía espermatóforo adherido. Asimismo, PÉREZ-FARFANTE (1973) encontró un número muy bajo de hembras copuladas. En nuestro trabajo la captura de hembras con espermatóforo adherido fue de 3,42%. Experimentalmente la frecuencia de cópula fue de 5,10% del total de desoves producidos en cautiverio. En la especie *P. vannamei*, en condiciones experimentales, se ha logrado entre el 2 y 11 10% de éxito de cópula (AQUACOP, 1979, WYBAN *et al.*, 1987), aunque valores más altos indican GÓMEZ y ARELLANO (1987), quienes reportan frecuencia de cópulas de 2% / día, un 53% de cópulas totales y el 47% de cópulas parciales.

Otro aspecto que se considera determinante en el éxito de maduración de camarones en cautiverio es la talla de los reproductores. En este trabajo se lograron capturar ejemplares machos con peso promedio de 37,67 ± 1,43 g y hembras con peso promedio de 55,40 ± 1.43 g. Se considera que en *P. schmitti* la talla apta para la cópula, debe estar comprendida entre 21 y 27 cm (60 a 70 g, aproximadamente), y en el caso de las hembras, la talla mínima de 21 cm (PÉREZ-FARFANTE, 1973).

Las hembras de *P. schmitti* capturadas ya apareadas en el medio natural, mostraron los mejores valores en la eclosión y la producción de nauplios. En contraste, los valores más bajos se obtuvieron con hembras mantenidas en cautiverio y por inseminación artificial (Figs. 3 y 4). Por lo tanto, puede sugerir que la producción de nauplios es afectada por la oportunidad de fecundación de los ovocitos en el momento de ser liberados, así como por el estado de desarrollo gonadal.

En el caso de la reproducción por el método de la inseminación artificial, la producción de nauplios puede afectarse por la calidad y cantidad de esperma adherido a la hembra y el proceso de su implantación. También se observaron desoves parciales y el desprendimiento de la masa espermática adherida a la hembra. Esto último se puede producir por una débil adhesión en el thelicum, y/

o remoción de la esperma por la misma hembra.

En cautiverio la producción de larvas por hembras copuladas fue similar a las obtenidas por inseminación artificial. Esto se explica por la ocurrencia de cópulas totales (espermatóforo adherido) y parciales (espermatóforo no adherido). El 75% de las cópulas en cautiverio fueron parciales con valores bajos de nauplios, en promedio 27.000 larvas/hembra, mientras que las hembras con cópulas totales lograron producir en promedio 104.000 nauplios/hembra. Este valor es similar al número de nauplios obtenidos a través de hembras silvestres ocupadas, las cuales solamente se capturaron con cópulas totales.

En *P. schmitti* el número máximo de larvas producidas por una hembra copulada en el ambiente natural fue de 141.000 nauplios. En *P. setiferus* se obtuvo una producción máxima de 260.000 nauplios/hembra (Bray *et al.*, 1982), mientras que Wyban *et al.* (1987), en *P. vannamei* obtuvo 161.000 nauplios. También Bray *et al.* (1982), con hembras inseminadas artificialmente obtienen una producción de 50.000 larvas/hembra. En este trabajo con *P. schmitti* obtuvimos un número menos de 30.000 larvas/hembra inseminada.

La producción promedio de larvas obtenidas con hembras mantenidas en cautiverio fue de 29.000 larvas/hembra. Esta producción es menor a la reportada para otras especies de thelicum abierto con valores entre 127.000 y 51.000 nauplios/hembra (Arellano y Gómez, 1987; Gómez y Arellano, 1987).

Los resultados de sobrevivencia larval demuestran que el procedimiento aplicado para el cultivo de larvas y producción de post-larvas de *P. schmitti* es exitoso. Asimismo, el hecho de haberse obtenido sobrevivencias superiores al 50% en los diferentes tipos de reproducción, indica que la viabilidad larval no es afectada por la procedencia de los ovocitos. El éxito del cultivo larval fundamentalmente depende del regimen alimentario a que fueron sometidas las larvas y al mantenimiento de una buena calidad de agua. Para la especie en estudio se han reportado sobrevivencias de 37% (Pl-1) utilizando dietas a base de *Tetraselmis chuii* (50 células/ml) y *Chlorella kessleri* (5 células/ml), rotiferos y yema de huevos (Leal, *et al.*, 1985). Otros estudios sobre alimentación larval se basan en dietas de diatomeas y flagelados, y levaduras, pero se presentan los resultados de sobrevivencia larval solo hasta el estadío de protozoea III (Gelabert *et al.*, 1988; Alfonzo *et al.*, 1988).

CONCLUSIONES

1.- En el camarón blanco *Penaeus schmitti* se logró su reproducción controlada a través de tres métodos: inducción de la maduración, inseminación artificial y desove de hembras copuladas en la naturaleza.

2.- Con reproductores de peso superior a 35 g se logró la reproducción inducida mediante el control de factores abióticos, la calidad de agua adecuada y el suministro de alimento natural fresco.

3.- La producción larval y postlarval máxima se obtuvieron con hembras ya copuladas en la naturaleza. Las producciones mínimas fueron logradas en cautiverio y en las inseminadas artificialmente.

4.- La sobrevivencia larval no es dependiente del tipo de reproducción utilizado.

AGRADECIMIENTOS

A Fundaciencia por permitirnos realizar el presente trabajo en la Estación de Investigaciones Marinas de Mochima, a la empresa Aquafincas Unare y el Consejo de Investigación de la Universidad de Oriente (CI: 05-019-00174/89-90) por el financiamiento en parte, y a los profesores A. Gómez, L. Láres, M. Segnini, M. Lemus y dos arbitros anónimos por la lectura crítica del manuscrito; a los licenciados R. Manrique y M. H. de Manrique, y J. A. Pellicar por su activa colaboración en los trabajos de campo y laboratorio. Al Sr. Jesús Hernández por la elaboración de las figuras.

REFERENCIAS

Aiken, D. 1990. Shrimp farming in Ecuador: an aquaculture success story. *J. World Aquacult. Soc.* 21: 7-16.

Alfonso, E., L. Martínez, R. Gelabert & S. Leal. 1988. Alimentación de larvas del camarón blanco *Penaeus schmitti*. I. Diatomeas y Flagelados. *Rev. Inv. Mar.* 9: 40-47.

AQUACOP. 1979. Penaeid reared broodstock: closing the cycle *Penaeus monodon, Penaeus stylirostris* and *Penaeus vannamei*. *Proc. World Maricult. Soc.* 10: 445-452.

_____. 1983. Constitution of broodstock, maturation, spawning, and hatching systems for penaeid shrimp in the centre oceanologique du parcirique. pp 105-121. EN. J. MCVEY & R. MOORE (Eds.), CRC Handbook of Mariculture. Vol. I. *Crustacean Aquaculture*. CRC. Press inc., Boca Ratón, Florida, EEUU.

ARELLANO, E. & L. GÓMEZ. 1987. Experiencia preliminar sobre maduración de *Penaeus schmitti*. *Tecnol.* 7: 43-49.

BRAY, W., G. CHAMBERLAIN & A. LAWRENCE. 1982. Increased larval production of *Penaeus setiferus* by artificial insemination during soursing cruises. *J. World Maricult. Soc.* 13: 123-133.

_____. & A. LAWRENCE. 1984. Sourcing *Penaeus setiferus*: A summary of larval production, incidence of capture of mated females, and mating incidence by time of day on research cruises 1981-1983. *J. World Maricult. Soc.* 15: 11-28.

CHAMBERLAIN, G. 1985. *Biology and control of shrimp reproduction. Texas Shrimp Farming Manual.* (Eds.) G. W. Chamberlain And R. J. Miget.

_____. & L. A. LAWRENCE. 1983. Reproductive activity and biochemical composition of *Penaeus setiferus* and *Penaeus aztecus* in the Gulf of México. *Texas A & M. University, Sea Grant College Program. Report N°. TAMU-SG*-84-204. 35 p.

_____. M. HABY & R. MIGET. 1986. Texas Shrimp Farming Manual and Update on Current Technology. Texas Agric. Extention Service. *Texas A & M University System Research and Extention Center.* Texas, USA. 233 p.

CHAUVIN, W. D. 1985. *Development and outlook of the world shrimp market. Texas Shrimp Farming Manual* (Ed.) G. W. Chamberlain and R. J. Miget.

EWALD, J. 1965. Investigaciones sobre la biología del camarón comercial en el occidente de Venezuela. *Inf. Fondo Nac. Inv. Agrop. Caracas.* 2: 1-114, 139-147.

GELABERT, R., E. ALFONSO, O. HERNÁNDEZ & S. LEAL. 1988. Experiencias de alimentación de larvas del camarón *Penaeus schmitti* con levaduras obtenidas industrtialmente. *Rev. Inv. Mar.* 9: 59-69.

GÓMEZ, L. & E. ARELLANO. 1987. Maduración en cautiverio de *Penaeus vannamei* en la Escuela Superior Politécnica del Litoral. *Tecnol. ESPOL.* 7: 31-42.

JUAREZ, L. 1983. Manual para el cultivo larvario del camarón azul, *Penaeus stylirostris* en el ITESM-Unidad Guaymas. *Reporte Interno Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey.* 59 p.

LAWRENCE, A., M. JOHNS & W. GRIFFIN. 1983. Shrimp Mariculture, state of the art. *Shrimp Maniculture Project the Texas A & M University System.* 13 p.

_____. G. CHAMBERLAIN & D. HUTCHINS. 1981. Shrimp Maniculture: an overview. *Shrimp Maniculture Project the Texas A & M University System.* 10 pp.

LEAL, S., ALFONSO, E. & A. GAINZA. 1985. Recomendaciones sobre la alimentación de larvas de camarones *Penaeus notialis y Penaeus schmitti*. *Rev. Inv. Mar.* 5: 80-87.

LIAO, I. & Y. CHEN. 1983. Maturation and spawning of penaeid in Tungkang Marine Laboratory Taiwan. pp 155-160. En J. McVey y R. Moore (Eds.). CRC Handbook of Mariculture. Vol. I *Crustacean Aquaculture*. CRC Press Inc., Boca Ratón, Florida, USA.

NOVOA, D. 1982. *Los recursos pesqueros del Río Orinoco y su explotación.* Corporación Venezolana de Guayana. Editorial Arte. Caracas, Venezuela. 386 p.

PÉREZ-FARFANTE, I. 1973. Sinopsis de datos biológicos sobre el camarón blanco *Penaeus schmitti* Burkenroad, 1936. *FAO Fish. Synopsiss* N° 100: 1417-1438.

PRIMAVERA, J. 1984. A review of maduration and reproduction in closed thelicum penaeids. *Proc. First Inter. Confer. Cult. Penaeid Prawns/Shrimps, Ilolio City, Phillippines*. pp: 47-66.

RAMOS, T. & E. TORRES. 1986. Relación entre la talla y la maduración ovárica inducida por ablación ocular en el camarón rosado *Penaeus notialis*. *Rev. Inv. Mar.* 7: 91-92

TREECE, G. 1985. *Larval rearing technology. Texas Shrimp Farming Manual.* (Eds.) G. W. Chamberlain and. R. J. Miget. pp: 43.

WYBAN, J., C. LEE., J. SWEENEY & W. RICHARDS, JR. 1987. Observations on development of a maturation system for *Penaeus vannamei*. *J. World Aquacult. Soc.* 18: 188-200.