



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO**

ESCUELA NACIONAL DE ESTUDIOS PROFESIONALES
CAMPUS IZTACALA

BO 1289/97
E: 2

**EFFECTO DE LA CALIDAD NUTRICIONAL DEL
ALIMENTO EN EL DESARROLLO LARVARIO DEL
CAMARON BLANCO *Penaeus vannamei*
(BOONE, 1931).**

TESIS PROFESIONAL

PARA OBTENER EL TITULO DE:

B I O L O G O

P R E S E N T A :

SANDRA DE LA PAZ REYES



MEXICO, D. F.

ENERO DE 1997



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA

A MIS PADRES

Hugo y Raquel, por el amor, apoyo y dedicación incondicional que me han brindado en todo momento y por estar siempre a milado, **GRACIAS.**

A mi hermana Guadalupe por ese gran sentimiento que hay entre nosotras y por estar siempre conmigo, **GRACIAS.**

A mis tíos Eloy y Gloria, por el gran cariño y apoyo que me han brindado siempre, **GRACIAS.**

A la memoria de mi abuelita Zenaida y mis abuelitos Guillermo y Guadalupe, por sus grandes enseñanzas.

A mis primos Eloy, Aideé y Gabriela, por el cariño que nos une.

A Francisco Magallón y Guillermo Portillo, por su amistad, ayuda y confianza.

A TODOS USTEDES GRACIAS POR ESTAR CERCA DE MI.

AGRADECIMIENTOS

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S.C., a la división de biología Marina y al Laboratorio de Cultivo Experimental de Crustáceos, por su apoyo técnico y administrativo para la realización del presente trabajo.

Al Dr. Humberto Villarreal Colmenares, por valiosa asesoría, dirección y orientación en la realización de esta tesis.

Al Dr. Daniel Lluch Belda, Director General del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S.C., por su apoyo brindado.

A la empresa Acuacultores de la Península S.A. de C.V., por proporcionarnos los organismos y la microalga utilizada en el presente trabajo.

A Ernesto Campos y Ariel García, por esa gran amistad y hermandad que nos une e identifica

A mis tías; Carmela, Mary, Maye, gracias por su gran cariño.

A mis compañeros de trabajo por su amistad, apoyo y ayuda; José, Marcelo, Marco A., Mayra, Gilberto, Francisco, Carlos C., Marcos, Teresa, Carlos A. y en especial a **Rafael Campos**, por su gran ayuda, asesoría y amistad.

A todos mis amigos, Gracias por su amistad y gran apoyo que me han brindado; Mayra, Italia, Blanca, Alejandra, Alex, Ricardo, Marcos, Gilberto, Francisco, Edilmar, Norma Hurtado, Tony, Hector, Roberto, Eduardo, Luis Carlos, Esteban, Sergio, Norma González, Aleyda, Miguel, Gustavo, Angelica, Lulú, Javier, Eleazar, Jesús y a todos aquellos que en este momento no recuerdo, gracias por su compañerismo y amistad.

A la familia Estrada Cota, por esa gran confianza, cariño y ayuda que me han dado.

A Tomas Villamar, por su amistad y ayuda.

A mis revisores de tesis, Jonathan, Sergio, Arturo, Carlos e Ignacio, por sus comentarios y observaciones

A todos aquellos profesores, compañeros y administrativos que hicieron posible la realización y trámites de esta tesis.

A toda mi familia en general y a todos aquellos que me han apoyado en cada momento.

GRACIAS.

INDICE

| | |
|--|----|
| 1. Resumen | 1 |
| 2. Introducción | 3 |
| 2.1 Distribución Geográfica del Camarón Blanco | 5 |
| 2.2 Biología general de los Camarones Peneidos | 5 |
| 2.3 Desarrollo larvario | 9 |
| 2.4 Métodos de cultivo larvario | 16 |
| 2.4.1 Método japonés | 17 |
| 2.4.2 Método galvestón | 17 |
| 2.5 Cultivos de apoyo | 18 |
| 2.5.1 Cultivo de Fitoplancton (Microalga) | 18 |
| 2.5.2 Cultivo de Zooplancton (<i>Artemia</i>) | 21 |
| 2.6 Dietas artificiales | 21 |
| 3. Antecedentes | 25 |
| 4. Objetivo general | 26 |
| 4.1 Objetivos específicos | 26 |
| 5. Materiales y métodos | 28 |
| 5.1 Unidades experimentales | 28 |
| 5.1.1 Unidad experimental para el cultivo larvario | 28 |
| 5.1.2 Unidad para la maternización postlarvaria | 29 |

| | |
|---|----|
| 5.1.3 Unidad de producción de microalgas | 30 |
| 5.1.4 Unidad de producción de artemia | 31 |
| 5.2 Obtención de organismos experimentales | 32 |
| 5.3 Aclimatación y siembra de los organismos | 33 |
| 5.4 Diseño experimental | 34 |
| 5.5 Tratamientos experimentales | 36 |
| 5.6 Alimentación | 37 |
| 5.6.1 Alimentación con microalga | 37 |
| 5.6.2 Alimentación con artemia | 39 |
| 5.6.3 Alimentación de microparticulado | 41 |
| 5.7 Análisis estadístico del cultivo larvario | 42 |
| 5.8 Maternización de postlarvas | 43 |
| 5.8.1. Análisis estadístico | 43 |
| 6. Resultados | 45 |
| 6.1 Cultivo Larvario | 45 |
| 6.1.1 Supervivencia | 45 |
| 6.1.2 Crecimiento | 46 |
| 6.1.2.1 Efecto de la alimentación a base de microalgas | 46 |
| 6.1.2.2 Efecto de la alimentación suplementaria con microparticulados | 48 |
| 6.1.2.3 Velocidad de metamorfosis | 49 |
| 6.2 Maternización de Postlarvas | 49 |
| 6.2.1 Supervivencia | 49 |

| | |
|---|----|
| 6.2.2 Crecimiento | 52 |
| 6.2.2.1 Incremento en longitud de postlarvas Maternizadas | 52 |
| 6.2.2.2 Incremento en peso de las pstlarvas Maternizadas | 53 |
| 7. Discusión | 55 |
| 8. Conclusiones | 67 |
| 9. Bibliografía | 69 |
| 10. Apéndice | 77 |

INDICE DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Distribución geográfica del camarón blanco <i>Penaeus vannamei</i> | 5 |
| Figura 2. Anatomía de un camarón peneido | 6 |
| Figura 3. Tipos de télicos de camarones peneidos | 7 |
| Figura 4. Ciclo de vida de un camarón peneido | 8 |
| Figura 5. Subestadio nauplio I | 9 |
| Figura 6. Subestadio nauplio II | 10 |
| Figura 7. Subestadio nauplio III | 10 |
| Figura 8. Subestadio nauplio IV | 11 |
| Figura 9. Subestadio nauplio V | 11 |
| Figura 10. Subestadio zoea I | 12 |
| Figura 11. Subestadio zoea II | 13 |
| Figura 12. Subestadio zoea III | 14 |
| Figura 13. Subestadio mysis I | 15 |
| Figura 14. Subestadio mysis II | 15 |
| Figura 15. Subestadio mysis III | 16 |
| Figura 16. Subestadio postlarva I | 16 |
| Figura 17. Unidad experimental de cultivo larvario | 29 |
| Figura 18. Unidad de maternización | 30 |
| Figura 19. Unidad de microalga | 31 |

| | |
|--|----|
| Figura 20. Unidad de <i>Artemia</i> | 32 |
| Figura 21. Supervivencia en cultivo larvario de los tratamientos alimentados a base de microalgas | 45 |
| Figura 22. Supervivencia en cultivo larvario de los tratamientos suplementados con microparticulados | 46 |
| Figura 23. Longitud de los subestadios de los tratamientos a base de microalga | 47 |
| Figura 24. Longitud de los subestadios de los tratamientos suplementados con microparticulados | 48 |
| Figura 25. Velocidad de metamorfosis de los estadios larvarios | 49 |
| Figura 26. Supervivencia de las larvas maternizadas de los tratamientos a base de microalga | 50 |
| Figura 27. Supervivencia de las larvas maternizadas de los tratamientos suplementados con microparticulados | 51 |
| Figura 28. Incremento en longitud de postlarvas maternizadas a 30 días de los tratamientos a base de microalga | 52 |
| Figura 29. Incremento en longitud de postlarvas maternizadas a 30 días de los tratamientos suplementados con microparticulado | 53 |
| Figura 30. Incremento en peso de las postlarvas maternizadas a 30 días de los tratamientos a base de microalga | 54 |
| Figura 31. Incremento en peso de las postlarvas maternizadas a 30 días de los tratamientos suplementados con microparticulados | 54 |

INDICE DE TABLAS

| | |
|---|----|
| Tabla 1. Porcentaje de recambio de agua por día para cada estadio larvario | 35 |
| Tabla 2. Tratamientos experimentales a base de la microalga <i>Chaetoceros gracilis</i> | 37 |
| Tabla 3. Densidad de microalga para los tratamientos a base de esta | 38 |
| Tabla 4. Densidad de microalga para los tratamientos suplementados microparticulados | 39 |
| Tabla 5. Alimentación de nauplios de artemia por estadio larvario | 40 |
| Tabla 6. Raciones alimenticias de microparticulados por estadio larvario | 41 |

1. RESUMEN

El camarón blanco *P. vannamei* (Boone, 1931), es la principal especie de cultivo en México. Sin embargo, la siembra en las granjas camaronícolas depende del acopio de postlarvas silvestres, lo cual significa una competencia directa para la pesquería; por ello existe una gran necesidad de contar con laboratorios de producción de postlarvas. En general, se considera que la postlarva de laboratorio tiene una calidad variable debido a diversos factores, entre los cuales y muy importante es la nutrición.

El crecimiento, sobrevivencia y metamorfosis de las larvas de camarón blanco (*P. vannamei*) fueron comparados después de haberse alimentado con nueve diferentes tratamientos, para lo cual fueron divididas en 2 categorías: tratamientos a base de la microalga *Chaetoceros gracilis* y cuatro diferentes variedades de ella y suplementados con dos diferentes microparticulados.

Las microalgas fueron proporcionadas a las larvas de camarón separadamente en unidades experimentales de plástico de 18 l por cuadruplicado, a una concentración promedio de 30,000 cel/ml, a las cuales se les agregó *Tetraselmis chuii* a 20,000 cel/ml promedio a partir del estadio de zoea I y nauplios de *Artemia salina* a partir de zoea III. Tres tratamientos suplementados con dos diferentes microparticulados Microfast PZ-20 y Lansy de *Artemia System*, este último en un tratamiento se dió a la mitad de la concentración dada.

La sobrevivencia a PL1 fué significativamente diferente entre todos los tratamientos ($P < 0.05$). La sobrevivencia promedio para los tratamientos a base de microalga fué de 45.7%, mientras que para los tratamientos suplementados con microparticulados fué de 41.4%.

En lo que se refiere al crecimiento en longitud, se obtuvieron valores a PL1 muy similares a los reportados en la literatura.

Para evaluar el efecto de los tratamientos dietéticos sobre el desarrollo postlarvario, las postlarvas fueron maternizadas a 30 días en contenedores plásticos (0.8, 0.4, 0.35 m) a una densidad de 50 organismos por unidad experimental, y se alimentaban de *Artemia salina*. La sobrevivencia fue arriba del 45% para todos los tratamientos.

Las diferencias en peso y longitud fueron también estadísticamente significativas ($P < 0.05$). Los resultados indican que la calidad nutricional de la dieta durante el cultivo larvario es importante para la fase larvaria y de pre-engorda; por lo que se requiere realizar investigación encaminada a definir los requerimientos dietéticos específicos para cada estadio larvario. La definición de parámetros biológicos que reflejen consistentemente la calidad de la postlarva son también necesarios.

2. INTRODUCCION

México es un país que cuenta con amplias zonas costeras. A pesar de que una gran extensión del territorio colindante con el mar es adecuado para el establecimiento de cultivos marinos, actualmente sólo se usan para este fin 8000 Ha (Rosenberry, 1990). Hoy en día el camarón se reconoce como el más importante de los productos marinos que entran en los canales comerciales del mundo (Shigueno, 1975). La abundancia de este crustáceo en los litorales mexicanos ha permitido que se generen divisas y empleos, colocándonos entre los diez primeros países productores a nivel mundial. Sin embargo, la captura se ha estancado en los últimos años (SEPESCA, 1984), por lo que se ha incrementado el interés por el cultivo de camarón, en primer lugar por la demanda creciente y por el alto costo del manejo de las pesquerías en las áreas naturales.

La acuicultura se refiere al manejo de organismos acuáticos en condiciones controladas (Bardach *et al.*, 1972). Como técnica biológica está llegando a una etapa de consolidación como una actividad que implica la explotación de los recursos acuáticos, con el fin de proporcionar alimento y fuentes de empleo, lo que la colocaría al nivel de importancia de la agricultura y la ganadería.

En México, el cultivo del camarón es una actividad muy reciente, pero se le está dando un gran impulso por parte de las instituciones gubernamentales y sociedades cooperativas (Martínez, 1993). Las actividades relacionadas con la camaricultura se desarrollan principalmente en Sinaloa y Nayarit en donde se cultivan *Penaeus vannamei* (Boone, 1931) y *Penaeus stylirostris* (Stimpson, 1817) (Arce, 1990). Aunque actualmente

se manejan todos los aspectos reproductivos de estas especies a nivel mundial (Rosenberry, 1990), la principal fuente de semilla (postlarvas) de camarón blanco es el medio silvestre. Estas postlarvas se siembran en estanquerías rústicas en sistemas de cultivo intensivos y semi-intensivos (SEPESCA, 1991).

Como se indicó anteriormente, en México la camaronicultura está enfocada a la engorda de postlarvas y juveniles de origen silvestre. Esto genera un efecto de dependencia espacio-temporal de la semilla y de la cantidad de especies susceptibles al manejo. Consecuentemente se produce una competencia directa entre la pesquería y la acuicultura al momento del reclutamiento (Millán, 1991).

En el caso especial de Baja California Sur, el esfuerzo científico se ha enfocado al estudio de la biología del camarón y su cultivo.

Uno de los factores en que se apoya el futuro de la camaronicultura, no sólo en esta región sino en el resto del mundo, es la implementación de nuevas tecnologías que contribuyan a la optimización de la producción de postlarvas de camarón en el laboratorio. Esto solo es factible entendiendo su ciclo de vida, definiendo los parámetros ambientales que se requieren durante éste, y estableciendo sus regímenes nutricionales. Por otro lado, es de primordial importancia tomar en cuenta el papel que desempeñan estas especies en su respectivo ecosistema, de manera que el recurso sea explotado sin alterarlo (Leung, 1991).

2.1 DISTRIBUCION GEOGRAFICA DEL CAMARON BLANCO *Penaeus vannamei* (BOONE, 1931).

El camarón blanco *Penaeus vannamei* (Boone, 1931), se distribuye desde las costas del Pacífico de Sonora hasta Tumbes en el Norte de Perú (Fig. 1). Esta especie marina prefiere los fondos lodosos y profundidades que van desde la playa hasta los 76 m (Dore y Frimodt, 1987).



Fig. 1: Distribución geográfica de camarón blanco *P. vannamei* (Adaptado de Dore y Frimodt, 1987).

2.2. BIOLOGIA GENERAL DE LOS CAMARONES PENEIDOS

La explotación y manejo de recursos bióticos es más eficiente en la medida en que se tengan mejores conocimientos sobre su biología y ecología. El cultivo de cualquier

organismo, requiere necesariamente del conocimiento de aspectos tales como: su anatomía y fisiología, alimentación, aspectos reproductivos, y efecto de parámetros ambientales, (Martínez, 1993).

Los camarones son artrópodos de la clase Malacostraca que se agrupan en el orden Decapoda (Meglith, 1991); su cuerpo se divide en cefalotórax y abdomen, los que se componen de 13 y 7 segmentos respectivamente. El primero posee 5 pares de pereiópodos, mientras que el abdomen tiene 5 pares de extremidades, llamadas pleópodos [Tseng, 1987] (Fig. 2).

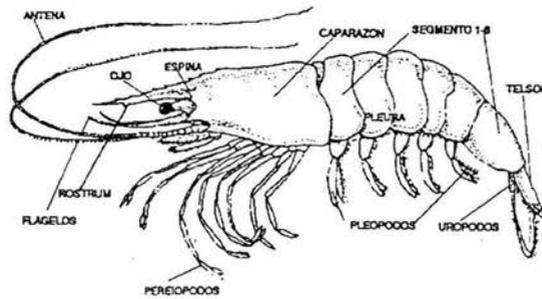


Fig. 2: Anatomía de un camarón peneido.(Adaptado de Dore y Frimodt, 1987).

Los camarones presentan sexos separados, los gonoporos se localizan en el artejo proximal del tercer par de pereiópodos en las hembras y en el quinto en los machos. Estos están provistos de petasma, el cuál es una estructura copulatoria modificada del

primer par de pleópodos. En las hembras encontramos el télico que es un receptáculo seminal para la protección del espermátforo (Primavera, 1985).

Se pueden encontrar dos tipos de télico, el abierto que no presenta placas laterales y en el que el espermátforo queda colocado exteriormente, y el télico cerrado que consta de dos placas laterales que forman un receptáculo donde es colocado el espermátforo.

Esta diferencia en la morfología del télico modifica esencialmente la fisiología reproductiva del camarón, implicando variaciones en la tecnología para la reproducción en cautiverio [Martínez Cordova, 1993] (Fig. 3).

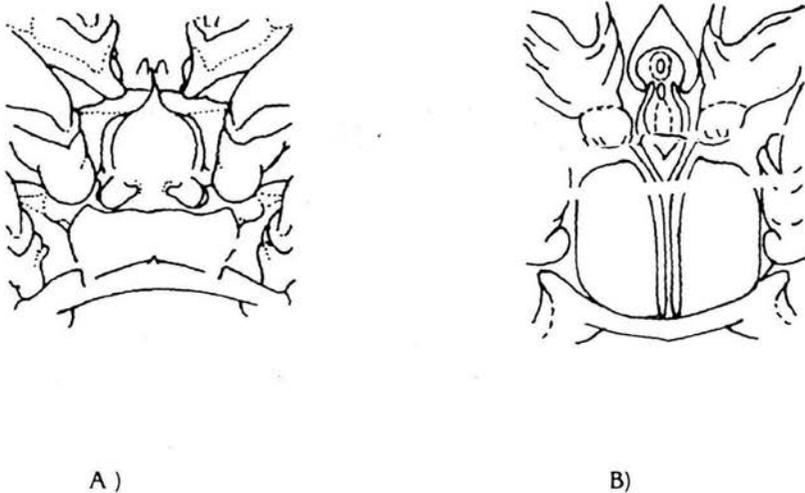


Fig. 3: Tipos de téllicos de camarones peneidos. A) Abierto, B) Cerrado, (Tomado de Martínez Córdova).

5

El ciclo de vida de los camarones peneidos es complejo, con migraciones para continuar su desarrollo y proceso reproductivo [Arce, 1989] (Fig. 4).

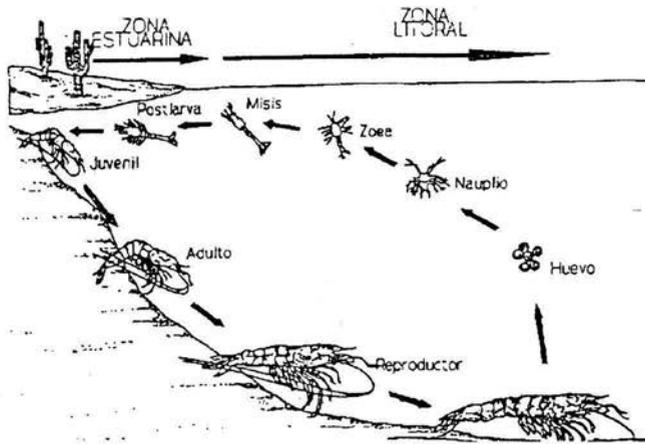


Fig. 4: Ciclo de vida de un camarón peneido.

(Tomado de RPI, 1989).

Son organismos de vida corta (1-2 años) cuyo ciclo de vida consiste en fases de huevo y larva oceánicas, fases postlarvales y juveniles principalmente estuarinas y adultos con hábitos oceánicos (Arce, 1990).

2.3. DESARROLLO LARVAL

El desarrollo larval del camarón del género *Penaeus* consta de tres estadios: Nauplio, Zoea y Mysis. Nauplio presenta 5 o 6 subestadios dependiendo de la especie (CICTUS, 1982). En *Penaeus vannamei* existen cinco subestadios de Nauplio; éste es identificado por su forma, tipo de natación y su comportamiento, ya que permanece todo el tiempo en la columna de agua. Una característica principal es su nado impulsado por las antenas y mandíbulas, además de tener un solo ojo u ocelo y su cuerpo está indiferenciado.

El subestadio de Nauplio I se distingue por el cuerpo piriforme con tres pares de apéndices de numerosas setas (uno unirrameo y dos birrameos), un solo ocelo y un par de espinas caudales. (Fig. 5).

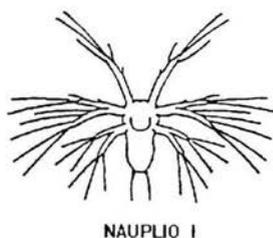


Fig. 5: Subestadio Nauplio I de camarón blanco *P. vannamei*.

Nauplio II se distingue por que las setas de los apéndices empiezan a ser plumosas, y los exopoditos del segundo par de antenas se alargan. (Figura 6).

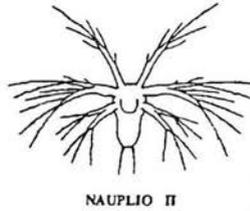


Fig. 6: Subestadio Nauplio II de camarón blanco *P. vannamei*.

En Nauplio III es evidente el desarrollo de las espinas caudales, que se cubren de numerosas setas. Se empieza a formar la furca caudal; aparecen dos espinas delgadas después de las ya existentes y el cuerpo se hace más elongado.(Fig. 7).

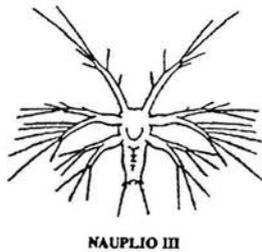


Fig. 7: Subestadio Nauplio III de camarón blanco *P. vannamei*.

En Nauplio IV la parte posterior del cuerpo se alarga más, en la región ventral aparecen pequeñas protuberancias y se hace más evidente la furca caudal.(Fig. 8).

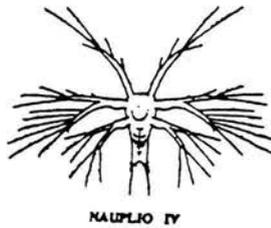


Fig. 8: Subestadio Nauplio IV de camarón blanco *P. vannamei*.

El subestadio Nauplio V se caracteriza por que las espinas caudales se hacen más largas y diferentes, la maxilas y los maxilópodos son externos. Los apéndices empiezan a diferenciarse y aparecen nuevas espinas furcales.(Fig. 9).

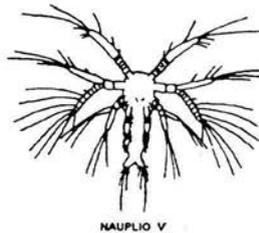


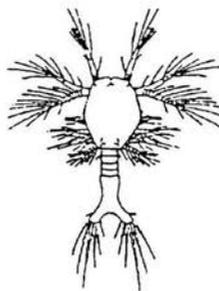
Fig. 9: Subestadio Nauplio V de camarón blanco *P. vannamei*.

La siguiente etapa de desarrollo larvario es el estadio de Zoea que consta de 3 subestadios. Esta etapa es difícil, ya que con el cambio (metamorfosis) se inicia una alimentación diferente proveniente del medio natural, que será inicialmente a base de

fitoplancton e iniciará una alimentación zooplanctófaga en el último subestadio (RPI, 1989).

El primer subestadio de esta etapa es el subestadio de Zoea I, donde es evidente el cambio morfológico, con respecto al estadio de Nauplio, las mandíbulas están bien desarrolladas y las antenas se segmentan, los pares de maxilas y maxilípedos se hacen evidentes y birrameos.

Por otro lado la furca caudal se divide por la abertura anal. Aun se presenta un solo ojo, pero ya es evidente una hendidura en su parte media, la mandíbula se alarga y aparecen en su superficie numerosos dientes aserrados (Fig. 10).



ZOEA I

Fig. 10: Subestadio Zoea I de camarón blanco *P. vannamei*.

En Zoea II los ojos compuestos empiezan a separarse, aparece el rostrum en la parte anterior de la cabeza, el abdomen se divide en seis segmentos y empieza a elongarse.(Fig. 11).

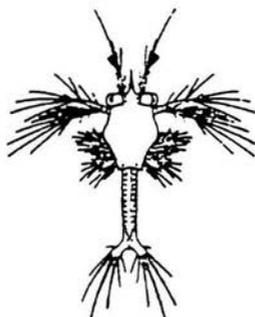


FIGURA 11

Fig. 11: subestadio Zoea II de camarón blanco *P. vannamei*.

Por otra parte el subestadio de Zoea III se diferencia por presentar un par de urópodos que comienzan a hacerse birrámeos, los ojos se separan aún más y migran a su posición pedunculada. Los maxilópodos y pereopodos se separan más y se incrementa el tamaño y las espinas furcales aumentan su tamaño (Fig. 12).

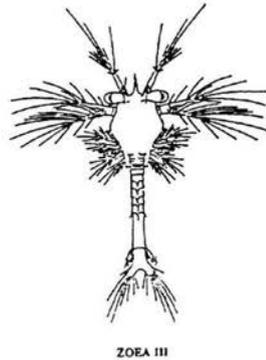


Fig. 12: Subestadio Zoea III de camarón blanco *P.vannamei*.

El estadio de Mysis consta también de 3 subestadios, se alimenta de zooplancton y se caracteriza por nadar con la cabeza hacia abajo (CICTUS, 1982).

En el subestadio de Mysis I es notorio el cambio morfológico, los urópodos crecen y se desarrollan hasta ser del mismo tamaño que la furca caudal. Se desarrollan los cinco pares de pereiópodos y se alargan. El caparazón se alarga cubriendo casi totalmente los segmentos torácicos. Su comportamiento empieza a ser distinto al de zoea, ya que durante esta fase la larva permanece preferentemente en el bentos y comienza a nadar hacia atrás; las antenas poseen ahora numerosas setas en cada segmento (Fig.13).

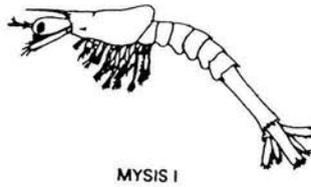


Fig. 13: Subestadio Mysis I de camarón blanco *P. vannamei*.

En Mysis II emergen los pleópodos en los segmentos abdominales, como pequeñas proyecciones asegmentadas en forma de gancho. Se da un notable incremento en la talla; en el telson aparecen seis pares de espinas terminales y dos pares de espinas laterales (Fig. 14).

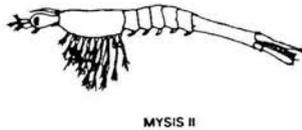


Fig. 14: Subestadio Mysis II de camarón blanco *P. vannamei*.

En Mysis III el desarrollo del segundo segmento de los pleópodos es característico; un segmento adicional se desarrolla en el segundo par de antenas. Se da un alargamiento de los pereiópodos y se aplanan los urópodos (Fig. 15).

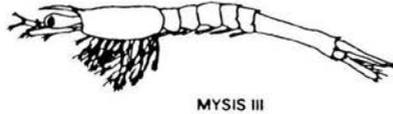


Fig. 15: Subestadio Mysis III de camarón blanco *P. vannamei*.

El primer estadio después de la etapa larval es la postlarva, la cual es bentónica. Se caracteriza por que empieza a nadar hacia adelante y come vorazmente (RPI, 1989). Siendo su principal característica distintiva de la postlarva es el desarrollo completo de los pleópodos, y que disminuye el tamaño de los exopoditos de los pereiópodos [Treece y Yates, 1989] (Fig. 16).

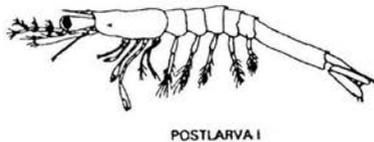


Fig. 16: Subestadio postlarva 1 de camarón blanco *P. vannamei*.

2.4 METODOS DE CULTIVO LARVARIO

La fase de crianza de camarones se compone de la maduración y reproducción de adultos en cautiverio y el cultivo de larvas producto del desove (CICTUS, 1982). El cultivo

larvario abarca desde la incubación del huevo hasta la cosecha de postlarvas. Se pueden identificar dos métodos generales de obtención de semilla de acuerdo a las características que los distinguen (Arce, 1989).

En la actualidad los métodos para el cultivo larvario que se conocen poseen variantes de acuerdo a la especie con la que se este trabajando y a las características de la región donde se encuentren. Generalmente se pueden identificar dos métodos de producción de semilla.

2.4.1 METODO JAPONES

Este método es también conocido como cultivo exterior o comunitario. Liao (1983) y Lawrence, *et al.* (1985) entre otros, mencionan que se caracteriza por utilizar tanques grandes a cielo abierto integrando un cultivo de algas por florecimiento planctónico con fertilizantes inorgánicos. Se utiliza una densidad de cultivo media o baja, calculada en función al número de hembras depositadas en el tanque; con un control escaso o nulo de los parámetros fisicoquímicos (Heinen,1976; Liao y Chao, 1983; Mock y Neal, 1974; Lawrence *et al.*, 1985).

2.4.2 METODO GALVESTON

También se le conoce como cultivo interior, monocultivo o método de agua clara. Se caracteriza por utilizar tanques cilíndricos de fibra de vidrio de diversas capacidades, donde se les aplica alta densidad larvaria, con cultivo de microalgas por separado

añadiéndolas periódicamente. Se lleva un control estricto de parámetros fisicoquímicos como temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, amonio, etc. La cosecha es inmediata en cuanto los organismos llegan a postlarva (Mock y Neal, 1974; Heinen, 1976; Mock, *et al.*, 1980; Mc Vey y Fox, 1983; Lawrence, 1985; Arce, 1989).

Ambos sistemas son exitosos, siendo el más usado en Latinoamérica el método de agua clara (Rosenberry, 1990).

2.5 CULTIVOS DE APOYO

Partiendo de los métodos antes descritos han surgido procedimientos para llevar a cabo el cultivo de fuentes alimenticias. Dado el elevado porcentaje de los costos totales de un cultivo acuícola representado por la alimentación, es fundamental que la dieta que se suministre tenga un adecuado equilibrio de diversos nutrientes, que sea ingerido en cantidades adecuadas y que su producción sea rentable (Castrejón, *et al.*, 1994). En la producción de postlarvas se utilizan generalmente dos cultivos de apoyo: fitoplancton (microalgas) y de zooplancton (*Artemia*).

2.5.1 CULTIVO DE FITOPLANCTON (MICROALGAS)

En acuicultura las microalgas son de gran importancia para el cultivo comercial de crustáceos, principalmente en estadios larvarios (Fulks y Main, 1991). También son utilizadas para obtener grandes cantidades de zooplancton que a su vez son alimento para estadios larvarios avanzados y estadios juveniles (Brown *et al.*, 1989). Su valor alimenticio

afecta la sobrevivencia y desarrollo de las larvas. Por otro lado es importante considerar algunas ventajas del alimento vivo: promueven un rápido crecimiento, tienen un alto valor nutricional, fácilmente se digieren, y toleran cultivos intensivos (Castrejón, *et al.*, 1994). Por ello se considera que el cultivo de microalgas es indispensable para la alimentación del estadio Zoea del camarón, debido a que son preferencialmente fitoplanctófagas.

A pesar que se han utilizado varias especies de microalgas como alimento en la acuicultura, no todas ellas son adecuadas para mantener el crecimiento de un organismo. Esto se debe a que existen diferencias de tamaño, digestibilidad y en su valor nutricional, el cual depende principalmente de la composición bioquímica de la microalga y de las necesidades nutricionales específicas del organismo a cultivar (Brown *et al.*, 1989).

De acuerdo a Arce (1989) y a Le Borge (1990), las especies de microalgas más utilizadas en la acuicultura son:

Diatomeas:

Skeletonema costatum

Thalassiosira sp.

Phaedactylum sp.

Chaetoceros gracilis

Ch. calcitrans

Flagelados:

Pavlova lutheri

Isochrysis galbana

I. sp. "Thaiti"

Tetraselmis chuii

T. suecica

El cultivo de microalgas se realiza de manera secuencial en recipientes de diversas capacidades. Generalmente el cultivo se inicia inoculando recipientes menores como matraces Erlen Meyer de 500 ml con cepas puras; después de 4 días se utilizan como inóculos de recipientes de 1 ó 2 litros, de la misma manera se trasapanan éstos a volúmenes mayores y así sucesivamente hasta obtener una producción masiva (CICTUS, 1982).

Existen diversos medios nutritivos para la producción de microalga, pero el más usual es el medio F/2 de Guillard (op cit) que consta de una solución base de nutrientes, la cual se compone de NaNO_3 y $\text{NaH}_2\text{PO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$, otra de elementos traza, $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$, $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$, $\text{MnCl}_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$, $\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ y con la adición de cloruro férrico y EDTA. También, este medio esta consta de una solución de vitaminas compuesta por Biotina (0.1 mg/l, Cianocobalamina (B12) 1 mg/ml y Tiamina Clorhídrica (B1) 20 mg/100 ml de agua y una solución de Metasilicatos de Sodio, esta se prepara con 30 g/l; estos últimos solo se ocupan para diatomeas (Voltolina *et al*, 1989).

2.5.2 CULTIVO DE ZOOPLANCTON (ARTEMIA)

En lo que se refiere al cultivo de zooplancton, se utiliza primordialmente *Artemia salina*, la cual proporciona un alto valor nutritivo y se lleva a cabo a partir de quistes enlatados al vacío. Esta se suministra a los camarones a partir del estadio de Misis. La *Artemia* proporciona un buen valor nutritivo, y ofrece un manejo fácil (Abreu, 1988).

2.6 DIETAS ARTIFICIALES

Existen algunos productos balanceados que pueden sustituir al alimento vivo, como los microparticulados y microencapsulados elaborados con ingredientes tanto de origen animal como vegetal (CICTUS, 1982). A la fecha este tipo de alimento aún no iguala la calidad el alimento natural, lo que se refleja en el número y la calidad de la postlarva cosechada (Heinen, 1976). La presentación y composición de estas dietas artificiales varía dependiendo del estadio en que se apliquen (Meyers *et al.*, 1975).

Hay diferentes presentaciones de estas dietas como lo son las micropartículas o peletizados, que son fabricados por métodos que usan presión y/o el calor para aglomerar o revestir las mezclas nutritivas. Así mismo también existen hojuelas que se forman a partir de secado por tambor, fabricándose una diversidad de formulaciones estables en agua. Las hojuelas pueden reducirse por molienda a diferentes tamaños de partícula, sin deteriorar la estabilidad y la calidad nutricional (Meyers, 1975). Por otro lado se

encuentra la microcapsula que consiste de una membrana insoluble en agua y resistente a las bacterias (Jones *et al.*, 1974; 1975).

Otra forma utilizada para suplementar insumos es la bioencapsulación, que consiste en la transferencia de sustancias de interés nutricional, fisiológico o patológico, por medio de alimento vivo, (algas, levaduras, rotíferos, *Artemia*, etc.) al consumidor. (Middleditch *et al.*, 1980).

3. ANTECEDENTES

En un principio, el hombre dependió en gran medida de lo que la naturaleza le ofrecía para satisfacer sus necesidades de alimentación. Uno de los aspectos en los que el hombre ha dejado sentir su dominio en menor medida, es en el control de los recursos marinos. A pesar de que los primeros organismos marinos empezaron a ser cultivados hace miles de años (Pillary, 1972; Martínez, 1993); el despegue real de esta actividad es relativamente reciente y en la actualidad está adquiriendo una importancia relevante.

La acuicultura, es una actividad primaria, que comienza a destacar como una alternativa de significancia, que no solo ya forma parte del ámbito cotidiano en muchas regiones, sino que se expresa en planes y programas gubernamentales, con propósitos que tienden a aumentar la disponibilidad de proteínas (Arredondo, 1990).

El cultivo de los organismos acuáticos es una actividad productiva que se remonta a la antigüedad. Sin embargo, la camaronicultura data de los años 30s con los estudios sobre *Penaeus japonicus* que realizó Fujinaga en 1933, donde se sientan las bases para el cultivo comercial, el cual ha tenido un crecimiento constante hasta la fecha (Rosenberry, 1990). A partir de 1964 se desarrollaron las técnicas que, con algunas modificaciones se utilizan en todo el mundo. Se lanzan con éxito al cultivo de este crustáceo los Estados Unidos de Norte America, Japón, Filipinas y algunos países de Centro y Sudamérica (CICTUS, 1982).

Mientras que la biotecnología del cultivo de camarón en los países asiáticos ha alcanzado un alto grado de desarrollo, en Latinoamérica se puede decir que los antecedentes son relativamente recientes, ubicándose verdaderamente como una práctica a mediados de los 70s (Arredondo, 1990).

Ecuador es el principal productor de camarón en Latinoamérica (Griffin *et al.*, 1984). En México, debido a que la pesca de este crustáceo ha llegado a su rendimiento máximo sostenible (Villarreal, 1989), en los últimos años se ha incrementado el esfuerzo pesquero sin que las capturas se incrementen (SEPESCA, 1984); razón por la cual su cultivo ha generado gran interés a partir del desarrollo de técnicas de producción experimental (CICTUS, 1986).

En base a esto último se han realizado estudios con éxito en diferentes partes del mundo sobre la producción de postlarvas de camarón blanco *Penaeus vannamei* (Boone, 1931), por ejemplo Lawrence *et al.*, (1985) obtuvo una sobrevivencia del 73 %; en México CICTUS ha tenido también experiencias con éxito obteniendo un porcentaje similar de sobrevivencia al de Lawrence (70 %) (Martínez, 1993).

Por otro lado, en el Estado de Baja California Sur, el cultivo de camarón empieza a tomar importancia debido a la introducción de esta especie *P. vannamei*. Cabe mencionar el éxito del laboratorio de producción de postlarvas y la granja de engorda de la Empresa de Acuacultores de la Península, S.A; la cuál ha producido un promedio anual de más de 80 millones de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*), a partir de 1990.

Por otra parte, aunque varias instituciones se han dedicado a la investigación de dietas en estadios larvarios, el Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR) localizado también en La Paz, se ha enfocado desde 1984, a programas sobre la evaluación del potencial de cultivo de camarón en zona semi-árida del Noroeste de México. Dado que *Penaeus vannamei*, es la especie predominante en las granjas camaronícolas en las costas del Pacífico, actualmente se estudia su capacidad de adaptación y potencial de cultivo en dicha región.

4. OBJETIVO GENERAL

La variación en la calidad de la producción comercial de postlarvas de camarón ha limitado su desarrollo. Un factor potencial de esta variación, está dada por los cambios en la composición bromatológica de la fuente nutricional (plancton) utilizada para el cultivo.

Así, el presente trabajo tiene como fin realizar una evaluación del efecto de diferentes tratamientos alimenticios basados en alimento natural o artificial sobre el desarrollo larvario y postlarvario de camarón blanco *Penaeus vannamei*.

4.1 OBJETIVOS ESPECIFICOS

- a) Evaluar las diferencias en la velocidad de metamorfosis de los estadios larvarios de *P. vannamei* como resultado de las diferentes dietas experimentales utilizadas.
- b) Definir la cantidad de alimento requerido para obtener un óptimo desarrollo larvario hasta la primer postlarva (PL 1).
- c) Determinar el crecimiento por subestadio larvario del camarón blanco *Penaeus vannamei*.

- d) Determinar el crecimiento en longitud y peso durante la maternización

- e) Determinar la sobrevivencia por estadio larvario.

- f) Evaluar el efecto diferencial en términos de crecimiento y sobrevivencia, a partir de los tratamientos adicionados en el desarrollo larval, durante la maternización.

5. MATERIALES Y METODOS

5.1 UNIDADES EXPERIMENTALES

El presente trabajo se llevó a cabo en el laboratorio de camaronicultura del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. Para su realización se ocuparon dos unidades experimentales, una para el cultivo larvario y otra para la maternización. Adicionalmente se utilizaron dos sistemas para la realización de los cultivos de apoyo (microalgas y *Artemia*).

5.1.1 UNIDAD EXPERIMENTAL PARA EL CULTIVO LARVARIO

Consta de una estructura de acero de 2.5 m de largo por 0.42 m de ancho y 2 m de altura, provista con dos niveles para albergar 18 unidades experimentales cada una, cuenta con una tubería de PVC de 1.25 cm de diámetro con 18 llaves para la administración individual de aire hacia cada unidad experimental a través de difusores de sílica. La unidad cuenta además con una instalación eléctrica para dos lámparas fluorescentes de 2.5 m cada una, colocadas una en cada nivel con dos tubos luminosos de 40 W y seis conectores múltiples con seis contactos cada una para la conexión de calentadores de 50 W, los cuales se utilizan para el control de la temperatura. Los contenedores experimentales son unidades de plástico de 20 l de capacidad, desprovistos de fondo y colocados invertidos con un tapón de hule en la boca (Fig.17).

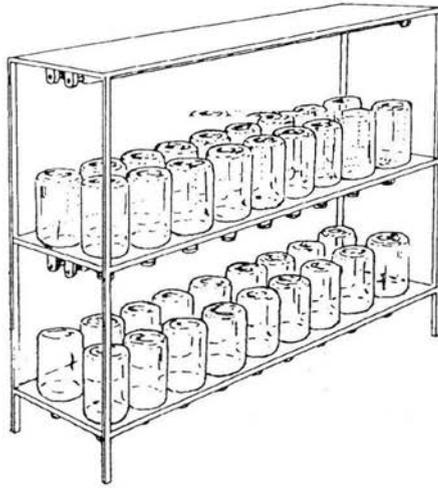


Fig. 17: Unidad experimental empleada para el cultivo larvario de *P. vannamei*.

El agua se distribuye por medio de una manguera flexible de 1.25 cm de diámetro. El sistema se localizó en un cuarto con temperatura controlada y constante ($24^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$).

5.1.2 UNIDAD PARA LA MATERNIZACION POSTLARVARIA

El sistema consta de una estructura de madera de 1.8 m de alto por 1 m de ancho, con dos niveles en los que se colocaron 6 tanques de plástico de 60 l de capacidad (0.8 x 0.3 x 0.35 m) por nivel, 3 de cada lado de la estructura. La estructura está provista de una instalación eléctrica con dos conectores múltiples de 6 contactos para cada nivel; también comprende una tubería PVC de 2.5 cm de diámetro para el sistema de aereación, provisto de 6 llaves metálicas en cada nivel para el suministro a cada unidad

experimental por medio de difusores de sílica. El agua se distribuye por medio de una manguera flexible de 2.5 cm de diámetro. La temperatura se controla en cada unidad experimental mediante calentadores sumergibles de 250 W (Fig.18).

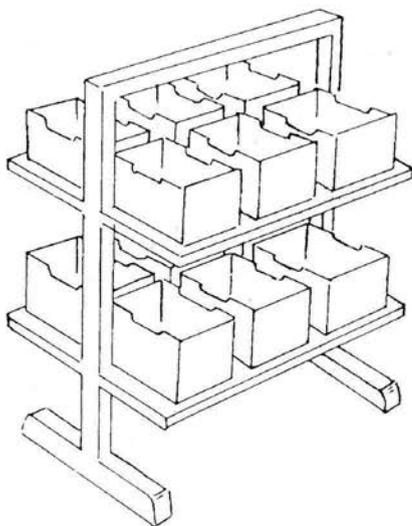


Fig. 18: Unidad experimental empleada para la pre-engorda de postlarva de *P. vannamei*.

5.1.3 UNIDAD DE PRODUCCION Y MANTENIMIENTO DE MICROALGAS

Para el presente estudio la producción de microalgas se realizó en las instalaciones de APSA, consistentes en columnas de 200 l. De ahí se trasladaron al CIBNOR por mantenerse en la unidad de producción y mantenimiento de microalgas.

Esta unidad consta de una estructura de ángulo de acero de 2.5 m de largo por 0.42 m de ancho y 2 m de altura, provista de dos niveles; cuenta con instalación eléctrica para seis lámparas fluorescentes con dos tubos de 2.5 m cada una, colocadas en grupos de tres en cada nivel. El suministro de aire se realiza a través de un sistema de tubos PVC de 1.25 cm de diámetro con 18 llaves para control individual. Cada nivel tiene la capacidad de contener 8 garrafones de vidrio de 20 l con un tapón de hule, el cual está provisto de dos perforaciones. El suministro de aire se realiza a través de un tubo de vidrio conectado a una manguera plástica (Fig. 19).

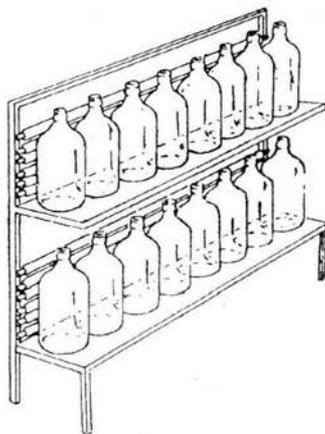


Fig. 19: Unidad experimental empleada para el mantenimiento de microalgas.

5.1.4 UNIDAD DE PRODUCCION DE ARTEMIA

La producción de *Artemia* se realizó en una estructura de madera de 1.60 m de alto por 1.20 m de ancho compuesta por dos estructuras con una perforación para

sostener a los contenedores de plástico. Estos tienen una capacidad de 20 l, se colocan invertidos con un tapón de hule en la boca. Una perforación en dicho tanque permite la entrada de una manguera flexible para el suministro de aire.

La estructura cuenta con un sistema de tubos PVC de 1.25 cm de diámetro con 4 llaves metálicas para el control individual del suministro de aire (Fig. 20).

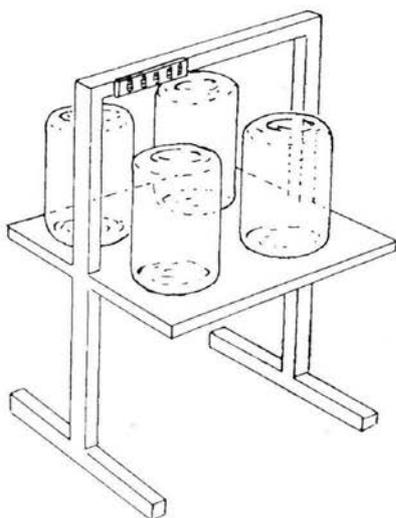


Fig. 20: Unidad experimental de producción de *Artemia*.

5.2 OBTENCIÓN DE LOS ORGANISMOS EXPERIMENTALES

El trabajo experimental se inició con nauplios en subestadio 5 (N V), producto del desove de una hembra madura de camarón blanco (*Penaeus vannamei*), obtenidos del laboratorio de Acuacultores de La Paz S.A de C.V. (APSA).

Los nauplios fueron transportados a las instalaciones del laboratorio de Cultivo de Camarón del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), utilizando para ello bolsas de plástico llenadas a 5 l de agua de mar previamente oxigenada y a una temperatura de 25 °C. La temperatura se mantuvo con una variación menor a 1 °C con un contenedor aislante de poliuretano.

5.3 ACLIMATACION Y SIEMBRA DE LOS ORGANISMOS

Una vez en las instalaciones del CIBNOR se verificó la cantidad de organismos mediante muestreo a partir de volúmenes conocidos (10 ml) y el promedio de organismos encontrados en 10 muestras se extrapolaron para el volumen total, obteniendo de esta manera la cantidad de nauplios en la bolsa.

Los organismos fueron aclimatados a la temperatura y salinidad experimental (28 °C, 38 ‰) durante 1 hora. La temperatura experimental (28 °C) fue controlada con un calentador sumergible de 50 W, y la aereación se mantuvo constante a través de una piedra sílica.

Para realizar la siembra se consideró la cantidad de nauplios/ ml contenidos en la bolsa, con el fin de obtener el volumen necesario para calcular una densidad de 75 nauplios/l para cada una de las unidades experimentales, es decir, 1,200 nauplios en cada una.

5.4 DISEÑO EXPERIMENTAL

En este experimento se utilizó la técnica de cultivo en agua clara (método Galveston) en el cual se adicionaron microalgas producidas en cultivos monoespecíficos a partir del estadio de Nauplio V, microparticulado desde Zoea I y *Artemia* a partir de Mysis I. Se evaluaron nueve tratamientos por cuadruplicado para determinar la calidad nutricional de diferentes microalgas y alimentos artificiales microparticulados.

Para definir el estadio de desarrollo y estimar sobrevivencia, se realizaron muestreos diariamente de cada una de las unidades experimentales. El muestreo se realizó tres veces por tanque, empleando un tubo PVC de 1.25 cm de diámetro y 50 cm de largo, el cual se sumergía en cada uno de los tanques de manera que se extrajo un volumen aproximado de 60 ml.

Las muestras se observaron utilizando un microscopio estereoscópico para determinar el subestadio de los organismos. Adicionalmente se registró el número de larvas obtenidas en cada muestreo con el fin de estimar la sobrevivencia y la velocidad de metamorfosis.

Para lo anterior se fijaron 5 organismos por cada tanque con formol al 4 %, fijando diariamente un total de 20 organismos por tratamiento, los cuales fueron medidos usando un micrómetro adaptado a un microscopio estereoscópico. Dicha medición permitió detectar las posibles diferencias en tamaño entre los organismos de los diferentes tratamientos.

Por otro lado, diariamente se realizó un recambio de agua dependiendo del estadio en que se encontraran las larvas de acuerdo a lo especificado en la tabla 1.

Tabla 1: Porcentaje de recambio de agua por día para cada subestadio larvario de *P. vannamei*.

| SUBESTADIO | RECAMBIO (%) |
|-------------|--------------|
| ZOEA I | 25 |
| ZOEA II | 25 |
| ZOEA III | 50 |
| MYSIS I | 75 |
| MYSIS II | 100 |
| MYSIS III | 100 |
| POSTLARVA 1 | 100 |

Para evitar la pérdida de larvas en dichos recambios, inicialmente se utilizó un sifón con una malla de 40 micras para Zoea I. Conforme se desarrollaron las larvas; la malla se sustituyó por una con apertura más grande (Zoea II, 60 micras; Mysis, 100 micras).

El agua que se adicionó a los tanques de cultivo fue tratada, con filtros de 5 y 1 micras antes de almacenarse en un tanque de 200 l, en donde se le agregó 0.2 ml de EDTA disódico para su posterior paso por un sistema de rayos ultravioleta, manteniendo una circulación constante durante 2 horas.

Se realizó un monitoreo de temperatura diariamente mediante un termómetro de precisión (0.1 °C), recalibrando de ser necesario los calentadores sumergibles para mantener constante la temperatura experimental ($28 \pm 1^\circ\text{C}$).

5.5 TRATAMIENTOS EXPERIMENTALES

El Personal técnico de la empresa APSA, estableció que las variedades cíclicas de microalgas en el rendimiento de la producción de postlarvas de *P. vannamei* en la fase comercial podían estar relacionadas con la metodología empleada en la operación, y/o deficiencias nutricionales en los alimentos utilizados, por ello se evaluaron seis tratamientos a base de microalgas y *Artemia*, y tres tratamientos en los que adicionalmente se suplementaron alimentos microparticulados. En la Tabla 2, se presentan los diferentes tratamientos experimentales a base de *Chaetoceros gracilis*.

Tabla 2: Tratamientos experimentales a base de la microalga *Chaetoceros gracilis* y sus diferentes variedades con la suplementación de *Tetraselmis chuii* y microparticulados.

| TRATAMIENTO | MICROALGA | VARIEDAD |
|-------------|--|-------------|
| 1 X | <i>Chaetoceros gracilis</i> | X (CONTROL) |
| 2 CIO | <i>Chaetoceros gracilis</i> | CIO |
| 3 N | <i>Chaetoceros gracilis</i> | N |
| 4 I | <i>Chaetoceros gracilis</i> | I |
| 5 XT | <i>Chaetoceros gracilis</i> + <i>Tetraselmis chii</i> | X (CONTROL) |
| 6 X100 | <i>chaetoceros gracilis</i> a 100,000 cel/ml | X (CONTROL) |
| 7 XTM1 | <i>Chaetoceros gracilis</i> + <i>Tetraselmis chuii</i> + microparticulado Microfast PZ20* | X (CONTROL) |
| 8 XTM2 | <i>Chaetoceros gracilis</i> + <i>Tetraselmis chuii</i> + Microparticulado Lansy * | X (CONTOL) |
| 9 XTM3 | <i>Chaetoceros gracilis</i> + <i>Tetraselmis chuii</i> + Microparticulado Lansy * | X (CONTROL) |

* Ver tabla de alimentación, para observar la diferencia entre esos tratamientos.

5.6 ALIMENTACION

5.6.1 MICROALGAS

Las microalgas *Chaetoceros gracilis* y *Tetraselmis chuii* fueron transportadas cada dos días de las instalaciones de APSA en bolsas plásticas de 20 l al CIBNOR,

manteniendolas en el sistema de microalgas y adicionadas a las unidades experimentales a partir del estadio de Nauplio V. La concentración fué evaluada diariamente a las 12:00 horas mediante conteos de células utilizando el método de conteo por cámara (hematocitometro), de acuerdo a los sistemas de operación de los laboratorio de APSA y del CIBNOR. En seguida se muestran las densidades que se utilizaran de las diferentes microalgas con sus variedades: X, CIO, N, e I para los tratamientos experimentales (Tabla 3).

Tabla 3: Concentración de microalgas para tratamientos a base de *Chaetoceros gracilis* para las variedades X, CIO, N, I, de acuerdo al esquema de producción de la empresa APSA.

| TRATAMIENTO | Chae X | Chae CIO | Chae N | Chae I |
|-------------|--------|----------------|--------|--------|
| SUBESTADIO | | | | |
| NAUPLIO V | | 20, 000 cel/ml | | |
| ZOEA I | | 30, 000 cel/ml | | |
| ZOEA II | | 50, 000 cel/ml | | |
| ZOEA III | | 40, 000 cel/ml | | |
| MYSIS I | | 40, 000 cel/ml | | |
| MYSIS II | | ----- | | |
| MYSIS III | | ----- | | |

En la tabla 4 se presenta la concentración de microalga utilizada en los tratamientos a los que se adicionó la microalga de la especie *Tetraselmis chuii*; así como de los tres microparticulados comerciales que se utilizaron en este experimento.

Tabla 4: Concentraciones de microalgas (cel/ml) para los tratamientos de *Chaetoceros gracilis*, combinados con *Tetraselmis chuii* y suplementados con microparticulados comerciales, para la producción de postlarvas de *P. vannamei*.

| TRATAMIENTOS | XT | | X100 | | XTM1 | |
|--------------|--------|--------|---------|--------|--------|--------|
| SUBESTADIOS | ChaeX | Tetra | ChaeX | Tetra | ChaeX | Tetra |
| NAUPLIO V | 20,000 | 0 | 20,000 | 0 | 20,000 | 0 |
| ZOEA I | 30,000 | 30,000 | 100,000 | 40,000 | 30,000 | 30,000 |
| ZOEA II | 50,000 | 20,000 | 100,000 | 40,000 | 50,000 | 20,000 |
| ZOEA III | 40,000 | 20,000 | 10,000 | 40,000 | 40,000 | 20,000 |
| MYSIS I | 40,000 | 10,000 | 50,000 | 40,000 | 40,000 | 10,000 |
| MYSIS II | ---- | ----- | 50,000 | 10,000 | ---- | ----- |
| MYSIS III | ---- | ----- | 50,000 | 10,000 | ---- | ----- |

| TRATAMIENTOS | XTM2 | | XTM3 | |
|--------------|--------|--------|--------|--------|
| SUBESTADIOS | Chae X | Tetra | Chae X | Tetra |
| NAUPLIO V | 20,000 | 0 | 20,000 | 0 |
| ZOEA I | 30,000 | 30,000 | 30,000 | 30,000 |
| ZOEA II | 50,000 | 20,000 | 50,000 | 20,000 |
| ZOEA III | 40,000 | 20,000 | 40,000 | 20,000 |
| MYSIS I | 40,000 | 10,000 | 40,000 | 10,000 |
| MYSIS II | ----- | ----- | ----- | ----- |
| MYSIS III | ----- | ----- | ----- | ----- |

5.6.2 ARTEMIA

Los nauplios recién eclosionados de *Artemia salina* fueron producidos a partir de quistes enlatados (Argentemia Gold) en el Laboratorio de Camaronicultura del CIBNOR.

Estos fueron proporcionados a partir del estadio de Mysis del camarón como un recurso alimenticio con un alto valor nutricional (Wilkenfeld, 1983).

Los quistes se pusieron a eclosionar 24 horas antes de ser requeridos. Para ello, se descapsularon en una solución de 50 ml de cloro diluido en 800 ml de agua con aeración constante alrededor de 5 minutos.

Una vez descapsulados los quistes se lavaron con agua para eliminar el cloro y se colocaron en los tanques de eclosión.

Los tanques de eclosión con 18 l de agua de mar a $28 \pm 1^\circ\text{C}$ y 38 ‰, se les proporcionó aeración constante con un difusor de sílica; esto con el fin de acelerar el proceso de eclosión y mantener los quistes en suspensión. La cosecha se llevó a cabo una hora antes de requerirse para la prueba experimental. La densidad de *Artemia salina* que se proporcionó a los tratamientos, los cuales se presentan en la Tabla 5.

Tabla 5: Alimentación de nauplios de *Artemia salina* para cada estadio larvario de *P. vannamei*, durante la prueba experimental.

| SUBESTADIO | ARTEMIA / ML |
|------------|--------------|
| ZOEA III | 0.25 |
| MYSIS I | 0.5 |
| MYSIS II | 1 |
| MYSIS III | 2 |

Se realizó diariamente un monitoreo para evaluar la densidad de los nauplios de *Artemia* en cada una de las unidades experimentales. Después de realizar el recambio de agua y antes de la adición de un nuevo lote de nauplios.

5.6.3 ALIMENTO MICROPARTICULADO

En esta prueba experimental, el alimento microparticulado se utilizó como sustituto de 50% de la microalga en algunos tratamientos, en base a la densidad utilizada por el CIBNOR. En esencia, esto corresponde a la densidad utilizada por la empresa APSA.

Consecuentemente, para los tratamientos donde se requirieron estos alimentos, se adicionaron cantidades que fueron incrementando gradualmente de acuerdo al subestadio larvario correspondiente (Tabla 6).

Tabla 6: Raciones alimenticias de microparticulados suministrados en cada estadio larvario de *P. vannamei* durante la prueba experimental.

| SUBESTADIO | MICROPARTICULADOS | | |
|-------------|-------------------|--------|--------|
| | MP1 | MP2 | MP3 |
| ZOEA I | 0.03 g | 0.06 g | 0.03 g |
| ZOEA II | 0.05 g | 0.1 g | 0.05 g |
| ZOEA III | 0.07 g | 0.14 g | 0.07 g |
| MYSIS I | 0.09 g | 0.18 g | 0.09 g |
| MYSIS II | 0.11 g | 0.22 g | 0.11 g |
| MYSIS III | 0.12 g | 0.24 g | 0.12 g |
| POSTLARVA 1 | 0.2 g | 0.4 g | 0.2 g |

MP1: Microfast PZ-20, MP2: Lansy (*Artemia* system) y MP3: Lansy/2.

5.7 ANALISIS ESTADISTICO DEL CULTIVO LARVARIO

Para evaluar estadísticamente el efecto de las diferentes dietas en las larvas de *P. vannamei*, fueron registrados el desarrollo larval (estadio), sobrevivencia, crecimiento de cada uno de los estadios larvarios; se realizó utilizando la prueba estadística apropiada del paquete estadístico statgraphics (Statgraphics, 1986): Las diferencias entre estos tratamientos fueron definidas por regresión lineal, análisis de varianza y la prueba de rangos múltiples de Tukey (Sokal y Rohlf, 1984).

Los parámetros experimentales para la evaluación del rendimiento de las larvas en base a las dietas suministradas fueron los siguientes:

a) Tasa de Crecimiento Absoluto. Se define como el incremento en peso o longitud por unidad de tiempo (Hopkins, 1992).

$$TAC = (L_f - L_i) / T.$$

donde: L_f = Longitud final, L_i = Longitud inicial y T = periodo de tiempo del cultivo larvario.

b) Tasa de supervivencia: es el porcentaje de organismos vivos en un determinado periodo de tiempo.

$$\text{Tasa de Supervivencia} = \text{No. final de org.} / \text{No. inicial de org.} \times 100$$

5.8. MATERNIZACION DE POSTLARVAS

Una vez que los organismos de cada tratamiento alcanzaron el estadio de PL1, se cosecharon, utilizando una pipeta de vidrio de 10 ml con el fin de determinar la sobrevivencia final para cada tratamiento. Posteriormente, se seleccionaron 50 organismos de cada tratamiento, los cuales fueron colocados por replicado en contenedores plásticos de 90 l en donde se mantuvieron por 30 días, con agua filtrada a 5 micras y aerada por medio de difusores de sílica, realizando recambios diarios de agua del 30%. La temperatura se mantuvo constante a 28 °C por medio de calentadores sumergibles de 250 W y la salinidad se mantuvo en 38 ‰.

Durante esta etapa, los organismos recibieron una dieta a base de *Artemia salina*, la cual se suministró una vez al día a razón de 30 nauplios/postlarva. Se registraron la sobrevivencia y el crecimiento después de 15 y 30 días, por medio de biometrías, con una balanza digital con precisión de 0.01 g. La talla se definió utilizando y una regla graduada (mm).

5.8.1 ANALISIS ESTADISTICO

Se registraron la sobrevivencia, longitud y peso. Las diferencias estadísticas entre tratamientos fueron definidas por análisis de varianza y la prueba de rangos múltiples de

Tukey y regresión lineal (Sokal y Rohlf, 1984), utilizando el paquete computacional Statgraphics, 1986).

Los parámetros experimentales para la evaluación del rendimiento de las postlarvas como resultado de su cultivo larvario son:

a) Tasa de Crecimiento Absoluta. Es el incremento en longitud o peso por una unidad de tiempo determinada (Hopkins, 1992).

$$TAC = \frac{L_f - L_i}{T}$$

donde, L_f = Longitud final, L_i = Longitud inicial y T = Periodo de tiempo del cultivo (maternización).

b) Tasa de supervivencia. Es el porcentaje de organismos vivos en un tiempo dado.

$$\text{Tasa de Supervivencia} = \frac{\text{No. final de org.}}{\text{No. inicial de org.}} \times 100.$$

6. RESULTADOS

6.1. CULTIVO LARVARIO

6.1.1. SOBREVIVENCIA

Los análisis estadísticos encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) en la sobrevivencia durante el cultivo larvario en los tratamientos alimentados a base de microalgas los resultados más altos se presentaron en el tratamiento N (54%) y los más bajos en el I (36.22 %). (46.66 %) y la menor el XTM3 (33.33 %) (Fig. 21).

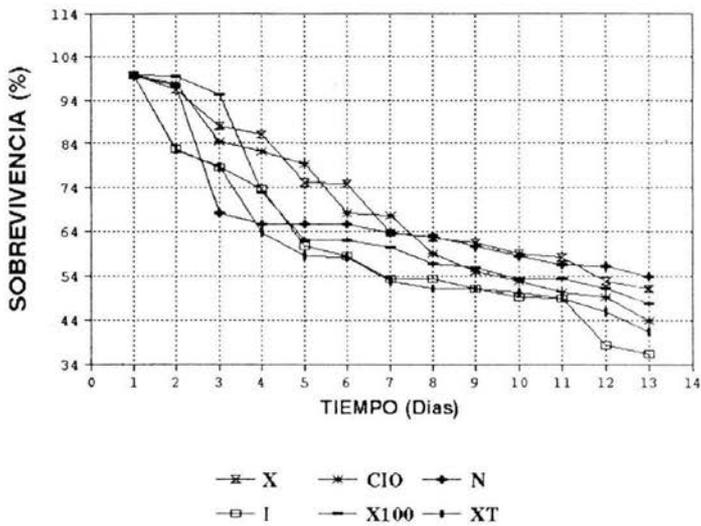


Fig. 21: Sobrevivencia de larvas de *Penaeus vannamei* a lo largo del cultivo larvario, alimentadas a base de microalgas.

Por otro lado los tratamientos suplementados con microparticulados la mejor sobrevivencia la obtuvo el tratamiento XTM1 (46.66 %) y la menor XTM3 (33.33 %) (Fig. 22).

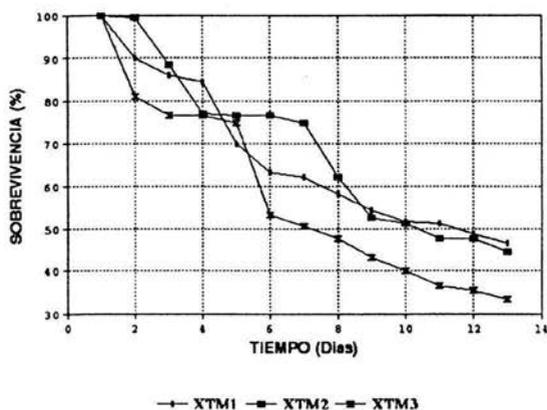


Fig. 22: Sobrevivencia a lo largo del cultivo larvario de *Penaeus vannamei* en tratamientos suplementados con microparticulados.

6.1.2. CRECIMIENTO

6.1.2.1. EFECTO DE LA ALIMENTACION A BASE DE MICROALGAS

En el Apéndice 1 se muestran los tamaños promedio por subestadio larvario

para los tratamientos a base de microalgas. El análisis de varianza ($P < 0.05$) indicó que existen diferencias significativas del tamaño en longitud en Zoea II y Postlarva 1.

En lo que se refiere a los tratamientos alimentados con microalgas, el el obtuvo mejor crecimiento fue X100 con un valor de 0.184 mm. En tanto que el tratamiento C10 presento la talla más alta en PL1 con un valor de 4.50 mm (Fig. 23).

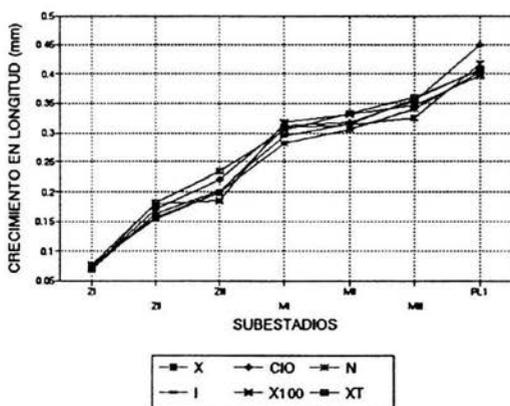


Fig. 23: Longitud promedio (mm) de los diferentes subestadios de larvas de camarón blanco *P. vannamei* alimentados con microalga.

6.1.2.2. EFECTO DE LA ALIMENTACION SUPLEMENTARIA CON MICROPARTICULADOS

Los valores obtenidos en el crecimiento en longitud de los subestadios de las larvas alimentadas con microparticulados presentan diferencias significativas ($P < 0.05$); siendo el tratamiento XTM1 el que presentó la talla promedio más alta (0.183 mm) en el subestadio ZII; mientras que para PL1 solo se diferenció el tratamiento XTM1 con un valor de 4.214 mm, siendo este el más bajo (Fig. 24).

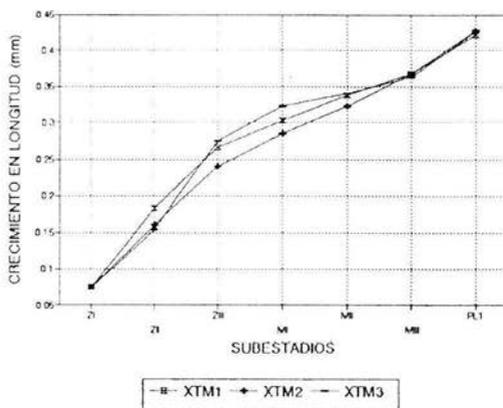


Fig. 24: Longitud (mm) de los subestadios de *P. vannamei* alimentados con microparticulados.

6.1.2.3 VELOCIDAD DE METAMORFOSIS EN CULTIVO LARVARIO

En la figura 25 se observa el tiempo de duración de cada subestadio larvario durante el cultivo. Siendo los subestadios Zoea II y Misis III los mayor duración con 72 hrs y Misis con 48 hrs respectivamente.

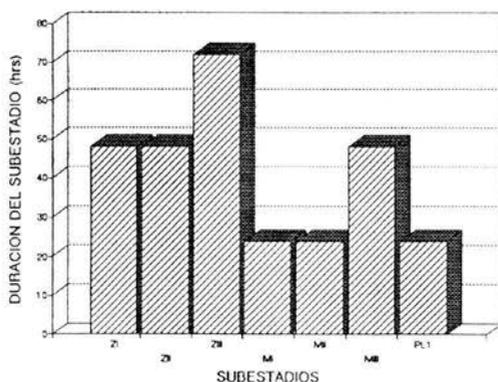


Fig. 25: Duración del desarrollo de los diferentes subestadios en el cultivo larvario.

6.2 MATERNIZACION DE POSTLARVAS

6.2.1. SOBREVIVENCIA

En los tratamientos alimentados con microalgas se observó que tanto en el cultivo larvario como en la maternización a PL15 y PL30 (15 y 30 días respectivamente después

de obtenidas las PL1) el tratamiento I (*Chaetoceros gracilis*, variedad I) presentó el más bajo porcentaje de sobrevivencia (50 y 34%), mientras que, el tratamiento X100 (*Ch. gracilis*, control a 100,000 cel/ml) fue el que tuvo la mejor sobrevivencia tanto a los 15 como a los 30 días de maternización (PL 15 y 30) con un 75 y 67% respectivamente (Fig. 26).

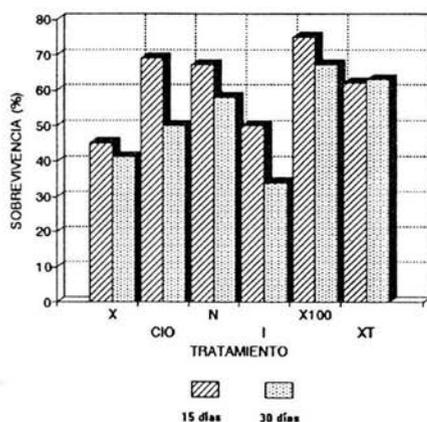


Fig. 26: Sobrevivencia (%) de postlarvas para los tratamientos con microalga a 15 y 30 días de maternización del camarón blanco *P. vannamei*.

Para los tratamientos que durante la fase larvaria se alimentaron con *Ch. gracilis*, microparticulados y *Artemia salina*, tenemos que la mejor sobrevivencia en PL15 y PL30, la presentó el tratamiento XTM2 con un 82 y 81% de sobrevivencia respectivamente (Fig. 27).

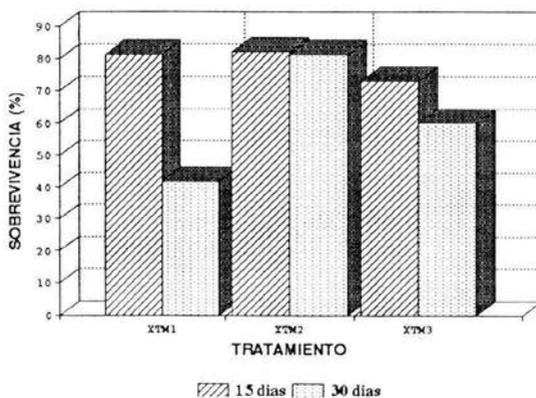


Fig. 27: Sobrevivencia (%) de postlarvas alimentadas con microparticulados a 15 y 30 días de maternización del camarón blanco *P. vannamei*.

6.2.2. CRECIMIENTO

6.2.2.1 EFECTO DE LA ALIMENTACION EN EL INCREMENTO EN LONGITUD DE POSTLARVAS MATERNIZADAS

El índice absoluto de crecimiento arrojó que el mejor tratamiento de microalgas, en cuanto al incremento de longitud para los tratamientos con microalga, X fue el mayor con 0.3 mm y el menor fue X100 con un valor de 0.080 mm (Fig. 28)

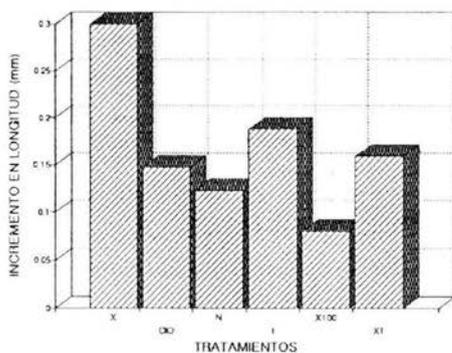


Fig. 28: Incremento en longitud de las postlarvas de *P. vannamei* maternizadas a 30 días, de los tratamientos alimentados con microalga.

En tanto que para los tratamientos suplementados con microparticulados, el mejor fue XTM1 con 0.157 mm y el que tuvo menor incremento fue XTM2 con 0.058 mm (Fig. 29).

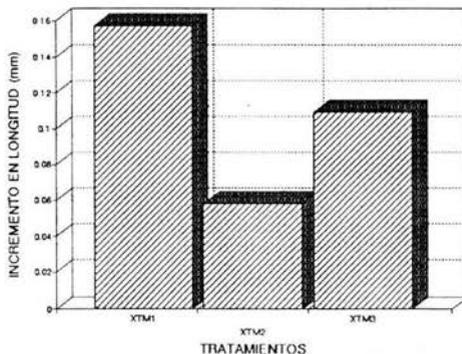


Fig. 29: Incremento de las postlarvas de *P. vannamei* maternizadas a 30 días, de los tratamientos suplementados con microparticulados.

6.2.2.2 EFECTO DE LA ALIMENTACION EN EL INCREMENTO DE PESO DE LAS POSTLARVAS MATERNIZADAS.

De acuerdo al índice absoluto de crecimiento, se pudo observar que el mejor incremento en peso al término de la maternización (30 días) en los tratamientos que inicialmente fueron alimentados con microalga, lo presentó el tratamiento X (0.0042 g) (Fig. 30).

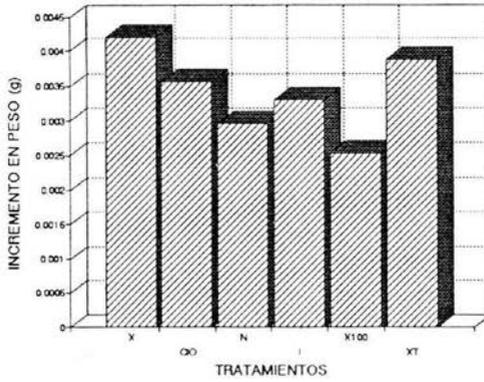


Fig. 30: Incremento de peso al término de la maternización (30 días) de los tratamientos a base de microalga.

En tanto que cuando las postlarvas procedían de los tratamientos alimentados con microalga y suplementados con microparticulado, el mayor incremento lo presentó XTM1 con 0.0032 g (Fig. 31).

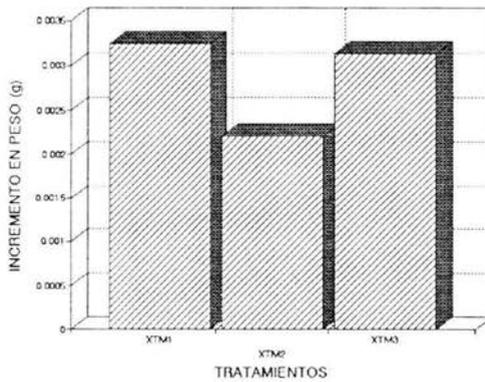


Fig. 31: Incremento de peso al término de la maternización (30 días) en los tratamientos suplementados con microparticulados.

7. DISCUSION

Los resultados obtenidos en el presente trabajo en la fase larvaria denotaron que las réplicas de cada tratamiento se diferenciaron estadísticamente; debido a la alimentación que durante el cultivo larvario se adicionó a las larvas; estas diferencias fueron observadas en la sobrevivencia, crecimiento y velocidad del mismo. Cabe mencionar que los parámetros fisicoquímicos del cultivo como temperatura, salinidad, oxígeno, amonía, etc., no fueron un factor importante que afectara los parámetros antes mencionados de las larvas, ya que a todos los tratamientos se les proporcionó las mismas condiciones fisicoquímicas. Los parámetros antes mencionados en conjunto deben de ser estrictamente controlados, ya que de ello depende el éxito del cultivo larvario.

Así el hecho de mantener estos parámetros dentro de los rangos óptimos reportados para la especie en estudio es de vital importancia, debido a que existen regulaciones osmóticas e intercambio de iones entre el interior y el exterior del cuerpo del organismo, por lo que si se se disparan estos fuera del valor óptimo alteran el funcionamiento de la hemolinfa, la respiración y las reacciones enzimáticas del mismo

Por lo anterior los valores óptimos para el crecimiento del camarón blanco *Penaeus vannamei* los parámetros fisicoquímicos antes mencionados son: para temperatura se considera óptima a 28 ± 0.5 °C, según lo reportado por RPI (1989), Tree y Yates (1990). y Arellano (1990).

En lo que respecta a la salinidad, Kuban *et al.*, (1985), reporta una salinidad de 32 ± 2 ‰, mientras que Treece y Yates (1990) reportan un rango de 32 ± 4 ‰ para la misma especie; por lo que se infiere que su valor óptimo está entre 32 y 36 ‰; experiencias obtenidas hasta el momento en relación con este punto indican que se pueden obtener sobrevivencias aceptables en el crecimiento larvario con salinidades por arriba de estos valores, aunque también se han reportado experiencias con salinidades por de bajo de esta con buenos resultados como las experiencias antes mencionadas. Así teniendo como antecedente los anteriores valores, en el presente estudio se realizó 38 ‰.

Por otro lado el pH del agua de los tanques de cultivo está sujeto a variaciones debido al incremento de la densidad de fitoplancton (microalga), al envejecimiento de la misma por la presencia de materia orgánica y la adición de químicos; cualquiera de estas razones puede generalmente elevar el pH, por lo que es preferible mantenerlo ligeramente alcalino entre 7.5 a 8.2. (Arrellano, 1990). Para el amonio, Treece y Yates recomiendan un valor óptimo para este parámetro menor a 0.1 ‰ para *P. vannamei*. Así, el pH y el amonio de los sistemas de cultivo se mantuvieron dentro de los rangos reportados.

Lo anterior fue gracias a la tasa de recambio de agua que se realizó durante todo el cultivo larvario en relación al subestadio presente. Con esto se evitó la adición al sistema de cultivo de productos químicos para su control.

Otra parte importante dentro de esta investigación y el cual no afectó a las diferencias estadísticas de los resultados fue el origen de los nauplios, los cuales se obtuvieron de un desove individual; por lo cual se eliminó las posibles variaciones genéticas entre los organismos; lo que nos permitió reducir el rango de error y poder enfocarnos al control de otras variables. Esto nos aseguró que al someter a los organismos a diferentes tratamientos las diferencias en los resultados fueron atribuibles a éstos y no a la variabilidad genética, lo cual sucedería si se trabajara con nauplios de diferentes desoves.

Por lo que durante el cultivo larvario se evaluaron sobrevivencia, crecimiento y velocidad de metamorfosis o duración del subestadio. Para la primera, pudimos observar que los tratamientos empezaron a diferenciarse a partir las 48 hrs de haber iniciado el cultivo, debido a que en ese momento la alimentación ya fue asimilada por el organismo. Un punto importante en esto es la densidad del alimento ya que en ese tiempo las larvas solo se alimentan de microalga, de ahí que el tratamiento que obtuvo una mejor sobrevivencia halla sido X100, en el cual la densidad de la microalga se mantuvo durante todo el cultivo en 100,000 cel/ml, lo que puede ser significativo, ya que dicha concentración de fitoplancton sería óptima para una buena alimentación de las larvas durante el cultivo larvario.

El uso de este tipo de microalga (*Chaetoceros*) está basado en la experiencia comercial derivado de experimentos como el que realizó Kuban *et al.*, (1985), donde probó diferentes especies de microalgas para el cultivo larvario de 4 especies de camarones peneidos (*Penaeus aztecus*, *P. setiferus*, *P. vannamei* y *P. stylirostris*). En

donde para el caso de *P. vannamei*, reportan las mejores sobrevivencias en larvas alimentadas con diatomeas (*Chaetoceros*).

Por otro lado, la combinación *Chaetoceros*, *Tetraselmis* y *Artemia* es la más usada en la mayoría de los laboratorios comerciales en Latinoamérica (Rosenberry, 1993). Según Guillard (1975), la mejor calidad nutricional de una microalga se presenta cuando se encuentra en su fase de crecimiento exponencial, lo cual se mantuvo en la presente evaluación adicionando a los tanques de cultivo larvario las diferentes variedades de microalga en dicha fase (3-4 días de cultivo de la microalga). Por lo que cuando se realizan evaluaciones relacionadas con la calidad nutricional es muy importante establecer un proceso estandar de producción que garantice una calidad uniforme de la microalga. Por ello, se utilizó el sistema de producción comercial de APSA.

Otro punto importante es el uso de dietas artificiales para la alimentación del camarón como suplementación de alimentos naturales. Esto actualmente ha tomado mayor importancia, ya que la industria del cultivo de camarón a mediano plazo dependerá de la optimización del proceso de la producción de postlarvas de alta calidad en el laboratorio y por ende de la optimización de la producción del alimento, lo anterior esta basado en la producción masiva de microalga y *Artemia*, los cuales son alimentos vivos que presentan una calidad muy variable. Por tal razón se han evaluado varias alternativas con alimentos artificiales, se estima una reducción superior al 15 % del total de costos de alimento y alrededor del 7 % de el total de costos de inversión de un laboratorio, reduciendo significativamente o completamente el uso de microalga por dietas artificiales (Villarreal y Naranjo, 1992).

Debido a lo anterior se sustituyó en un 50 % el alimento vivo total suministrado en los tratamientos donde se usaron microparticulados, la mejor sobrevivencia la presentó XTM1 (microparticulado Microfast PZ-20) y comparando con lo obtenido con el otro microparticulado también aplicado a otros dos tratamientos (Lansy de Artemia System) a diferentes concentraciones, se pudo observar que su calidad nutricional de este último es un poco deficiente en comparación con el primer microparticulado mencionado.

Comercialmente estos son de los mejores en el mercado y más recomendables para la alimentación suplementaria en cultivo larvario, estos regularmente se aplican cuando la cantidad del alimento (microalga) no le es suficiente por lo tanto, se necesita asegurar la alimentación del cultivo. Sin embargo, este tipo de microparticulados no es muy recomendable, ya que su uso no está bien definido y se requieren de algunos cuidados como el mantenerse cerrado y en lugares frescos o de preferencia en refrigeración sin estas precauciones el contenido nutricional de los microparticulados se altera y provoca efectos letales para las larvas.

Por lo anterior y en base a dichos resultados se puede comparar con lo reportado por Kanazawa (1985c; 1989) quien hizo evaluaciones de los rangos de sobrevivencia entre un alimento natural (*Chaetoceros* y *Artemia salina*, una dieta artificial y una combinación de alimento vivo y dieta artificial con larvas de *P. monodon* y *P. japonicus*; sus resultados indican que la sobrevivencia más alta se presentó en tratamientos donde se utilizó alimento vivo y dietas artificiales. Comparando la tendencia presentada por Kanazawa el resultado obtenido evidencia que XTM1 produjo un mejor resultado de sobrevivencia lo que puede ser indicativo de la conveniencia de usar alimentos

microparticulados en su nivel de sustitución recomendada, ya que la reducción de la cantidad afecta el rendimiento y la sobrevivencias de las larvas. Por ello, cabe mencionar que la calidad nutricional de los alimentos artificiales disponibles comercialmente es variable, lo cual hace necesario realizar más evaluaciones *in vivo* de los mismos.

Por lo cual, podemos decir que el efecto de una dieta o en este caso una variedad de una especie de microalga puede evidenciarse desde etapas tempranas del cultivo. Así, que mientras para iniciar un cultivo larvario es necesario usar diferente alimentación, o sea microalga adecuada a las características de la etapa larvaria en ese momento, así como para las etapas avanzadas del dicho cultivo.

Por lo tanto podemos resumir que existen diferencias entre los tratamientos experimentales, relacionados con variaciones en la calidad nutricional de las diferentes variedades de *Chaetoceros gracilis* utilizadas. Estas provocaron diferencia en la calidad de la postlarva que se refleja en variaciones en sobrevivencia a PL1, sin embargo, no existe una diferencia aparente que identifique alguno de los criterios arriba mencionados como un indicador de calidad constante. Este ha sido un problema recurrente para el sector productivo, ya que no ha sido posible establecer un mecanismo sistemático para definir calidad.

En lo que se refiere al crecimiento en longitud de las larvas podemos decir que la diferenciación en este parámetro en los diferentes tratamientos se vió a partir del subestadio de Zoea II, esta diferenciación no fue muy significativa, pero fue el principio del incremento en este parámetro; aún así, el tratamiento que tuvo un mejor crecimiento en

longitud en los alimentados con microalga fue el X100; aunque curiosamente este fue uno de los tratamientos que al final del cultivo larvario presentó de los más bajos rendimientos; pero el tratamiento CIO presentó el valor más alto de crecimiento al final del cultivo.

Estas diferenciaciones entre subestadios es debido al tipo de alimento que en ese momento se le suministra a la larva no era totalmente el apropiado en ese periodo, ya que para el inicio del cultivo es necesario adicionar alimento de un diámetro pequeño, con el fin de que los organismos tengan la capacidad de captarlo y poderlo utilizar para su crecimiento y desarrollo, así como, el ser altamente energético debido a que en el estadio de Zoea son organismos muy voraces y activos, por lo que se encuentran en toda la columna de agua, así que el alimento debe de estar ampliamente disponible.

Por otro lado en subestadios más avanzados como en las misis es necesario proporcionarles alimento más grande e igual de nutritivo por lo que se deben de buscar especies de fitoplancton que cubran estas necesidades y obviamente *Chaetoceros gracilis* no cubre todas las necesidades nutricionales que requirerem las larvas, aunque es una de las especies con mayor contenido nutricional, de las más nobles para su cultivo y la mas utilizada en la industria camaronera. Este contenido nutricional esta basado principalmente en los ácidos grasos que constituyen a la microalga, generalmente son los de cadena larga. Así, podemos decir que el tamaño del alimento (microalga) es directamente proporcional al tamaño de la larva. Otro factor importante de tomar en cuenta en la alimentación es la densidad de la microalga en el cultivo larvario, obviamente los únicos tratamientos diferentes fueron X100 y XT como se pudo ver en su oportunidad en

metodología los cuales no produjeron diferencias significativas, por lo que podemos decir que en el presente experimento la densidad de microalga en el cultivo larvario no fue significativa.

Con lo anterior es evidente que no todo el alimento que se le suministró a los diferentes tratamientos no fue el apropiado, tanto en tamaño como nutricionalmente; así, que es recomendable proporcionar alimento del tamaño adecuado para que este sea disponible a las larvas y además que sea realmente nutritivo. Por otro lado, en lo que se refiere a los tratamientos suplementados con microparticulados XTM1 produjo el mejor crecimiento en longitud en ZII y para PL1, XTM2. Aunque se notaron diferencias entre los tratamientos antes mencionados los tratamientos suplementados con microparticulados produjeron resultados similares de crecimiento. No fue posible establecer una tendencia entre tratamiento y talla, y su efecto en la calidad de la postlarva.

En el presente trabajo el tamaño de la larvas en ambos casos en tratamientos con microalgas y con dietas artificiales, los valores en longitud total de los subestadios larvarios son aproximados y se encuentran dentro de los rangos de los valores reportados en la literatura para *P. vannamei* (RPI, 1989; Treece y Yates, 1990). Sin embargo, cabe mencionar que los tamaños reportados por los autores antes mencionados, están basados en medidas de *P. aztecus*, *P. stylirostris* y *P. vannamei*.

Es evidente que todo lo anteriormente descrito repercute esencialmente en la sobrevivencia de las larvas, aunque no precisamente la mejor sobrevivencia es símbolo

del mejor aprovechamiento del alimento, por lo que trae como consecuencia un deficiente o eficiente crecimiento de los organismos.

Los subestadios larvarios poseen un determinado tiempo de metamorfosis ya establecido por autores como Treece y Yates (1990), en donde marcan claramente la duración de cada subestadio larvario. Para los subestadios de Zoea la duración es de alrededor de 48 Hrs, para Misis y postlarvas la duración es de 24 hrs. Así, como se pudo observar en los resultados el desarrollo de los estadios estuvo muy variable y en algunos casos sin cumplir el tiempo establecido para su desarrollo; esto se debe a varias razones: la primera que la calidad del desove no haya sido buena y por ende los nauplios no estén genéticamente en las mejores condiciones para el desarrollo óptimo, el segundo son las condiciones del agua (parámetros fisicoquímicos), pero estos se desechan totalmente ya que todos se tenían controlados, y por último la alimentación, la cual al igual que los anteriores parámetros es igual de importante y la que causó estos efectos. Por lo anterior podemos decir que el atraso o adelanto del desarrollo de los subestadios larvarios es reflejo de la calidad nutricional del alimento.

Así, la maternización se realizó con el fin de establecer el potencial de crecimiento y sobrevivencia de los organismos alimentados con diferentes dietas durante el cultivo larvario. Esto es, ver que tan eficientes fueron las dietas suministradas en el cultivo larvario y a su vez ver la eficiencia de las mismas en la maternización.

La alimentación que se dió fue igual para todas las postlarvas en esta etapa (*Artemia*). Los nauplios de esta son el alimento vivo más ampliamente usado como

alimento para postlarvas de decápodos (CICTUS, 1982); aunque actualmente tiene el mismo interés en la camaronicultura.

Este es un pequeño crustáceo de alto contenido proteico; el tipo, calidad y cantidad de *Artemia* adicionada es relevante para obtener resultados satisfactorios, aunque existen diferentes cepas de *Artemia* con diferente valor nutricional. Según Shaurer (1980), esto se debe al tipo de ácidos grasos que tiene el nauplio de *Artemia*, de lo que se desprende que cepas con alto nivel de ácidos grasos poliinsaturados, son cepas que garantizan altas sobrevivencias y buen desarrollo. La cepa que se empleó está reconocida por su calidad y alto valor de ácidos grasos, lo cual se puede decir que se vio reflejado en las sobrevivencias obtenidas en la maternización hasta PL15. Es posible que esta sobrevivencia esté relacionada con la historia nutricional del cultivo larvario.

El hecho de haber proporcionado nauplios de *Artemia* y no aplicar cualquier otro alimento es debido a que pretendimos corroborar el efecto de la alimentación que se proporciona en el cultivo larvario y posteriormente en la engorda, además como se dijo anteriormente la *Artemia* posee un alto valor nutricional y es uno de los alimentos vivos más completos en esa etapa. Por lo anterior podemos decir que sí en los estadios larvales del camarón se da una alimentación balanceada, se tendrá un mejor rendimiento en las siguientes etapas (maternización y engorda).

Durante la evaluación experimental se observó que los tratamientos a base de microalgas produjeron mejores sobrevivencias en la fase de cultivo larvario que en la maternización con sobrevivencias altas en esta. En el caso de los tratamientos

suplementados con microparticulados, se comportaron de igual manera que los basados en microalga; esto es que en cultivo larvario no obtuvieron tan buena sobrevivencia como en la maternización. Aún así, analizando solo la etapa de maternización los tratamientos que tuvieron mejores sobrevivencias fueron los suplementados con microparticulados. Por otro lado es evidente que existen diferencias cualitativas en estos alimentos comerciales. Esto hace necesario realizar estudios más detallados en su composición bioquímica, así como de los requerimientos nutricionales de los mismos.

Esto se puede relacionar con un proceso de selección natural de organismos más fuertes sobrevivientes en la fase larvaria y que, por lo tanto, tienen mejores posibilidades de sobrevivir en la fase de maternización. La consistencia en la producción de PL30 con microalgas es similar a la reportada por Villarreal y Naranjo (1992) al comparar diferentes especies de microalgas y alimentos microparticulados, ya que estos últimos produjeron resultados variables.

Al final de los 30 días de maternización el tratamiento que obtuvo un mejor incremento tanto en longitud como en peso fue el X, por lo que podemos decir que a pesar de que durante el cultivo larvario este tratamiento no fue el mejor de los resultados tanto para sobrevivencia como para crecimiento, invariablemente la dieta se reflejó hasta la maternización, lo cual es tan importante como el cultivo larvario, ya que, obteniendo una buena maternización es evidente que los organismos que estarán en engorda serán de mejor calidad; por lo que con esto podemos volver a corroborar que la alimentación bien balanceada en el desarrollo larvario es fundamental para las posteriores etapas.

A la fecha, se han propuesto varias pruebas para determinar la calidad de la postlarva, producida en laboratorio (Bray y Lawrence, 1991). Además de los criterios propuestos anteriormente, se han propuesto la condición física, desarrollo morfológico, edad de la postlarva, porcentaje de deformaciones, presencia de organismos patógenos y condición del hepatopáncreas entre otros (Clifford, 1994); razón por la cuál se evaluaron sobrevivencia a PL15 y PL30.

Como ya se mencionó, la definición de criterios que reflejen consistentemente la calidad de la postlarva no se ha logrado. Sin embargo, los criterios propuestos a la fecha han mostrado ser útiles para la predicción de la calidad de las postlarvas. Wilkenfeld (1983) en base a una encuesta global de operadores de laboratorios comerciales, menciona que los tres criterios más importantes usados para evaluar la calidad de larvas son tamaño, apariencia física y la condición del hepatopáncreas, a pesar que los operadores de laboratorios de América Central y del Sur también hacen un fuerte énfasis en la resistencia al ensayo de estrés fisiológico. En la presente evaluación, el índice de sobrevivencia combinada de PL1 y PL30 parece presentar un criterio de evaluación aceptable para definir la calidad de la postlarva producida y maternizada en el laboratorio.

8. CONCLUSIONES

En el presente trabajo, las condiciones experimentales fueron similares para todos los tratamientos y no hubo un efecto directo de la unidad experimental en los organismos. Es importante mencionar que un manejo adecuado del sistema de producción produce resultados confiables y altamente reproducibles, por lo que la industria deberá buscar la optimización de la tecnología de producción.

Los resultados indican que la calidad nutricional de las dietas durante el cultivo larvario es importante para el desarrollo larvario y la fase de maternización.

Chaetoceros y *Tetraselmis* son los principales géneros de microalgas utilizadas para el cultivo larvario comercial de camarones peneidos. Sin embargo en el presente trabajo se concluye que las dietas basadas con microalgas y suplementadas con microparticulados en concentraciones adecuadas pueden ser utilizadas con buenos resultados. A pesar de ello, son necesarias más investigaciones para definir los requerimientos dietéticos específicos para cada estadio larvario.

La tendencia en alimentación larvaria es la sustitución de las microalgas y *Artemia* por alimentos artificiales, aunque se cree que esta última va a tardar más tiempo en ser sustituida, por su composición rica en ácidos grasos poliinsaturados. En corto plazo es necesario trabajar más en lo referente a sustituciones parciales y totales de microalga por alimentos artificiales.

La pobre correlación encontrada en los criterios para evaluar la calidad de postlarvas hasta la fase de engorda hace necesaria la definición de parámetros biológicos que reflejen consistentemente la calidad de la postlarva.

En términos generales la sobrevivencia fue el criterio más confiable para la evaluación de la calidad de las postlarvas en el presente trabajo. La combinación de la sobrevivencia a PL1 y PL30 produjo un indicador aceptable de evaluación.

El desarrollo de la industria de cultivo de camarón será dependiente de la optimización del proceso de producción de postlarvas de alta calidad en el laboratorio, para la cual será necesario definir criterios de calidad biológica y estadísticamente confiables.

9. BIBLIOGRAFIA.

Abreu G.F.A. 1988. El uso de la *Artemia* en criaderos de larvas de camarón. Mem Sem. Nal. de cultivo larvario de camarón peneido. FONDEPESCA, SEPESCA, San Blas, Nayarit, México. 19 - 23 pp

Arellano M. E. 1990. Guías Técnicas en el Cultivo de Larvas de Camarón. Escuela Superior Politécnica del Litoral. Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. Guayaquil, Ecuador. 42 pp.

Arce R.A. 1989. Cultivo larvario de camarones peneidos. Monografía. Centro de investigaciones Biológicas. La Paz, B.C.S. México. 160 pp.

Arce, A. 1990. Cultivo Larvario de Camarones Peneidos. Monografía. Centro de Investigaciones Biológicas de Baja California Sur. La Paz, B.C.S. México. 82 pp.

Arredondo J. 1990. La acuicultura en México; de los conceptos a la producción. Instituto de biología. UNAM. D.F. México. 44 - 77 pp.

Bardach, J.E., J.H. Ryther, y W.O. Mc Larney. 1972. Aquaculture. The farming and husbandry of freshwater marine organisms. Wiley-Interscience (Sydney) New York. 688 pp.

Bray W. & Lawrence A. 1991. New concepts in seedstock production: Learning to determine quality, Shrimp Mariculture Project. Texas University. International Symposium on Comercial Production of Shrimp Larvae. 1991. Mazatlán, Sinaloa, México. Dec 5 - 7. 123-133 pp.

Brown M.R.; Jeffrey, S.W. y Garland C.D. 1989. Nutritional aspects of microalgae used in mariculture; a literature review. CSIRO Marine Laboratories Report 205. Australia. 488-499 pp.

Castrejón Ocampo L.; Porras D.D. y Christine Band S. 1994. Cultivo de alimento vivo para la acuicultura. Universidad del Mar, Instituto Nacional Indigenista. Puerto Angel, Oaxaca, México. 55 pp.

CICTUS. 1982. El cultivo del camarón azul (*Penaeus stylirostris* Stimpson). Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. Hermosillo. Sonora. 126 pp.

CICTUS. 1986. El cultivo del camarón azul (*Penaeus stylirostris*). Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. Hermosillo, Sonora, México. 126 pp.

Clifford H.C. 1994. El manejo de estanques canaroneros. Seminario Internacional de Camaronicultura en México. Camarón'94. Febrero de 1994. Mazatlán, Sinaloa, México. 25 pp.

Dore I. and Frimodt C. 1987. An illustrated guide to shrimp of the World, Osprey Books, New York. 229 pp.

Fulks W. y Main K.L. 1991. Rotifer and microalgae culture systems. Proceedings of a USA-Asia Workshop. Honolulu, Hawaii. 98 pp.

Griffin J., Lawrence A. and Johnes M. 1984. Economics of penaeid in the Americas. Proceeding of first international conference on the culture of penaeid prawns/shrimp, Iloilo, Philippines. 26 pp.

Guillard R.R. 1975. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: W.L. Smith and M.H. Chanley (eds), culture of marine invertebrate animals. Plenum, New York. 29-60 pp.

Heinen J.M. 1976. An Introduction to culture methods for larval and postlarval penaeid shrimp. Proc. World Maric. Soc 7:333-334 pp.

Jones D.A., Holland D.L. and Jaborie S. 1974. Current status of microencapsulated diets for aquaculture. Applied biochemistry and biotechnology. 10: 275-288 pp.

Kanazawa A. 1985c. Microparticulate diets form the prawn larvae. Fish culture. 22(2): 44-47 pp (in Japanese).

Kanazawa A. 1989. Microparticulate feeds for penaeid larvae. Advances in tropical aquaculture. Tahiti. Aquacop IFREMER. 395-404 pp.

Kuban F.D. 1983. Survival and growth of *Penaeus setiferus* and *Penaeus aztecus* lves larvae fed *Artemia* beginin at the protozoa-two substage versus the mysis-one substage. J. World Mariculture. Soc. 14:38-48 pp.

Kuban F.D. 1985. Survival, metamorphosis and growth of larvae from four penaeid species fed six food combinations. Aquaculture 47, Elsevier Science publishers. 155-162 pp.

Lawrence A.L., Mc Vey J.P. and J.V. Huner. 1985. Peneid shrimp culture. In: Huner J.V. and C.C. Brown (eds). Crustacean and Mollusk Aquaculture in the United States. A VI Publishing Co. USA. 127-157 pp.

Le Borge Y. 1990. Culture of microalgae. In: G. Barnabé (ed). Aquaculture Vol:1 Ellis Horwood, New York.

Leung J.; Trujillo A. 1991. Spermathophore generation times in *P. setiferus*, *P. vannamei* and *P. stylirostris*. Journal of the World Aquaculture Society Vol 22 No. 4 244-251 pp.

Liao y Chao, Chao, Nai-Hsien. 1983. Hatchery and grow-out; penaeid praws. In: Mc. Vey. J.P. (ed). 1983. CRC Handbook of Mariculture, Vol1: Crustacean Acuaculture. CCCRC Press inc., Boca Ratón. Florida, USA 65-78 pp.

Martinez Córdova L.R. 1993. Camaronicultura. Bases técnicas y científicas pra el cultivo de camarones peneidos.Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. AGT Editor, S.A. México. 233 pp.

Meglith A. Paul and Frederick R. Schram. 1991. Invertebrate Zoology. Thirrd Edition. Oxford University Press 1991. Oxford, New York, U.S.A. 553 pp.

Meyers S.P. and Hagood R.W. 1975. Flake diets and larval Crustacean Culture, The Progressive Fish-Culturist. 46(4) 225-229 pp.

Middleditch P., 1980a. Metabolic profiles of penaeid shrimp: Dietary lipids and ovrian maturation. J. Chromatography. 195: 359-368 pp.

Millan A. 1991. Efecto de la composición de dietas balanceadas en el crecimiento de postlarvas de *P. californiensis* (Holmes, 1900) Decapoda Peneidae. Tesis Universidad Simón Bolívar, México, D.F. 84 pp.

Mock C.R. y Neal R.A. 1974. Penaeid shrimp hatchery systems. In: FAO Symp. on aquaculture in Latin America. 16/74/SE,29, 1974. 102-117 pp.

Mock C.R. Fontaine C.T. and D.B. Revera. 1980. Improvements in rearing larval penaeid shrimp by the Galveston Laboratory method. Brine shrimp *Artemia* Volume 3: Ecology, culturing, use in aquaculture. Universal Press. Wetteren. Belgium. 331-342 pp.

Mc Vey J.P. y J.M. Fox. 1983. Hatchery techniques for penaeid shrimp utilized by Texas A&M NMFS Galveston Laboratory Program. 129-154 pp.

Mc Vey J.P. (ed). 1983 CrC Hand bok of Aquaculture, vol 1: Crustacean Aquacultura. CRC Press inc. Boca Ratón, Florida, USA. 133-142 pp.

Primavera J.H. 1985. A review of maturation and production in closed thelycum peneids. In: Preoc. of the inter. conf. on the culture of penaeid prawns/ shrimp. Iloilo City, Philippines. SEAFDEC Acuaculture Department. 68 pp.

Rosenberry, R. 1990. World Shrimp Farming 1990. Aquaculture Digest Anual Report. 40 pp.

Rosenberry B. 1993. World Shrimp Farming. 56 pp.

RPI. 1989. Penaeid Technology Short Course, CET. del Mar. La Paz, México. .

SEPESCA. 1984. Métodos de Cultivo del Camarón en México. Secretaría de Pesca. México. 28 pp.

SEPESCA. 1991. Memorias del Simposium Internacional sobre Laboratorios de producción de postlarvas de camarón. Mazatlán, Sinaloa, México. Diciembre de 1991. 52 pp.

Shaurer P. 1980. Lipid level, energy content and fatty acid composition of the cyst and newly hatched nauplii of *Artemia*. The brine shrimp culture, Universal press, Wettern Belgium. 365-374 pp.

Shigueno, K. 1975. Shrimp Mariculture in Japan. Assoc. Intl. Tech. Promotion, Tokyo, Japan. 15-17, 38-39 pp.

Statgraphics. 19986. Statistical graphics system. Statiscal Graphical Corporation. Maryland. U.S.A.

Treece D.G. y E.M. Yates. 1989, 1990. Laboratory manual for the culture of penaeid shrimp larvae. Sea Grant Cllege Program Texas A&M University. 95 pp

Tseng Wen Young. 1987. Shrimp mariculture a practical manual. Chien Cheng. Publisher. WS Aquaculture. Canaan ILL. PTY LTD. Brisbane Australia.

Villarreal H. 1989b. Praw culture in México. Austasia Aquaculture Magazine, 3(6): 17-18 pp.

Villarreal H. y J. Naranjo. 1992. Efecto de la variación de la fuente alimenticia en el desarrollo larvario del camarón blanco *Penaeus vannamei*. La Paz, B.C.S., México. 13 pp.

Wilkenfeld J. 1983. Survival and growth of *P. setiferus* and *P. aztecus* larvae fed *Artemia* beginning at the protozoa 2 subestage versus the mysis 1 subestage. World Mariculture Society (14): 38-48 pp.

Wilkenfeld J. 1985. Survival, methamorphosis and growth of larvae from four Penaeid species fed six food combinations. Aquaculture. 151-162 pp.

10. APENDICE

APENDICE 1: Tamaño en longitud promedio (mm) por subestadio larvario de *P.*

vannaei para los tratamientos a base de microalgas.

| Subestadio | X | CIO | N | I | X100 | XT |
|------------|------|------|------|------|------|------|
| ZOEA I | 0.77 | 0.71 | 0.77 | 0.71 | 0.77 | 0.71 |
| ZOEA II | 1.55 | 1.55 | 1.58 | 1.63 | 1.84 | 1.81 |
| ZOEA III | 1.98 | 1.98 | 1.98 | 2.01 | 1.81 | 2.34 |
| MISIS I | 3.09 | 3.09 | 3.06 | 2.95 | 3.31 | 3.32 |
| MISIS II | 3.13 | 3.13 | 2.82 | 3.15 | 3.18 | 3.04 |
| MISIS III | 3.26 | 3.26 | 3.4 | 3.58 | 3.47 | 3.61 |
| PL1 | 4.17 | 4.17 | 4.03 | 4.09 | 3.97 | 4.07 |

APENDICE 2: Tamaño en longitud promedio (mm) por subestadio larvario de *P.*

vannamei para los tratamientos suplementados con microparticulados.

| SUBESTADIO | XTM1 | XTM2 | XTM3 |
|------------|------|------|------|
| ZOEA I | 0.75 | 0.74 | 0.74 |
| ZOEA II | 1.84 | 1.6 | 1.55 |
| ZOEA III | 2.67 | 2.41 | 2.75 |
| MISIS I | 3.38 | 2.85 | 3.24 |
| MISIS II | 3.03 | 3.24 | 3.41 |
| MISIS III | 3.68 | 3.68 | 3.63 |
| PL1 | 4.21 | 4.28 | 4.28 |

APENDICE 3: Porcentajes de sobrevivencia por tratamiento, al final del cultivo

larvario.

| TRATAMIENTOS | SOBREVIVENCIA |
|-------------------|---------------|
| MICROALGAS | (%) |
| X | 20.14 |
| CIO | 20.28 |
| N | 20.2 |
| I | 20.14 |
| X100 | 20.26 |
| TX | 20.3 |
| MICROPARTICULADOS | (%) |
| XTM1 | 20.3 |
| XTM2 | 20.4 |
| XTM3 | 20.68 |

APENDICE No. 4: INCREMENTO EN LONGITUD Y PESO DE LAS

POSTLARVAS MATERNIZADAS.

| TRATAMIENTO | LONGITUD (mm) | PESO (g) |
|-------------|---------------|----------|
| X | 0.3 | 0 |
| CIO | 0.15 | 0 |
| N | 0.12 | 0 |
| I | 0.19 | 0 |
| X100 | 0.08 | 0 |
| XT | 0.16 | 0 |
| XTM1 | 0.16 | 0 |
| XTM2 | 0.06 | 0 |
| XTM3 | 0.11 | 0 |