

RESUMEN

Se estudio la sobrevivencia, desarrollo y crecimiento larval de *P. vannamei*, alimentadas con *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis tahitiana* cultivadas con fertilizantes agricolas. Las microalgas se cultivaron con agua de mar natural, se utilizaron fertilizantes agricolas como sustituto de nitrógeno y fósforo del medio f/2 (control).

La secuencia de cultivo de larvas fue el establecido por Aquacop (1983). La sobrevivencia de las larvas hasta la obtención de postlarvas (PL₁) fue de 51 % para las larvas alimentadas con el alimento control, y 37 % para las alimentadas con microalgas cultivadas con fertilizante, encontrandose diferencia . El desarrollo larval no fue simultáneo entre ambos tratamientos. El crecimiento de las larvas fue similar durante sus diferentes estadios de desarrollo, alcanzando longitudes de postlarva 1 (PL₁) de 3.7291 y 3.7483 mm, para las larvas alimentadas con el alimento control y para las alimentadas con microalgas producidas con fertilizante respectivamente, no encontrandose diferencia significativa al 95 % de confianza.

Se concluye que el uso de fertilizantes agrícolas podria ser una alternativa viable para el cultivo de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis tahitiana* y su uso como alimento para larvas de *Penaeus vannamei*.

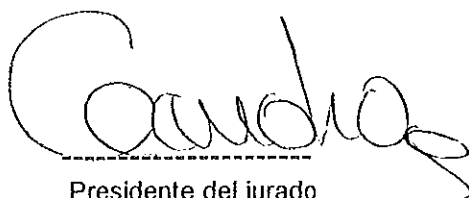
EVALUACION DE *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis tahitiana*
PRODUCIDAS MEDIANTE FERTILIZANTES COMERCIALES,
COMO ALIMENTO PARA LARVAS DE CAMARON BLANCO
Penaeus vannamei.(BONNE)

TESIS

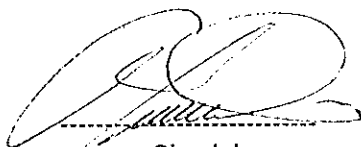
QUE PRESENTA:

JUAN SARABIA CRUZ

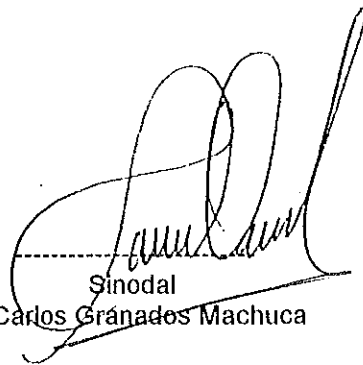
APROBADA POR:



Presidente del jurado
Ocean. Víctor Gendrop Funes



Sinodal
Ocean. Arturo Siqueiros Valencia



Sinodal
Ocean. Carlos Granados Machuca

DEDICATORIA

A mis padres, Juan Sarabia Fernández y Verónica Cruz García, quienes con su cariño y apoyo fortalecieron en mí el deseo constante de superación hasta llegar a ser un profesionalista.

A mis hermanos, Severiano y Ricardo Sarabia por su cariño y apoyo incondicional.

Fafi, para ti con todo mi amor y todo mi cariño.

A mis amigos de hoy, mañana y siempre.....

AGRADECIMIENTOS

Al instituto de investigaciones oceanológicas (I.I.O), que en cuyas instalaciones se realizó el presente trabajo.

Mi más sincero agradecimiento a mi director de tesis Oc. Victor Gendrop Funes, por su paciencia y acertadas críticas para la realización de este trabajo.

A mis sinodales Oc. Arturo Siqueiros Valencia y Oc. Carlos Granados Machuca, por su tiempo y consejos durante las correcciones de este escrito.

A mis maestros de la Facultad de Ciencias Marinas, por su enseñanza, consejos y tiempo dedicado durante mis 5 años de estancia en la universidad.

A mis compañeros y amigos Salvador Germán y Alejandro Tonatiuh por su ayuda durante la realización de la portada y las gráficas de este trabajo.

A mis amigos y compañeros que de una u otra forma estuvieron conmigo durante todo este tiempo.

Para todos ustedes, todo mi respeto y agradecimiento.

TODO HOMBRE

Todo hombre debe decidir,
una vez en su vida,
si se lanza a triunfar
arriesgándolo todo,
o se sienta en su balcón
tranquilamente a
contemplar el desfile
de los triunfadores.

ANONIMO.

INDICE

	Pag.
I.- INTRODUCCION.....	1
II.- ANTECEDENTES.....	7
III.-OBJETIVO.....	11
IV.- MATERIALES Y METODOS.....	11
IV.1.-Muestrcos.....	13
IV.2.-Paramertos físico-químicos.....	13
IV.3.-Análisis estadístico.....	14
V.-RESULTADOS.....	14
V.1.- Parametros físico-químicos.....	14
V.2.- Sobrevivencia.....	14
V.3.- Desarrollo larvario.....	16
V.4.- Crecimiento.....	19
VI.-DISCUSIONES.....	24
VII.-CONCLUSIONES.....	30
VIII.- LITERATURA CITADA.....	31

LISTA DE TABLAS

	Pag.
TABLA I.- Secuencia de cultivo de larvas.....	12
TABLA II.- Longitud promedio en milímetros de larvas de P.vannamei durante sus diferentes etapas de desarrollo para ambos tipos de alimento.....	21
TABLA III.- Longitud promedio de larvas de P.vannamei , con su intervalo de confianza, para ambos tipos de alimento.....	22

LISTA DE FIGURAS

	Pag.
Figura.1 Porcentaje de sobrevivencia de larvas de P.vannamei para alimento control y con fertilizante.....	15
Figura.2 Porcentaje de desarrollo larvario de P. vannamei , para alimento control.....	17
Figura.3 Porcentaje de desarrollo larvario de P. vannamei , para alimento con fertilizante.....	18
Figura. 4 Crecimiento promedio de larvas de P.vannamei durante los dias experimentales, para alimento control y con fertilizante.....	20

I.-INTRODUCCION

Las microalgas constituyen el punto de partida energético de la mayoría de los sistemas acuáticos, por lo que representan la base de la cadena alimenticia (Bardach et al., 1972). Son consideradas el mejor alimento para organismos filtroalimentadores ya que les proporcionan proteínas y energéticos de primera calidad (Helm, 1977).

El cultivo masivo de fitoplancton tiene un costo elevado debido principalmente a los nutrientes químicos que son utilizados para enriquecer el agua de los cultivos (Jímenes, 1991). Es necesario por lo tanto, evaluar medios nutritivos más económicos y que permitan un alto rendimiento de los cultivos.

Son muchos los medios nutritivos que se han probado en el cultivo masivo de microalgas, estos van desde medios químicos como el de Miquel-Matue (citado por Hudinaga, 1942), el de Walne (1966), y el de Guillard (1975), hasta el uso de harinas de pescado (Newmark et al. , 1992), levaduras (Heinen, 1976 ; Coutteau et al., 1990), fertilizantes agrícolas (De la cruz y Alfonso 1975 ; Alfonso y Martínez, 1987 ; Herrera, 1988 ; Ocampo, 1990 ; Willburn, 1990 ; Jímenez, 1991 ; Buitrago et al., 1992), harina de lombriz de tierra (Alfonso y Nuñez, 1984 ; Alfonso y Nuñez, 1985 ; Alfonso y Martínez, 1987), así como también el uso de excretas de lombriz de tierra (Alfonso y Nuñez, 1985), gallinaza (Alfonso y Martínez, 1987), extractos de macrofitas marinas y excretas de vaca (Paniagua-Michel et al., 1987).

Cuando es necesario producir grandes volúmenes de microalgas uno de los aspectos que debe tomarse en cuenta para la obtención de éstas es la selección del medio de cultivo; por el costo que ésto implica. En la literatura son numerosos los medios de cultivo analíticos que proporcionan un buen desarrollo del fitoplancton. De acuerdo a sus constituyentes, estos medios son bastante complejos, pero cuando se trata de producciones masivas de fitoplancton es necesario poner énfasis en la búsqueda de fertilizantes de bajo costo y que a su vez aseguren altas concentraciones de los cultivos y una buena calidad de las células que van a constituir el alimento para las larvas. Por otra parte es importante que la densidad del inóculo se obtenga en poco tiempo, por lo que se hace necesario utilizar nutrientes que sean asimilados fácilmente por las células.

Son numerosas las investigaciones que se han llevado a cabo en diferentes países sobre la actividad del cultivo del fitoplancton con fines de alimentación de larvas (Simon, 1978 ; Emmerson, 1980 ; Wilkenfeld et al., 1984 ; Alfonso y Nuñez, 1985 ; Kuban et al., 1985 ; Wong et al., 1989). Estas investigaciones van desde la búsqueda de métodos para el cultivo, el estudio de los diversos factores que inciden sobre el crecimiento de las microalgas (Griffith et al., 1973), hasta bioensayos con larvas para probar la efectividad de las distintas especies como alimento (Wilkenfeld et al., 1984 ; Kuban et al., 1985).

En los cultivos comerciales, donde es importante considerar el costo de los medios de cultivo es recomendable emplear fertilizantes comerciales, por ello se hace necesario estudiar el efecto que estos producen sobre el

crecimiento de los cultivos y sobre el volumen celular de las algas como posibles indicadores de su valor en la alimentación de las larvas (Alfonso y Martínez, 1987).

Uno de los problemas más urgentes a resolver en la acuicultura, es la generación de alimento vivo a bajo costo, especialmente microalgas y zooplancton. La producción de microalgas es una de las formas más prácticas de alimentar organismos filtradores adultos, así como también para la cría de larvas y juveniles de peces y crustáceos. En todo el mundo se están realizando esfuerzos con el propósito de lograr abaratar el costo de la producción de alimento para las larvas, ya que este es uno de los aspectos que más encarece toda labor de cultivo.

La actividad de cultivar camarones aplicando los conocimientos científicos data de 1942, cuando Hudinaga, basándose en estudios realizados con **Penaeus japonicus** logra obtener las primeras larvas de esta especie en el laboratorio, siendo el problema fundamental afrontado por este investigador el relacionado con la alimentación.

Hoy en día existen muchos estudios sobre la alimentación larval de peneidos en el laboratorio, casi todos enfocados a especies como **Penaeus japonicus**, **P. merguensis**, **P. indicus**, y **P. semisulcatus** (Hirata et al., 1975; Jones et al., 1979; Jones et al., 1987; Emmerson, 1980). Y otros como **Penaeus vannamei**, **P. stylirostris**, **P. aztecus** y **P. setiferus** (Kuban et al., 1985 ; Jones et al., 1987).

Uno de los factores más importantes en la producción de larvas de camarón es la eficiencia en el manejo de la calidad del alimento de las

etapas larvales. El cultivo de larvas de peneidos comienza con la captura de hembras grávidas. Las hembras maduras y con espermatóforo se separan, y desovan generalmente durante la noche.

La primera etapa larval nauplio no se alimenta, pero al pasar a la siguiente etapa protozoea deben ser alimentadas con microalgas y al llegar al subestadio mysis 1, las larvas son alimentadas generalmente con nauplios de *Artemia sp.* (Heinen, 1976). Un gran numero de alimentos vivos y congelados, han sido probados (Hudinaga, 1942 ; Cook and Murphy, 1969 ; Heinen, 1976 ; Wilkenfeld et al., 1981). El alimento vivo de uso mas común hoy en día es *Artemia sp.* (Salser and Mock, 1974 ; Mock et al., 1980) y esta ha sido aplicada como alimento para larvas en acuicultura y su uso ha sido muy extenso (Wickins, 1972 ; Sorgeloos and Persoone, 1975), ya que es utilizada para larvas de peces y crustáceos.

El uso de alimento vivo requiere de gran investigación en terminos de costos, por el espacio, mano de obra y materiales necesarios para producirlos. Ultimamente se han desarrollado programas para el desarrollo de alimentos que puedan llegar ha reemplazar el alimento vivo (New, 1976 ; Heinen, 1976 ; Jones et al., 1979).

En el mundo existe gran preferencia por la utilización de alimento vivo para los estadios larvales del camarón, siendo utilizado el alimento artificial a partir de los estadios postlarvales (Brand and Colvin, 1977).

El fitoplancton continua siendo el principal alimento en los cultivos artificiales de organismos filtradores, a pesar de los intentos que se han hecho por establecer dietas artificiales como los microencapsulados (Jones

et al., 1979 ; Holoway and Hopkins, 1987), las partículas de soya (Hirata et al., 1975) y levaduras (Coutteau et al., 1990).

En la búsqueda de mejores sistemas en la producción comercial de camarón se han realizado estudios en diferentes ramas de la biología de estos peneidos. Encontramos, por ejemplo, ensayos sobre técnicas que inducen al proceso de maduración (Chamberlain and Lawrence, 1981), experiencias para determinar los valores óptimos de los parámetros físico-químicos del medio donde se desarrollan estos organismos (Cook and Murphy, 1969 ; Gopalakrishnan, 1976 ; Vega y De la cruz, 1992) y la búsqueda de varios tipos de alimento para mejorar la sobrevivencia, el crecimiento y desarrollo de las larvas (Hirata et al., 1975 ; Jones et al., 1979 ; Holoway and Hopkins, 1987 ; Gelabert et al., 1992).

Entre los factores que posibilitan un exitoso proceso de la cría larvaria, estan la existencia de un adecuado suministro de alimento y el control riguroso de los factores de mantenimiento como la temperatura, la salinidad, P.H, concentracion de oxígeno disuelto, los que en condiciones naturales limitan la distribución y sobrevivencia de las larvas.

El desarrollo larval y su sobrevivencia dependen del tipo, calidad y cantidad de alimento ingerido. En este sentido, un numero de estudios han determinado el efecto relativo de varias algas, y como influencian en la sobrevivencia de las larvas y el estadio de desarrollo que alcanzan (Simon, 1978; Emmerson, 1980; Wilkenfeld et al., 1984; Kuban et al., 1985 ; Lester, 1988 ; Wong et al., 1989). Diferentes tasas en el desarrollo larvario de las especies *Penaeus sp.* pueden ser causadas por la calidad del

alimento disponible. La falta de alimento y valor nutricional adecuados durante el período en el cual la larva comienza a alimentarse, puede causar mortalidades masivas de *Penaeus* sp. (Sánchez,1992).

Uno de los factores clave para que el cultivo de camarón tenga éxito a nivel comercial es la disponibilidad de postlarvas durante todo el año.

En algunos lugares del mundo, estas se obtienen del medio natural, sin embargo, éste metodo resulta inapropiado porque puede llegar a afectar la cáptura de camarón en alta mar y a la larga disminuir la producción natural de postlarvas (Rodríguez et al., 1985).

Las postlarvas entran en los estuarios en gran numero, pero su abundancia es temporal y frecuentemente es imposible obtener postlarvas cuando se necesitan (Cook and Murphy, 1969). Cuando las postlarvas estan disponibles muchas otras especies son tomádas junto con las larvas de camarón, y estas se tienen que separar, lo cual es laborioso y tardado.

Una alternativa lógica para la solución de este problema es el establecimiento de laboratorios productores de postlarvas, ya que éstas deben ser cultivadas con el menor costo de operación. Sin embargo en otras áreas del mundo como Panamá, Nicaragua, Costa Rica, Ecuador, Japón, E.U.A. y Hawaii, ya se ha logrado un considerable desarrollo sobre las técnicas de producción de postlarvas a escala comercial (Morales, 1982).

Por la importancia que representa el recurso del camarón en el mercado mundial, investigadores de casi todo el mundo han centrado su atención en el cultivo de éstos crustáceos, dandose a la tarea de aumentar la produccion mediante técnicas de cultivo apoyadas en una base científica.

II.- ANTECEDENTES

Desde que se realizaron los primeros desoves de camarón en el laboratorio (Hudinaga, 1942), se han desarrollado técnicas para mejorar la producción de larvas. En estadios larvales uno de los aspectos más importantes es la alimentación (Preston, 1985). En años recientes se han realizado estudios para reducir costos en la producción de postlarvas, en base a partículas de soya (Hirata et al., 1975), microencapsulados (Jones et al., 1979), alimento artificial (New, 1976; Kanazawa et al., 1982), levaduras (Mock et al., 1980 ; Coutteau et al., 1990) y plancton artificial (Chu, 1991).

Algunos de los problemas a los que se ha enfrentado el desarrollo de los cultivos de peneidos a escala comercial, son la calidad y costo de las dietas, por lo que en años recientes se han realizado estudios particularmente dirigidos a reducir los costos en la producción de microalgas. Son varios los medios nutritivos que han sido probados para el cultivo de microalgas, así como también se ha probado el efecto que producen sobre el desarrollo de las larvas (Alfonso y Nuñez, 1984 ; Alfonso y Nuñez, 1985 ; Buitrago et al., 1992). Ya que estas son por naturaleza el alimento de las larvas. Son varias las especies de microalgas que han sido utilizadas como alimento en el cultivo de organismos peneidos (Simon, 1978).

Por otra parte Herrera (1988) y Wilburn (1990) desarrollaron cultivos masivos de *Tetraselmis suecica* y *Pavlova lutheri* , respectivamente, con fertilizantes agrícolas como fuente de nitrógeno y no

encontraron diferencias entre la densidad poblacional obtenida con los fertilizantes y el medio f/2 de Guillard (1975). Así mismo Jiménez (1991), trabajó con mezclas de fertilizantes agrícolas para el cultivo de **Isochrysis tahitiana**, no encontrando diferencia en el crecimiento de la microalga, con respecto al medio f/2 de Guillard (1975), y encontrando un ahorro del 90 % , en comparación con el medio tradicional f/2 de Guillard (1975).

A pesar de que los niveles óptimos de alimento no han sido definidos, concentraciones de microalgas desde 5×10^3 hasta 1.4×10^6 cel/ml se han utilizado en cultivos internos (Heinen, 1976).

Los niveles son suministrados dependiendo del tamaño de la célula y de la densidad de las larvas. Simon (1978), observo que **Penaeus stylirostris** y **Penaeus vannamei**, concentraciones de **Chaetoceros gracilis** entre 3×10^4 y 1×10^5 cel/ml aseguran buen crecimiento y una buena sobrevivencia en los estadios de protozoa, encontrando sobrevivencia de protozoa a mysis de 84.8 % para **P. stylirostris** y 79.3% para **P. vannamei**.

Se han realizado experimentos de sobrevivencia, crecimiento y desarrollo de larvas de peneidos, desde huevos hasta postlarvas. (Cook and Murphy 1969; Mock and Murphy 1970), en cultivos larvarios de **Penaeus aztecus**, reportan sobrevivencias de 69.6 y 75 % respectivamente. para **Penaeus japonicus** Jones et al. (1979) de 50 % y en **P. indicus** el 74 % (Emmerson and Andrews, 1981). Para **Penaeus vannamei** se obtienen sobrevivencias de 65-80 % (Aquacop, 1983), Wilkenfeld et al., (1984) y

Kuban et al., (1985), reportan sobrevivencias de 93 y 95 % respectivamente.

Kitani (1986) describio las características de cada subestadio de **P.vannamei**, así como también su desarrollo y crecimiento.

Ewald (1965) trabajó con camarón rosado **P. duorarum** utilizando como alimento una mezcla de algas unicelulares y levadura, alcanzando el estadio de postlarva en 15 días iniciando desde huevo.

Wilkenfeld et al. (1984) trabajaron con **P.aztecus**, **P. setiferus** y **P. vannamei** compararon la sobrevivencia, metamorfosis y crecimiento con diferentes microalgas y una diferencia en el régimen de alimento vivo, utilizan el nemátodo **Panagrellus sp.** encontrando que los nemátodos son de menor valor nutricional para las larvas.

El alimento artificial ha sido empleado en lugar del alimento vivo por diversos autores en distintas especies de camarones. Kanazawa et al. (1982) ensayaron microalgas con larvas de camarón de **P. japonicus**, compararon 11 dietas artificiales a nivel de laboratorio y concentraron su atención en la composición de la dieta para cubrir los requerimientos nutricionales de las larvas y en la tecnología de microencapsulación, pero no interpretan sus resultados en función del tamaño de las partículas. Chu (1991), estudio la factibilidad de reemplazar el alimento natural, por una dieta artificial para el cultivo de larvas, encontrando un mayor desarrollo y sobrevivencia, con el alimento natural.

Coutteau et al., (1990) trabajaron con levadura como sustituto de microalgas en el cultivo de **Artemia sp.**, resultando un pobre crecimiento y

sobrevivencia. Gelabert et al. (1992), utilizando 2 tipos de levadura, en combinación de la diatomea **Chaetoceros ceratosporum** y el flagelado **Tetraselmis tetrathele** en una concentración de 30 y 10 cel/ mm³ respectivamente, como alimento para larvas de camarón blanco **P.schmitti** alcanzaron valores de sobrevivencia hasta mysis III de 91.4 % y 94.5% para cada tipo de levadura.

También se ha intentado reemplazar a **Artemia sp.** como parte del alimento vivo en la nutrición de larvas de Peneidos, ya que el uso de éste encarece la producción de las larvas en el laboratorio, Biedenbach et al., (1989), utilizan el nemátodo **Penagrellus redivivus**, en combinación con microalgas, encontrando un crecimiento similar, al obtenido con **Artemia sp.**

Para tratar de conocer el efecto que producen **Chaetoceros gracilis** e **Isochrysis tahitiana** producidas con fertilizantes agrícolas, sobre la sobrevivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de camarón blanco **P.vannamei** se realizó este trabajo utilizando las condiciones apropiadas para su desarrollo, variando únicamente su fuente de alimento.

III.- OBJETIVO

Evaluar a *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis tahitiana* producidas con fertilizantes agrícolas, como alimento para larvas de camarón blanco *Penaeus vannamei*. y observar su efecto en la sobrevivencia, desarrollo y crecimiento.

IV.- MATERIALES Y METODOS

El experimento se realizó en el laboratorio de acuicultura del Instituto de Investigaciones Oceanológicas (I.I.O.), el cual se llevo a cabo del 24 de mayo al 6 de junio de 1991, para el desarrollo de este, se utilizaron larvas de camarón blanco *Penaeus vannamei* en el estadio de protozoa 1, dichas larvas fueron distribuidas en 10 cubetas con una capacidad total de 20 litros, las cuales fueron previamente lavadas y desinfectadas. Las larvas estuvieron con una aereación constante. Los 10 recipientes fueron llenados con 16 litros de agua de mar, con una densidad de 100 larvas/l, los cuales correspondieron a un arreglo de una variable, esta variable fué su fuente de alimento. *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis tahitiana* cultivadas con el medio tradicional f/2 de Guillard (1975), contra las mismas especies de microalgas cultivadas con fertilizantes agrícolas marca Fertimex sustituyendo fuentes de nitrógeno y fósforo, y fueron designados al azar para obtener 5 replicas por tratamiento.

La secuencia seguida para el cultivo de larvas es el establecido por Aquacop (1983). Como se observa en la tabla I.

TABLA.I Secuencia del cultivo de larvas.

SECUENCIA DEL CULTIVO DE LARVAS					
DIAS	ESTADIO	A L I M E N T O			Recambio de agua (Por día)
		Isochrysis (cel/ml)	Chaetoceros (cel/ml)	Artemia (nauplios/ml)	
01	R	----	----	----	NO
02	R-Z1	50,000	----	----	NO
03	Z1	80,000	20,000	----	NO
04	Z1-Z2	80,000	20,000	----	NO
05	Z2	50,000	50,000	----	NO
06	Z3	50,000	50,000	----	NO
07	Z3-R1	----	80,000	----	TOTAL
08	R1	----	50,000	0.2	1/2
09	R2	----	50,000	0.2	2/3
10	R3	----	30,000	0.5	2/3
11	R3-PL1	----	30,000	1.0	2/3
12	PL1	----	----	1.0	2/3
13	PL2	----	----	1.0	2/3

IV.1 Muestreos

Primeramente se realizó una homogenización del medio de cultivo con un agitador de mano, se tomaron muestras diariamente una vez por día de 100 ml de cada recipiente, de la cual se cuantificaron las larvas presentes, se identificó su estadio de desarrollo y se determinó su longitud, la cual fue tomada desde el extremo anterior del rostrum hasta el final de la furca, excluyendo las espinas.

Se cuantificó la cantidad de microalgas presentes en el medio de cultivo de las larvas con un hematocitómetro y bajo un microscopio compuesto, y se adicionaron las microalgas faltantes en cada recipiente para obtener la concentración deseada.

Se observó el porcentaje de sobrevivencia, desarrollo y crecimiento hasta el estadio de postlarva 1.

IV.2 Parametros físico-químicos

Los parámetros físico-químicos del agua de mar utilizada fueron tomados diariamente dos veces al día, éstos fueron, la temperatura, la cual se tomó con un termómetro de mercurio ($\pm .5^{\circ}\text{C}$), la salinidad con un refractómetro de mano marca American Optical con precisión de 1/1000, el pH con un potenciómetro marca Cole/Parmer modelo 5983 y la concentración de oxígeno disuelto con un medidor portátil modelo YSI 57. El agua utilizada se filtró a través de un filtro de arena, y posteriormente se paso por cartuchos cunó de 10, 5 y 1 micras, y se irradió con una lámpara de luz ultravioleta marca Ultraviolet Technology Inc. Modelo H-50.

IV.3 Análisis estadístico

Los datos obtenidos durante los días de experimentación fueron tratados estadísticamente, primeramente se les aplicó una prueba de normalidad de CHI cuadrada, posteriormente se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA), para evaluar diferencia significativa de las medias dentro de cada tratamiento, esto para cada muestreo. y finalmente se aplicó una inferencia con 2 muestras independientes, para observar si existía diferencia entre los tratamientos, esto también para cada muestreo.

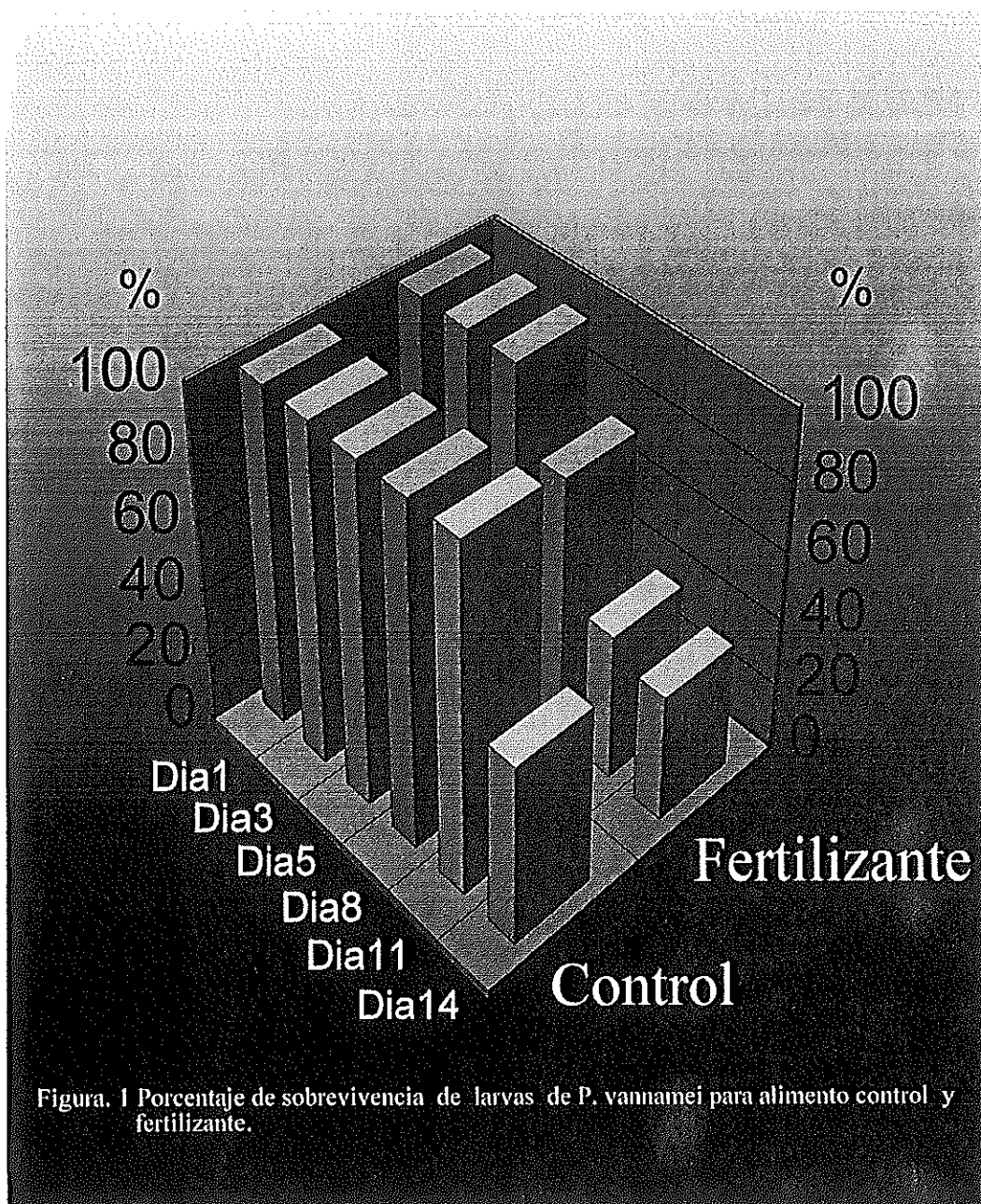
V.- RESULTADOS

V.1 Parametros físico-químicos

En el periodo de 14 días de duración del experimento la temperatura de los recipientes se mantuvo en $28 \pm 0.5^{\circ}\text{C}$, los valores de pH oscilaron entre 7.6 y 8.2, los niveles de concentración de oxígeno variaron desde un mínimo de 4.8 ppm a un máximo de 6.3 ppm, y la salinidad se mantuvo constante en 34 o/oo.

V.2 Sobrevivencia

Bajo las condiciones mencionadas anteriormente la sobrevivencia de las larvas fue disminuyendo gradualmente conforme transcurrieron los días de experimentación, sin embargo comenzó a disminuir primeramente en las larvas alimentadas con el alimento experimental, ya que la sobrevivencia fue la misma para ambos tratamientos hasta el día 5 de experimentación,



donde se tenía un 100% de sobrevivencia para ambos tratamientos (figura 1).

La diferencia comenzó a observarse en el día 8 de experimentación, donde la sobrevivencia disminuyó a un 78% para el alimento experimental y posteriormente a un 43 % en el día 11 para el mismo tipo de alimento, mientras que las larvas alimentadas con el alimento control aún se mantenía constante la población en un 100% de sobrevivencia hasta el día 11 de experimentación.

El porcentaje promedio de sobrevivencia de las larvas después de 14 días de experimentación fue del 51% para las larvas alimentadas con microalgas cultivadas con el f/2 , y de 37 % para las alimentadas con microalgas con fertilizante agrícola.

V.3 Desarrollo larvario

El efecto del alimento sobre el desarrollo alcanzado por las larvas de *P. vannamei* para el alimento control y el alimento experimental, se muestra en las figuras 2 y 3 respectivamente.

El desarrollo de las larvas fue muy similar para ambos tratamientos, hasta el día 5 de experimentación, ya que la metamorfosis se mostró simultánea para ambos tratamientos, en cuanto al tiempo de metamorfosis y en proporción. La diferencia comenzó a observarse en el día 8, ya que para este día aparecieron las primeras mysis 1 en las larvas alimentadas con el alimento control, mientras que para este día las alimentadas con el alimento experimental, se encontraban en el estadio protozoa 3. Para el día 11 se obtuvo el 58 % en el estadio mysis 2, para el alimento control,

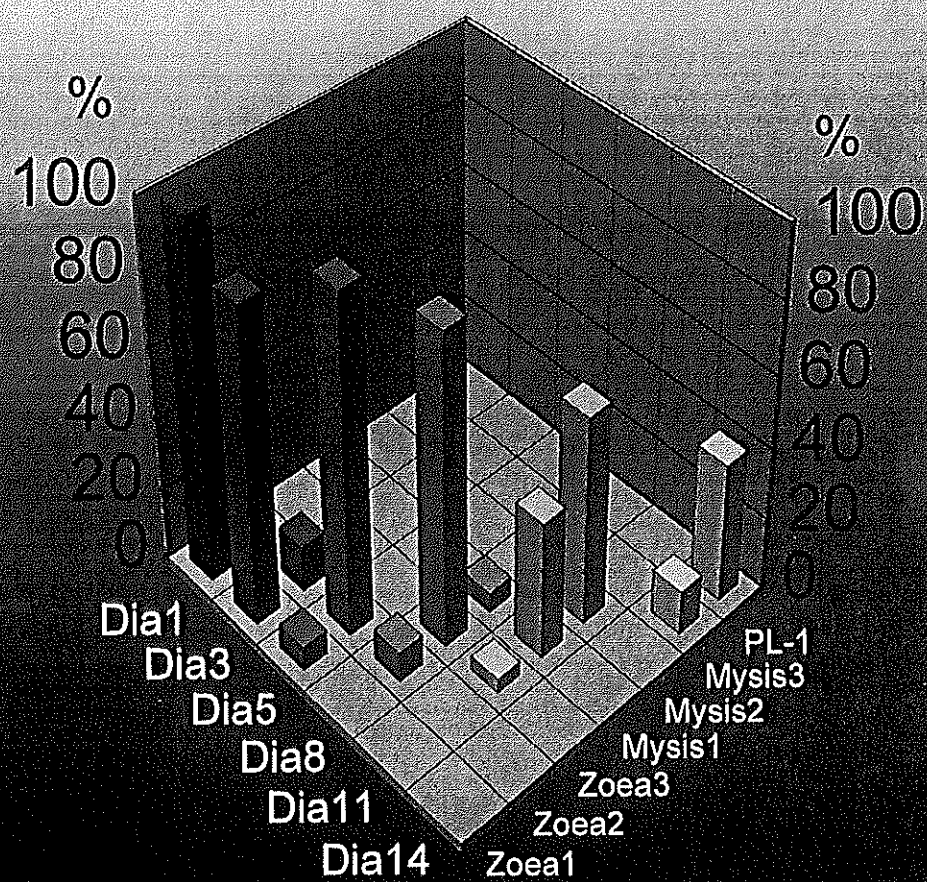
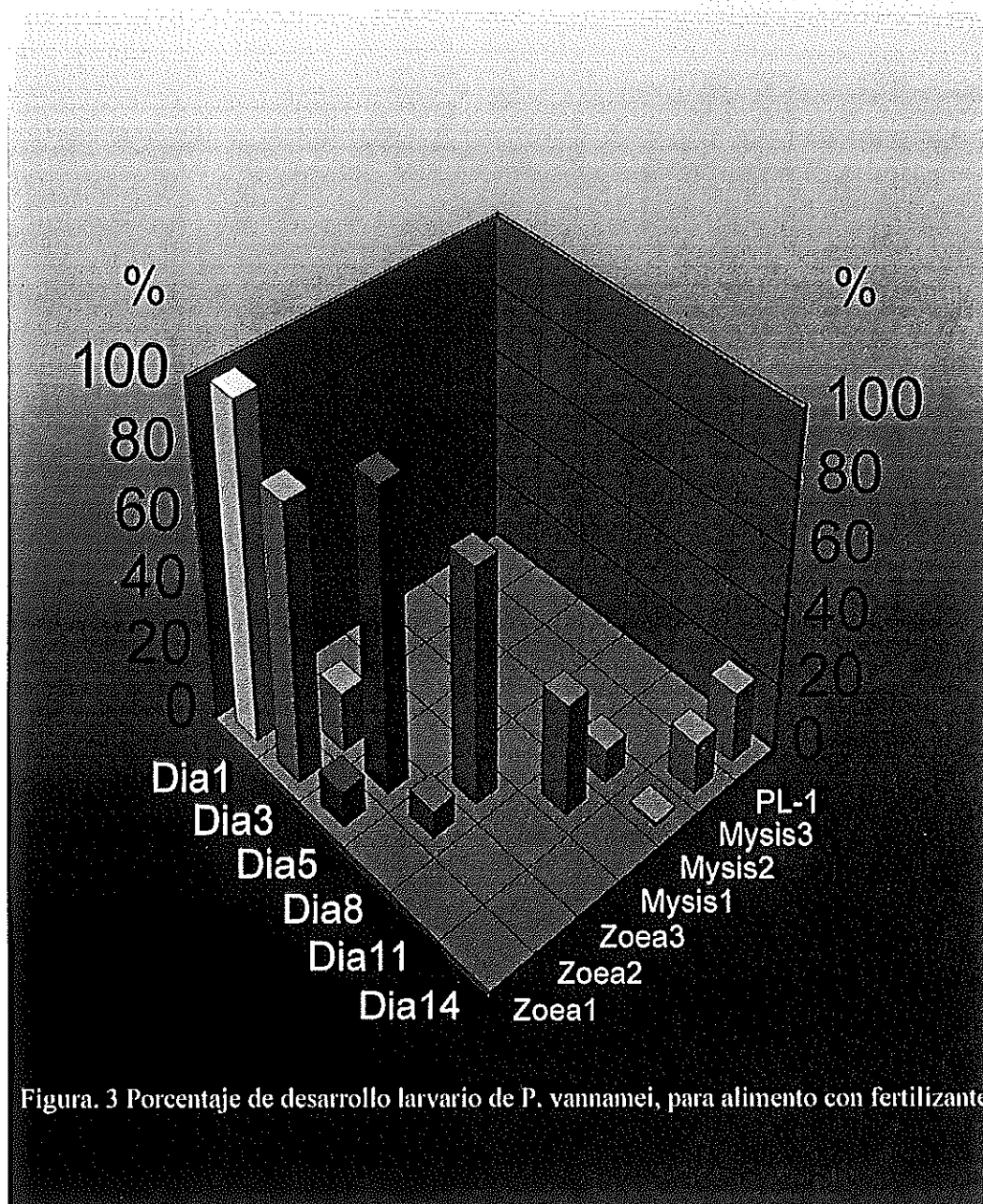


Figura.2 Porcentaje de desarrollo larvario de *P. vannamei*, para alimento control



las alimentadas con el alimento experimental se tenía un porcentaje de 10.12 % para el mismo estadio, siendo el resto mysis 1 (figuras 2 y 3).

En el muestreo final aún se encontraron larvas en el estadio mysis 2, junto con mysis 3 y postlarvas en un porcentaje de 1.0, 15.0 y 20.96 % respectivamente, para el alimento experimental, y para el alimento control, solo se encontro mysis 3 y postlarvas en un porcentaje de 12.10 y 38.89 % respectivamente.

Como lo muestran las figuras 2 y 3 , se observa un retraso en el tiempo de metamorfosis en las larvas alimentadas con microalgas cultivadas con fertilizantes, esto se observa desde el subestadio mysis 1, esto con respecto a las larvas alimentadas con el alimento control.

V.4 Crecimiento

El crecimiento larval de **P. vannamei** para ambos tratamientos fue similar (figura 4).

En la tabla II se muestra las tallas promedio para cada subestadio, para las larvas alimentadas con el alimento control y para las larvas alimentadas con el alimento experimental.

En la tabla III se muestra la longitud promedio de las larvas de **P.vannamei** con su intervalo de confianza, para ambos tipos de alimento.

En el día 5 de experimentación, cuando la mayoría de la población se encontraba en el estadio protozoeca 2, se obtuvo una longitud promedio de

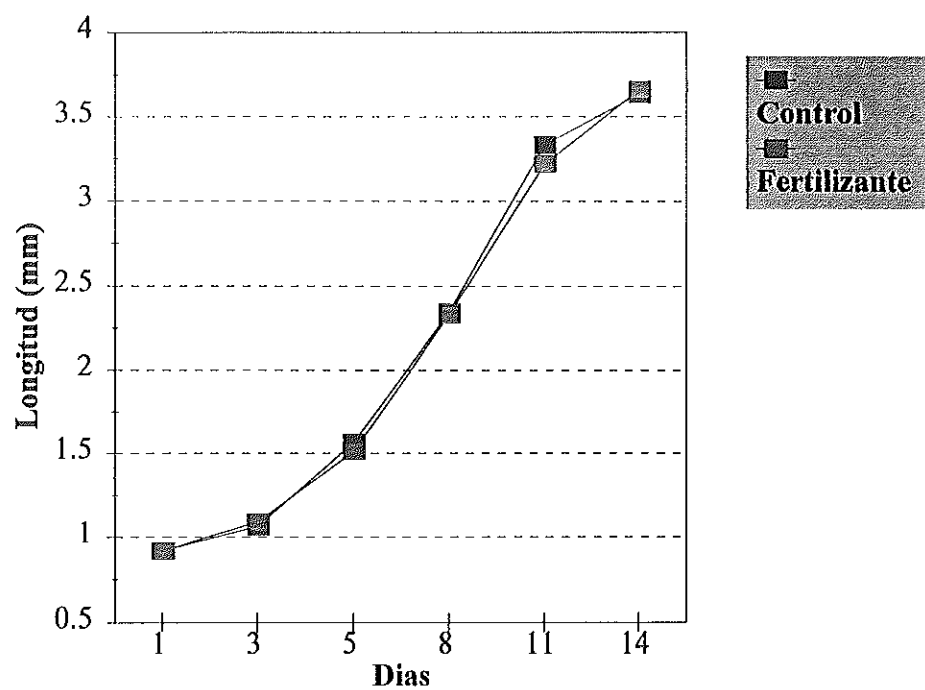


Figura.4 Crecimiento promedio de larvas de *P. vannamei* durante los días experimentales, para alimento control y con fertilizante

TABLA.II Longitud promedio en milímetros de larvas de *P.vannamei* durante sus diferentes etapas de desarrollo, para ambos tipos de alimento.

ESTADIO	CONTROL $\bar{x}$	ERROR STD.	FERTILIZANTE $\bar{x}$	ERROR STD.
ZOEA 1	0.9593	0.0788	0.9480	0.0899
ZOEA 2	1.5838	0.1852	1.5650	0.1911
ZOEA 3	2.3703	0.2972	2.4151	0.4564
MYTIS 1	2.9349	0.6117	3.1030	0.8620
MYTIS 2	3.5001	0.6499	3.2162	0.8432
MYTIS 3	3.3370	0.5088	3.2986	0.4972
PL 1	3.7291	0.3075	3.7483	0.3886

Tabla III Longitud promedio por muestreo de larvas de *P. vannamei* con su intervalo de confianza para ambos tipos de alimento.

DIA	$\bar{X}$ (mm) CONTROL	INTERVALO DE CONFIANZA	$\bar{X}$ (mm) FERTILIZANTE	INTERVALO DE CONFIANZA
1	0.9199	0.0737	0.9202	0.0360
3	1.0618	0.0338	1.0891	0.0552
5	1.5671	0.0473	1.5130	0.0487
8	2.3476	0.0616	2.3314	0.0948
11	3.3354	0.0840	3.2215	0.1235
14	3.6360	0.0362	3.6620	0.0786

1.5671 y 1.5130 mm para las larvas alimentadas con el alimento control y experimental respectivamente.

El estadio protozoa 3 el cual se obtuvo en la mayoría de la población en el día 8 de experimentación, se obtuvieron longitudes promedio para este muestreo de 2.3476 y 2.3314 mm, para las larvas alimentadas con el alimento control y experimental respectivamente. Para los días 11 y 14 se tenía una población compuesta por varios estadios, obteniéndose longitudes promedio por muestreo de 3.3354 y 3.6360 mm, para el alimento control y, 3.2215 y 3.6620 mm para el alimento experimental.

La longitud promedio de postlarva 1 (PL 1) fue de 3.7291 y 3.7483 mm, para las larvas alimentadas con el alimento control y experimental respectivamente.

Las pruebas estadísticas realizadas para la comparación del incremento alcanzado por las larvas entre los tratamientos, nos indican que no existe diferencia significativa en el crecimiento de los organismos entre ambos tratamientos ($P > 0.05$).

VI.- DISCUSIONES

Los factores físicos (temperatura, salinidad y pH) en el cultivo larvario de *Penaeus vannamei* estuvieron dentro del intervalo recomendado por (Aquacop, 1983) por lo tanto, se considera que éstos no influyeron en la sobrevivencia, desarrollo y crecimiento de las larvas.

Aunque estos factores influyen directamente en el desarrollo de las larvas, no se puede asumir que los diferentes estadios tengan condiciones optimas diferentes para cada estadio (Vega y de la Cruz, 1992) por lo que durante la realización de este estudio estos factores se mantuvieron constantes.

Sobrevivencia

La sobrevivencia de las larvas fue satisfactoria para ambos tratamientos aunque estan por debajo de los reportados por Aquacop (1983). A pesar de que para otras especies, porcentajes de sobrevivencia cercanos a 40% desde el último subestadio naupliar a postlarva 1 se señalan en la literatura como aceptables, ésto podria incrementarse.

Los cambios de estadio son criticos para la larva y estan aunados a una cierta mortalidad natural (Aquacop, 1983), a la cual se le añade el manipuleo, para tratar de evitar esto se realizo un muestreo sin reemplazo. De acuerdo con estudios realizados por aquacop (1983), se ha encontrado que la viavilidad de los nauplios varia segun las condiciones de los reproductores. Por lo que en este estudio se inicio con larvas en el estadio protozoa 1.

Pérez (1992) trabajo con *Chaetoceros gracilis* cultivada con fertilizantes agrícolas sustituyendo fuentes de nitrógeno y fósforo, como alimento para larvas de *Penaeus vannamei*, reportando una mayor sobrevivencia, que la obtenida en este estudio (figura 1). Esta diferencia en la sobrevivencia podría deberse a diferentes condiciones del cultivo o debido a que durante la realización de éste estudio, no se utilizó ningún tipo de antibiótico.

La sobrevivencia se vio disminuida primeramente en las larvas alimentadas con microalgas cultivadas con fertilizante, la cual se observó en el estadio protozoa 3, mientras que para el control esta disminuyó hasta el final del experimento, en el estadio mysis 3. Lo cual probablemente nos indica que el alimento con fertilizante influyó en la sobrevivencia durante los estadios de protozoa.

Posteriormente en ambos tratamientos se utilizó *Artemia sp* como fuente de alimento vivo (tabla I), y debido a que se observó una diferencia en la sobrevivencia a postlarva 1 se comprueba que el alimento producido con fertilizante agrícola influyó en la sobrevivencia de las larvas.

Cook and Murphy (1966) observaron un incremento en la sobrevivencia de larvas de *P. aztecus* cuando adicionaron nauplios de *Artemia sp* durante el subestadio protozoa 2. Kuban et al. (1983) confirmó estas observaciones con *P. aztecus* y *P. setiferus*, encontraron un significativo incremento en la sobrevivencia a postlarva cuando adicionaron nauplios *Artemia sp* en el subestadio protozoa 2.

Kuban et al. (1985) trabajando con larvas de *P. vannamei*, encontro una mayor sobrevivencia al adicionar nauplios de *Artemia sp* en el subestadio protozoa 2, aunque reportan que la sobrevivencia a postlarva no es necesariamente dependiente de los nauplios de *Artemia sp*.

Ha sido demostrado que *P. setiferus* en los subestadios de protozoa es capaz de consumir nauplios de *Artemia sp* (Wilkenfeld et al. 1982) y el suministro de nauplios de *Artemia sp* durante los estadios de protozoa producen significativamente mejores resultados en terminos de sobrevivencia y/o crecimiento, comparandolo con la rutina estandard de suministrar nauplios de *Artemia sp* en el estadio mysis 1 (Kuban et al., 1983). El cultivo larval de especies de *Penaeus sp* tradicionalmente ha sido de trabajo intensivo, con tasas de sobrevivencia variables desde huevos hasta postlarvas y envuelve muchos factores desconocidos.

Tales factores como tasas de alimentación, los tipos de alimento y las tasas de conversión entre otros no han sido totalmente investigados.

Crecimiento

El crecimiento de las larvas de *P. vannamei*, para ambos tratamientos fue similar (figura 4) no encontrandose diferencia de tamaño estadisticamente. Si se tiene en cuenta que el crecimiento es uno de los parámetros que mejor indica el valor nutricional de una dieta (Kuban et al., 1985) se puede afirmar que en este sentido la dieta probada es una alternativa para alimentación de larvas de *P. vannamei*. Comparando los resultados obtenidos en este estudio con los obtenidos por Kitani (1986), el crecimiento de las protozoas obtenidos en este estudio es mayor que

las reportadas por Kitani (1986), en contraste el crecimiento de las mysis es menor que el reportado por este investigador, no alejándose de los valores reportados para esta especie.

El desarrollo y crecimiento de las larvas dependen del tipo, cantidad y calidad del alimento ingerido, por lo que se han probado otros tipos de alimento y su influencia en el crecimiento de las larvas. Hirata et al., (1975) trabajaron con partículas de soya como alimento de larvas de *P. japonicus* encontrando que estas crecían más rápido y de mayor tamaño al incrementar la concentración de partículas de soya. Así como también Chu (1991), utilizó alimento microparticulado y plancton artificial, encontrando que la sobrevivencia, crecimiento y desarrollo fue menor, con respecto al alimento vivo.

Las dietas artificiales pueden posiblemente ser un reemplazo parcial para el alimento vivo. Es reportado que para *P. vannamei*, el alimento artificial es bueno (Stuck and Barrett, 1989) aunque en otros casos el suplemento de nauplios de *Artemia sp* es requerido para obtener un mejor crecimiento (Stuck et al., 1988).

Wilkenfeld et al., (1984) observan la importancia del crecimiento como un indicador de la dieta, sugieren que para larvas de *P. vannamei*, las cuales son muy sensitivas al alimento vivo, producen mejores crecimientos con un régimen de alimentación de microalgas y nauplios de *Artemia sp*, que con las dietas conteniendo nemátodos, en contraste, Biedenbach et al., (1989) encuentran que con la cantidad suficiente de

microalgas y nemátodos, la obtención de postlarvas es igual que con el uso de nauplios de *Artemia* sp.

Se hace difícil, establecer comparaciones de otros trabajos con estos resultados, por tratarse de especies diferentes, otro tipo de algas, con dosis distintas y temperaturas también diferentes, así como también el método de medición.

Desarrollo

Se observó una diferencia en el tiempo de metamorfosis de las larvas entre ambos tratamientos (figuras 2 y 3). Lo cual muestra una posible diferencia en cuanto a la calidad del alimento, ó del medio en el cual se encontraban las microalgas producidas con fertilizante, con respecto al medio f/2 de Guillard (1975).

El tiempo transcurrido en días para obtener postlarvas fue de 14 días en ambos tratamientos, mientras que Perez, (1992) con la misma especie obtuvo postlarvas a los 12 días. Leal et al., (1985) obtuvo postlarvas de *P. notialis* y *P. schmitti* a los 10 y 11 días respectivamente.

Segun los resultados encontrados por Mock et al (1980) donde hacen uso de levaduras en su forma seca activa para alimentación de larvas de *P. stylirostris* las primeras mysis aparecen a los 5 días, mientras que Gelabert et al., (1992) obtiene el estadio mysis 1 a las 72 horas utilizando microalgas y a las 79 horas utilizando levaduras. En el presente trabajo se obtuvieron las primeras mysis a los 8 días de experimentación.

Comparando estos resultados con los obtenidos por Pérez (1992), quien no encontro diferencia en la sobrevivencia y desarrollo de larvas de **P. vannamei**, alimentadas con **Chaetoceros gracilis** cultivada con fertilizantes, con respecto al medio f/2 de Guillard (1975), se concidera que los fertilizantes agrícolas como medio de cultivo para **Chaetoceros gracilis** e **Isochrysis tahitiana** destinadas a la alimentación de larvas de **P. vannamei**, podria ser una alternativa viable, ya que mostro efectos significativos en la sobrevivencia y desarrollo, pero no en el crecimiento de las larvas.

VII.- CONCLUSIONES

- 1.- La sobrevivencia de las larvas de *P. vannamei* hasta postlarva 1 (PL₁) fue diferente entre los organismos alimentados con el alimento generado con fertilizante v.s alimento generado con el medio tradicional f/2 de Guillard.
- 2.- El crecimiento de las larvas no mostro ser diferente ($P > 0.05$) entre tratamientos.
- 3.- Las larvas alimentadas con microalgas cultivadas con fertilizante fueron retrasadas en el tiempo de metamorfosis, con respecto a las alimentadas con microalgas cultivadas con el medio f/2 de Guillard.
- 4.-El uso de fertilizantes agricolas podria ser una alternativa viable para el cultivo de *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis tahitiana* y su uso como alimento para larvas de *P. vannamei*.

VIII.- LITERATURA CITADA

- Alfonso E. y Martínez L. 1987. Comparación del volumen celular y del crecimiento de **Tetraselmis sp** con diferentes fertilizantes. revista de investigaciones marinas. 8 (3): 13-22.
- Alfonso E. y Nuñez M. C. 1984. Efecto de la harina de lombriz de tierra sobre el crecimiento y desarrollo de protozoas de camarón en cultivo. Revista de investigaciones marinas. 5 (3): 99-105.
- Alfonso E. y Nuñez M. C. 1985. Uso de nuevos fertilizantes para cultivar fitoplancton. Revista de investigaciones marinas. 6 (1): 3-13.
- Aquacop. 1983. Penaeid larval rearing in the Centre Océanologique du Pacifique. In: J. Mc Vey (ed), CRC Handbook of mariculture. Vol. I. Crustacean aquaculture. 123-127.
- Bardach J. E., J. H. Ryther and W. O. Mc Larney. 1972. Aquaculture. The farming and husbandry of freshwater and marine organisms. Wiley interscience, N. Y. 689 p.
- Biedenbach J. M., Smith L. L., Thomsen T. K. and Lawrence A. L. 1989. use of nematode **Panagrellus redivivus** as an **Artemia** replacement in a larval penaeid diet. J. World Maricult. Soc. 20 (2): 61-71.
- Brand C. W. and Colvin L. B. 1977. Compounded diets for early postlarval **Penaeus californiensis**. Proceedings 8th annual meeting World Maricult. Soc. 8: 811-820.

- Buitrago E., Norcini C. y Arrague M. 1992. Evaluación de tres medios nutritivos empleados con el cultivo masivo de **Isochrysis aff. galbana** Green. En : Larvicultura de camarones peneidos. Producción de postlarvas , cultivo y evaluación de microorganismos como alimento. Vol. I. CYTED-D. 61-65.
- Chamberlain W. and L. Lawrence. 1981. Effect of lighth intensity and male and female eyestalk ablation on reproduction of **Penaeus stylirostris** and **P. vannamei**. J. World Maricult. Soc. 12 (2): P 57-372.
- Chu K. H. 1991. Larval rearing of the shrimps **Metapenaeus ensis** (de Haan) and **Penaeus chinensis** (Osbeck) on artificial . Aquaculture and Fisheries Management. 22: 473-479.
- Cook H. L. and Murphy M.A. 1966 . Rearing penaeid shrimp from eggs to Postlarvae. Proc. Conf. Southeast Assoc. Game Comm. 19: 283-288.
- Cook H. L. and Murphy M. A. 1969. The culture of larval penaeid shrimp. Transactions American Fisheries Society. 98 (4): 751-754.
- Coutteau P., Lavens P., and Sorgeloos P. 1990. Bakers yeast as a potencial substitute for live algae in aquaculture diets: **Artemia** as a case of study. J. World Aquaculture Society. 21 (1): 1-9.
- De la Cruz, A. y Alfonso E. 1975. Cultivo masivo de algas planctónicas marinas mediante fertilización. Rev. Inv. Mar. 8 (17): 1-25.
- Emmerson W. D. 1980. Ingestion, growth and development of **Penaeus indicus** larvae as a function of **Thalassiosira weissflogii** cell concentration. Marine Biology. 58: 65-73.

- Emmerson W. D. and Andrews B. 1981. The effect of stocking density on the growth, development and survival of **Penaeus indicus** Milne Edwards larvae. *Aquaculture*. 23: 45-57.
- Ewald J. J. 1965 . The laboratory rearing of pink shrimp **Penaeus duodorum** Burkenroad. *Bulletin of Marine Science*. 15 (2): 436-449.
- Gelabert R. Alfonso E. Hernández O. y Leal S. 1992. Experiencias de alimentación de larvas del camarón **Penaeus schmitti** con levaduras obtenidas industrialmente. En *Larvicultura de camarones peneidos. Producción de postlarvas, cultivo y evaluación de microorganismos como alimento*. Vol. I. CYTED-D. 139-144.
- Gopalakrishnan K. 1976. Larval rearing of red shrimp **Penaeus marginatus** (crustacea). *Aquaculture*. 9: 145-154.
- Griffith G. W., Murphy M. A. and Ross L. A. 1973. A massculture method for **Tetraselmis** sp. A promising food for larval crustaceans. *Proceedings 4th annual workshop of the World Maricult. Soc.* 4: 289-294.
- Guillard R. R. L . 1975 . Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: *Culture of marine invertebrates animals*. Plenum publishing Co., New York. 29-60.
- Heinen J. M . 1976. An introduction to culture methods for larval and postlarval penaeid shrimp. *Procc. World Maricult. Soc.* 7: 333-344.

- Helmm M. M. 1977. Mixed algal feeding of **Ostrea edulis** larvae with **Isochrysis galbana** and **Tetraselmis suecica**. J. Marine Biol. U. K. 57: 1019-1029.
- Herrera Treviño J. R. 1988. El fertilizante agrícola como alternativa en cultivos externos para la producción masiva de **Tetraselmis suecica** (Kylin) Butch. Ensenada B. C., U.A.B.C., F.C.M., Tesis de licenciatura. 47 págs.
- Hirata H., Mori Y. and Watanabe M. 1975. Rearing of prawn larvae, **Penaeus japonicus**, fed soy-cake particles and diatoms. Marine Biology. 29: 9-13.
- Holoway J. D. and Hopkins J. S. 1987. Comparisson of live and inert diets for larval shrimp. Aquaculture Digest. 9: 7-10.
- Hudinaga M. 1942. Reproduction, development and rearing of **Penaeus japonicus** Bate. Jpn. J. Zool. 10: 305-393.
- Jiménez Mercado A. 1991. Evaluación de mezclas de fertilizantes agrícolas inorgánicos para el cultivo masivo de **Isochrysis** var **galbana** aff **tahitiana** (Green). (Clon T iso). Ensenada B. C., U.A.B.C. F.C.M., Tesis de licenciatura.
- Jones D. A., Kanazawa A. and Rahman S. A. 1979. Studies on the presentation of artifial diets for rearing the larvae of **Penaeus japonicus** Bate. Aquaculture. 17: 33-43.
- Jones D. A., Kurmaly K. and Arshard A. 1987. Penaeid shrimp hatchery trials using microencapsulate diets. Aquaculture. 64: 133-146.

- Kanazawa A. , Teshima S. , Sasada H. and Rahman S. A. 1982. Culture of prawn larvae with microencapsulate diets. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 48 (2): 195-199.
- Kitani H. 1986. Larval development of the white shrimp **Penaeus vannamei** Boone reared in the laboratory and the statical observation of its naupliar stages. Bull. Jap. Soc. Sci. Fish. 52 (7): 1131-1139.
- Kuban F. D. , Wilkenfeld J. S. and Lawrence A. L. 1983. Survival and growth of **Penaeus setiferus** L. and **Penaeus aztecus** Ives Larvae fed **Artemia** beginning at the protozoa-two substage versus the mysis-onesubstage. J. World Maricult. Soc. 14: 38-48.
- Kuban F. D. , Lawrence A. L. and Wilkenfeld J. S. 1985. Survival, metamorphosis and growth of larvae from four penaeid species fed six food combinations. Aquaculture. 47: 151-162.
- Leal S. , Alfonso E. y Gainza A. 1985. Recomendaciones sobre la alimentación de larvas de camarones **Penaeus notialis** y **Penaeus schmitti** en cultivo. Rev. Inv. Mar. 6 (1): 87-93.
- Lester L. J. 1988. Differences in larval growth among families of **Penaeus stylirostris** Stimpson and **Penaeus vannamei** Boone. Aquacult. Fish. Manage. 19 (3):243-251.
- Mock C. R. and Murphy M.A. 1970. Techniques for raising penaeid shrimp from the egg to postlarvae. Procc. 1st annual workshop World Maricult. Soc. 1: 143-156.

- Mock C. R. , Revera D. B. and Fontaine C. T. 1980. The larval culture of **Penaeus stylirostris** using modifications of Galveston Laboratory technique. Procc. World Maricult. Soc. 11: 102-117.
- Morales J. J. 1982. El cultivo del camarón. Técnica pesquera. México D. F. 171: 12-17.
- New M. B. 1976. A review of dietary studies with shrimp and prawn. Aquaculture. 9: 101-144.
- Newmark F. , Criales M. M. y Blanco J. 1992. Estandarización del cultivo de seis cepas de microalgas con cuatro medios de crecimiento. En Larvicultura de camarones peneidos. Producción de postlarvas, cultivo y evaluación de microorganismos como alimento. Vol. 1. CYTED-D. 55-60.
- Ocampo Aranda F. J. 1990. Efecto de **Monochrysis lutheri** cultivada con fertilizantes agrícolas sobre el crecimiento de larvas de **Mytilus edulis** hasta su metamorfosis. Ensenada B. C. , U.A.B.C. , F.C.M. Tesis de licenciatura. 42 págs.
- Paniagua Michel J. B. , Farfan C. and Buckle Ramírez F. 1987. Culture of marine microalgae with natural biodigested resources. Aquaculture. 64: 249-256.
- Pérez castañeda R. 1992. Sobrevivencia y metamorfosis larval de **Penaeus vannamei** (Boone) alimentada con **Chaetoceros gracilis** producidas con fertilizante agrícola . Ensenada B. C. , U. A. B. C. , F.C.M., Tesis de licenciatura. 32 págs.

- Preston N. P. 1985. The combined effects of temperature and salinity on hatching success and the survival, growth and development of the larval stages of **Metapaneus bennettiae** (Racek and Dall). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 85: 57-74.
- Rodríguez Marin M. F. Vazquez J. J. y Mendoza A. 1985. Influencia de la nutrición sobre la maduración sexual de hembras de **Penaeus stylirostris** silvestres y cultivadas. Informe final del proyecto CICTUS.
- Salser B.R. and Mock C.R. 1974. Equipment used for the culture of larval penaeid shrimp at the national marine fisheries service Galveston laboratory. Procc. V Congreso Nacional de Oceanografía. Guaymas , México. 580-587.
- Sánchez M. R. 1992. Efecto nutricional relativo de cuatro especies de algas como alimento de la larva **Penaeus vannamei** . En: Larvicultura de camarones peneidos. Producción de postlarvas, cultivo y evaluación de microorganismos como alimento. Vol. 1. CYTED-D. 113-123.
- Simón C. M. 1978. The culture of the diatom **Chaetoceros gracilis** and its use as a food for penaeid protozoal larvae. Aquaculture. 14: 105-113.
- Sorgeloos P. and persoone G. 1975. Technological improvements for the cultivation invertebrates as food for fishes and crustaceans II.Hatching and culturing of the brine shrimp **Artemia salina** L Aquaculture. 6: 303-317.

- Steel-Torrie. 1988. Bioestadística: principios y procedimientos. Segunda edición. McGraw-Hill. Interamericana de México. D.F. 622 págs.
- Stuck K. C. , Ogle J. T. and Barrett A. A. 1988. Comparison of live and artificial diets for rearing the larvae of **Penaeus vannamei** in a small scale experimental system. J. World Aquaculture Soc. 19: 68 A (abst.)
- Stuck K. C. and Barrett A. A. 1989. Application and evaluation on an artificial diet for rearing the larvae of **Penaeus vannamei**. J. World Aquacult. Soc. 20: 73 A (abst).
- Thomas M. M. , Kathirvel M. and Pillai N.N. 1976. Spawning and rearing of the penaeid prawn **Metapaneus affinis** (H. Milne Edwards) in the laboratory. Indian J. Fish. 21 (2): 543-556.
- Vega A. J. y De la Cruz S. A. 1992. Efecto de la temperatura, la salinidad y el P.H sobre las larvas del camarón blanco **Penaeus schmitti**. En: Larvicultura de camarones peneidos. Producción de postlarvas, cultivo y evaluación de microorganismos como alimento. Vol. I. CYTED-D. 125-132.
- Walne P.R. 1966. Experiments in the large scale culture of the larvae of **Ostrea edulis** L. Fishery Invest. Min. Agric. Fish. 2 (14): 4-8.
- Wickins J. F. 1972. The food value of brine shrimp **Artemia salina** L. , to the larvae of the prawn **Palaemon serratus** Pennant. J. Exp. Marine Biology and Ecology 10: 151-170.

- Wilkenfeld J. S. , Fox J. M. and Lawrence A. L. 1981. Consumption of frozen and live *Artemia* by protozoa of *Penaeus setiferus*. J. World Maricult. Soc. 12 (2) 250-259.
- Wilkenfeld J. S. , Lawrence A. L. and Kuban F. D . 1984. Survival, Metamorphosis and growth of penaeid prawn larvae reared on a variety of algal and animal food. J. World Maricult. Soc. 15: 31-49.
- Willburn Gonzalez J. G. 1990. Cultivo masivo de *Pavlova lutheri* (Droop) Green. Con fertilizantes agrícolas como fuente de nitrógeno y bióxido de carbono. Ensenada B. C. , U.A.B.C. , F.C.M. , Tesis de licenciatura. 50 págs.
- Wong C. K. , Yuen Y. P. and Chu K. H. 1989. Feeding rate during the larval development of the shrimp *Metapenaeus ensis*. Mar. Behav. Physiol. 15: 243-253