



# Universidad Nacional Autónoma de México

Escuela Nacional de Estudios Profesionales  
I Z T A C A L A

**Ingestión, desarrollo, crecimiento y sobrevivencia de larvas de Penaeus duorarum alimentadas con distintas concentraciones de algas.**

**T E S I S**  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
B I O L O G O  
P R E S E N T A  
**CLAUDIA VERONICA DURRUTY LAGUNES**

Los Reyes Iztacala, Estado de México

1993



Universidad Nacional  
Autónoma de México

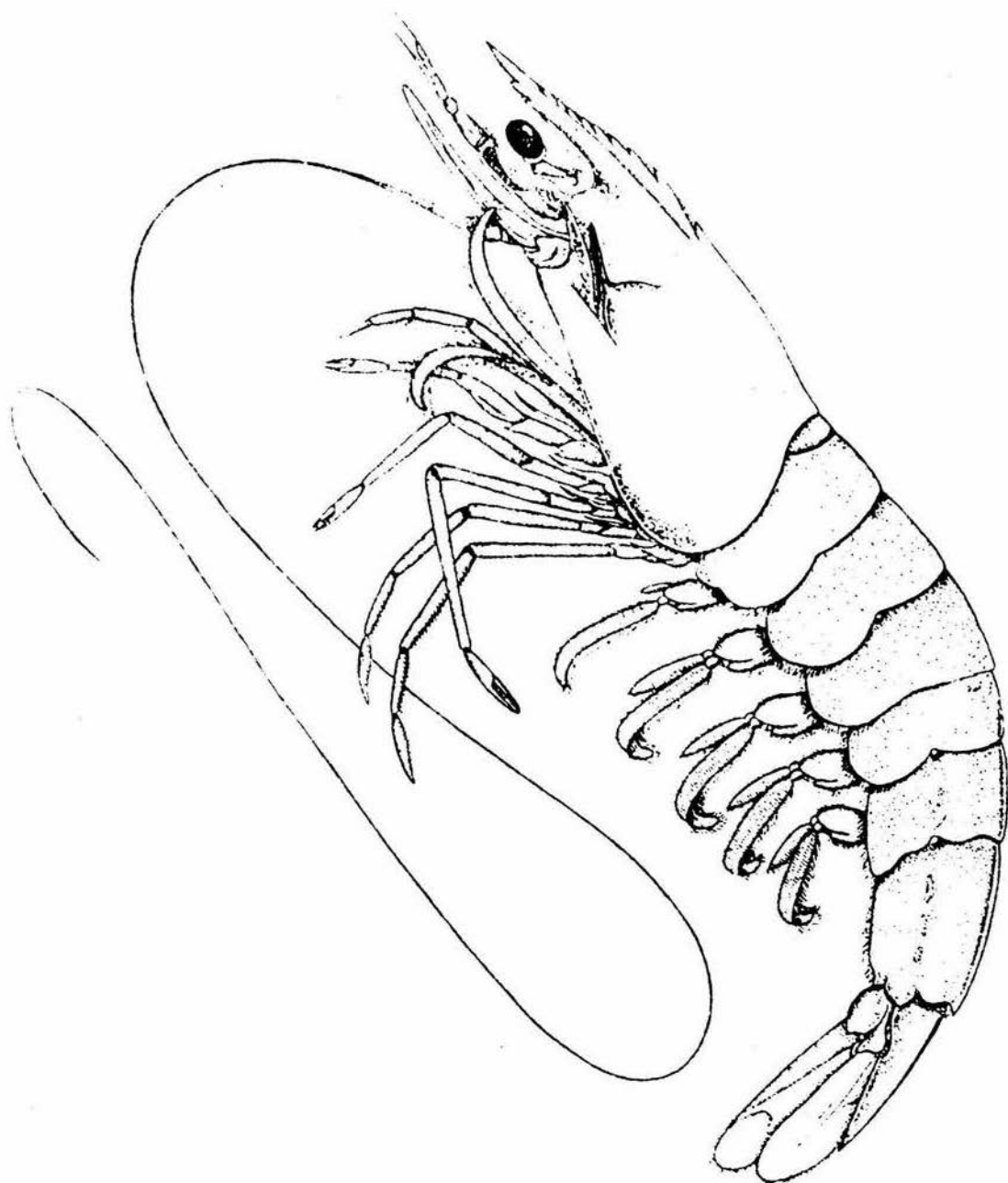


**UNAM – Dirección General de Bibliotecas**  
**Tesis Digitales**  
**Restricciones de uso**

**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.



A mi madre.

A mis abuelitos Dionisia y Samuel por su cariño, educación y cuidados desde mi infancia.

A mis tíos Rafael, Ramiro, Fernando, Lilia, Pastor, María y de manera muy especial a mi tía Albertina por sus enseñanzas, cariño y apoyo en todo momento, como una pequeñísima muestra de agradecimiento.

A mis hermanos Ernesto, Adriana, Fernando, Alba y Federico como ejemplo a seguir y superar.

A Manuel por su confianza y apoyo en todo momento, por permitirme compartir mi vida con él.

El presente trabajo se realizó en el  
marco de las actividades del proyecto:

Biotecnología para la producción de postlarvas de  
camarón rosado (*Penaeus duorarum*)

En el Centro Regional de Investigación  
Pesquera de Campeche-Lerma  
Instituto Nacional de la Pesca  
SEFESCA

## INDICE

1.- RESUMEN.....	1
2.- INTRODUCCION .....	2
3.- OBJETIVOS.....	6
4.- MATERIAL Y METODOS.....	7
4.1 TAMAÑO DE MUESTRA.....	8
4.2 ALIMENTACION.....	8
4.3 INDICE DE DESARROLLO.....	9
4.4 CRECIMIENTO.....	9
4.5 SOBREVIVENCIA.....	9
4.6 TASA DE INGESTION.....	10
5.- RESULTADOS.....	
5.1 EXPERIMENTO 1.....	
5.1.1 PARAMETROS FISICOQUIMICOS.....	11
5.1.2 DESARROLLO.....	11
5.1.3 CRECIMIENTO.....	12
5.1.4 TASA DE INGESTION.....	13
5.1.5 SOBREVIVENCIA.....	16
5.2 EXPERIMENTO 2.....	
5.2.1 PARAMETROS FISICOQUIMICOS.....	18
5.2.2 DESARROLLO.....	18
5.2.3 CRECIMIENTO.....	19
5.2.4 TASA DE INGESTION.....	20
5.2.5 SOBREVIVENCIA.....	23
6.- DISCUSION.....	25
7.- CONCLUSION.....	33
8.- BIBLIOGRAFIA.....	34
9.- ANEXOS.....	
9.1 CULTIVO DE MICROALGAS.....	39
9.2 CICLO DE VIDA DE PENEIDOS.....	39
9.3 <i>Penaeus duorarum</i> .....	
9.3.1 TAXONOMIA.....	40
9.3.2 BIOLOGIA.....	40
9.3.3 ESTADIOS LARVALES.....	42

## 1.- RESUMEN

El cultivo de camarón es una de las actividades acuícolas de más rápido crecimiento a nivel mundial, para el cultivo se debe dominar la tecnología comenzado por las primeras fases del ciclo de vida, de ahí que se hayan realizado diversos trabajos para determinar la alimentación en larvas, la cual juega un papel preponderante en el cultivo. A cerca de ello se han probado diversos alimentos tanto artificiales como naturales y entre estos últimos las microalgas siguen dando los mejores resultados para las larvas, de ahí que la finalidad del presente trabajo fue determinar las concentraciones óptimas de dos algas (*Tetraselmis tetrahele* y *Chaetoceros gracilis*) para larvas de *Penaeus duorarum* donde primero se mantuvo constante la concentración de *T. tetrahele* y después la de *C. gracilis*, proporcionando el rotífero *Brachionus plicatilis* en protozoa II y III y *Artemia* a partir de mysis I en ambos casos. Se determinó el crecimiento (incrementos en longitud) realizando mediciones de protozoa I a III y de mysis I a III, el desarrollo mediante observaciones diarias, la sobrevivencia por el conteo de organismos al paso de un estadio a otro y la tasa de ingestión de ambas microalgas juntas de acuerdo a Paffenhöfer (1971). Diariamente se tomaron los parámetros fisicoquímicos los cuales se mantuvieron dentro de lo reportado para penidos. El crecimiento, desarrollo y sobrevivencia fueron superiores cuando se combinaron las concentraciones de *C. gracilis*.

Todos los estadios larvales consumieron alrededor de 9 000 cel/larva/hr de *T. tetrahele* y el consumo de *C. gracilis* fue en aumento a medida que avanzaba el desarrollo de las larvas consumiendo de 25 400 cel/larva/hr en protozoa I a 89 400 cel/larva/hr en mysis III.

La concentración óptima para el cultivo larval de *P. duorarum* de *T. tetrahele* fue de 7 000 células y 50 000 células de *C. gracilis* para todos los subestadios larvales de *P. duorarum* y con estas densidades las larvas se desarrollaron en 192 horas, incrementaron en longitud de protozoa I a III 1.61 mm, 0.67 mm de mysis I a III y 2.50 mm de protozoa I a mysis III 2.30 mm; la sobrevivencia fue de protozoa III a mysis I de 74.3% y de mysis III a postlarva I de 83.88% y de nauplio V a postlarva I 64.98%.

## 2.- INTRODUCCION:

Los avances en el conocimiento de la biología de especies acuáticas de interés pesquero y la implantación de métodos para el cultivo de algunas de ellas, han hecho pensar la posibilidad de resolver las carencias alimenticias de las poblaciones humanas.

Para los cultivos, el hombre debe reproducir las condiciones naturales que la especie requiere en cada uno de sus estadios de desarrollo y producir artificialmente el alimento que necesitan (Chapa, 1980).

Durante los últimos diez años se ha incrementado el interés por el cultivo artificial de crustáceos en escala comercial como consecuencia de la alta demanda de camarón, langosta y cangrejo en varias partes del mundo (FAO, 1980).

La cría y cultivo de camarón es un nuevo campo en desarrollo de la maricultura. El encierro y cultivo en estanques se ha venido practicando desde hace mucho tiempo en la India, Pakistán, Malasia, Indonesia, Filipinas, Taiwan y Japón (FAO, *op cit*).

El cultivo del camarón es una realidad comercial y es la actividad acuícola de más rápido crecimiento a nivel mundial (Ochoa, 1987). Actualmente se ha dominado la tecnología básica, y esto ha provocado que la estructura del mercado internacional, comience a modificarse bajo la presión de una oferta creciente y de una paulatina disminución de los costos.

México se ha mantenido a la zaga de esta dinámica del desarrollo de la camaronicultura no obstante ser un país con gran potencial para el cultivo de camarón, porque cuenta, con grandes extensiones de costa de las que millón y medio de hectáreas son lagunas litorales, bahías someras y zonas estuarinas ideales para la acuicultura (Morales, 1982).

México posee especies nativas adecuadas para obtener buenos rendimientos y factores climáticos y ecológicos altamente favorables para el cultivo.

A pesar de esto, en nuestro país, sólo el siete por ciento de la producción total de camarón, en 1985, provino del cultivo, (Anónimo, 1990a) y, aunque el potencial de especies en el país es muy grande, sólo se utiliza *Penaeus vannamei* para la acuicultura: sin embargo, ocho son las especies que ofrecen magníficas posibilidades de manejo acuícola, entre ellas destacan el camarón azul (*P. stylirostris*), el camarón



blanco (*P. setiferus*), el camarón café (*P. aztecus*) y el camarón rosado (*P. duorarum*) (Moreno, 1986).

Entre las limitaciones que retardan el crecimiento de la producción de camarón merecen atención priorizada el uso de la tierra, la disponibilidad de especies adecuadas, la tecnología de producción y la fuerza de trabajo calificada.

Para la obtención de pies de cría de camarón se han obtenido resultados en la maduración ovárica (Moore, *et al*, 1974; AQUACOP, 1975; Chamberlain y Lawrence, 1981; Galgari y AQUACOP, 1989; Andrade *et al*, 1991, entre otros), que vislumbran esperanzas de que los criadores de camarón puedan cerrar el ciclo de vida de varias especies. Hasta hoy se siguen buscando hembras en el medio natural tomando en cuenta los sitios adecuados para su colecta, las épocas de desove y el grado de maduración, para ser llevadas en buenas condiciones a los laboratorios para su desove. (Chapa, *op cit*).

En el Golfo de México desde 1945, se inició la explotación comercial del camarón rosado principalmente y a la fecha se ha concentrado en la Sonda de Campeche extendiéndose a lo largo de todo el litoral del Golfo además, de la explotación del camarón café y camarón blanco (Sánchez y Soto, 1990).

Campeche se ha caracterizado por ser una entidad eminentemente pesquera, donde la producción camaronera es la más importante. Dentro de las pesquerías de especies marinas, este Estado se coloca en quinto lugar por el volumen de producción a nivel nacional y ocupa un segundo lugar en cuanto al valor generado (Sánchez y Soto, *op cit*).

Se sabe, por los registros estadísticos, que la producción de camarón en la Sonda de Campeche en los últimos años ha llegado a estabilizarse, lo que indica que se está alcanzando el rendimiento máximo sostenible para esta pesquería (Villasante, 1988). Esto ha motivado a los sectores públicos y privados a contar con técnicas y métodos de producción desarrolladas acordes a las condiciones prevalecientes en la zona, impulsando los estudios de rendimiento y explotación de especies como la del camarón rosado que es altamente apreciado en el mercado tanto nacional como internacional por su apariencia, consistencia y sabor.

Algunos investigadores han observado que el éxito de una buena producción de camarón está supeditada, en principio, a la calidad de las postlarvas utilizadas; éstas, pueden ser colectadas del medio natural o de laboratorio donde son

producidas a partir de hembras grávidas obtenidas del mar o bien de hembras maduras bajo condiciones controladas. En éstas circunstancias, la población resultante recibe una serie de cuidados para lograr una buena sobrevivencia y calidad. Aquí la alimentación juega un papel muy importante sobre todo para los subestadios larvales, por lo que es necesario tener cultivos de algas y microorganismos planctónicos que aseguren el éxito de la población (Pretto, 1984).

Se han establecido criterios generalizados en cuanto a los tipos de alimentos y dosis a utilizar para las larvas. Tradicionalmente se ha alimentado a las protozoas con algas unicelulares y a las mysis con pequeños animales planctónicos como rotíferos (James y Abu-Rezeq, 1989; Samocha *et al.*, 1989), copépodos (Pretto, *op. cit.*) y *Artemia* (Biendenbach *et al.*, 1989; Kenneth *et al.* 1989; Kittaka, 1975; Navarro y Amat, 1991; Samocha, *op. cit.*), lo que ha motivado que se hayan realizado experimentos probando el efecto de esta alimentación en varias especies de peneidos. Por ejemplo para *P. schmitti* Alfonso *et al.* (1985) utilizaron *Chaetoceros ceratosporum* y tres especies de *Tetraselmis*; mientras que Leal *et al.* (1985) para la misma especie emplearon *T. chuii* y *Chlorella kessleri* y en ambos casos utilizando nauplios de *Artemia* o el de Kenneteh, *op. cit.* en *P. vannamei* utilizando *C. gracilis* y *Artemia*; o el de Tobias-Quinitio y Villegas (1982) alimentando larvas de *P. monodon* con *C. calcitrans* y *T. chuii*.

El fito y zooplancton constituyen el primer alimento vivo al que se enfrentan las larvas y por ello se requiere, de una preparación adicional y disposición de cantidades adecuadas (SEAFDEC, 1984; Huang, 1983).

Para el estadio larval se han probado alimentos muy variados, con la finalidad de sustituir o complementar la alimentación con microalgas. Entre estos alimentos se encuentran las levaduras probadas por Gelabert (1987) para *P. schmitti*, los nemátodos *Panagrellus redivivus* combinados con algas en *P. vannamei* por Biendenbach, *op. cit.* y los alimentos artificiales como el TOPAL empleado para *P. schmitti* por Gelabert (1988); el alimento comercial FRIPPAK empleado para *P. duorarum* por Corbalá (1990), o bien, el presentado por Kurmaly *et al.* (1989) alimentando a larvas de *P. monodon* con microencapsulados, sin embargo; ninguno de estos alimentos hasta el presente, ha logrado sustituir totalmente a las algas, pues éstas siguen dando los mejores resultados (Alfonso, *op. cit.*).

El subestadio de protozoa es la etapa más delicada de todo el desarrollo larval, pues las larvas han dejado de

alimentarse del vitelo y necesitan del fitoplancton que obtienen del medio; es por ésto que los organismos deben disponer de las cantidades adecuadas; además, es importante considerar la calidad de éste en los procesos de cría artificial ya que repercutirá en la sobrevivencia y vitalidad de los animales.

Las especies de camarones tienen sus propios requerimientos nutricionales, lo que hace que algunas especies de microalgas sean un mejor alimento para unas larvas que para otras, por los elementos que contienen (Alfonso, 1987).

Las investigaciones, de manera general plantean, que una sola especie de alga no es capaz de satisfacer totalmente los requerimientos nutricionales; por lo que distintas especies de microalgas son empleadas en la alimentación del camarón. Esto fue observado por Kuban *et al* (1985) para las larvas de *P. aztecus*, *P. setiferus*, *P. vannamei* y *P. stylirostris*, al alimentarlas con diferentes combinaciones de las diatomeas *Skeletonema costatum* y *Chaetoceros gracilis* y los flagelados *T. chuii* e *Isochrysis sp.* Lo mas común ha sido el uso de una mezcla de una diatomea y un flagelado, por ello se utilizan con mayor frecuencia *Chaetoceros gracilis*, *Tetraselmis chuii*, *Skeletonema costatum* e *Isochrysis galbana* (SEAFDEC, *op. cit.*; Huang, *op. cit.*).

En cuanto a la densidad algal, hay diversidad de criterios aún tratándose de la misma especie. Por ejemplo para *P. schimitti* se emplean 30 000 cel/ml de diatomeas y 10 000 a 50 000 cel/ml de flagelados (Gelabert, *op. cit.*). Por lo general para *Penaeus vannamei* se utilizan 100 000 células de diatomeas y 30 000 de flagelados (Biendenbach, *op. cit.*) y para *Penaeus stylirostris* y *Penaeus monodon* se usan alrededor de 100 000 cel/ml de diatomeas (Pretto, *op. cit.*).

Ewald (1965) y Corbalá (*op cit*) trabajaron con larvas de *P. duorarum*, el primero las alimentó con combinaciones de las algas *Dunaliella tertiolecta* y *Tetraselmis sp.*, *Phaedactylum tricoratum* y *Chlorella sp* pero no mencionó a qué densidades y, Corbalá *op. cit* empleó 5 000 cel/ml de *T. chuii* y 30 000 cel/ml de *C. gracilis* y obtuvo sobrevivencias muy bajas; esto motiva a realizar nuevos ensayos con las microalgas más comúnmente empleadas para otras especies, que pudieran proporcionar para *P. duorarum* mejores resultados en sobrevivencia, crecimiento y desarrollo.

Con relación a la tasa de ingestión, existen diversos trabajos sobre copépodos (Kiorboer, 1982; Paffenhöfer, 1971; Harri and Paffenhöfer, 1976; Mullin y Brooks, 1970), y moluscos (Aldana *et al*, 1989; Lucas y Rangel, 1981; Malouf ;

Breese, 1977); sin embargo, es poca la información que existe sobre este aspecto en peneidos. Emmerson, 1980 la determinó en *P. indicus* cuando empleó diferentes concentraciones de *Thalassiosira weissflogii*, mientras que Kurmaly *op. cit.* la determinó en función de *T. chuii* con *P. monodon* y además obtuvo las relaciones de respiración y crecimiento. Entre otros trabajos se encuentra el de Loya-Javellana (1989) quien evaluó la saturación de ingestión en larvas de *P. monodon* incrementando las densidades de *Tetraselmis sp.* Datos semejantes proveen una valoración en la cantidad y tipo de alimento a administrar en el crecimiento larval, pero se sabe que estos requerimientos cambian con el incremento de tamaño y desarrollo progresivo (Emmerson, *op. cit.*). De ahí la importancia de considerar la tasa de ingestión como un factor relevante para determinar las concentraciones óptimas de alimento para las especies.

Fue en las instalaciones del Centro Regional de Investigación Pesquera de Lerma-Campeche, donde se llevaron a cabo las investigaciones para la realización de este trabajo durante julio y agosto de 1992.

### 3.- OBJETIVOS

- Determinar la concentración óptima de *Chaetoceros gracilis* para la alimentación de larvas de camarón rosado *Penaeus duorarum*.

- Determinar la concentración óptima de *Tetraselmis tetrathele* para la alimentación de larvas de camarón rosado *Penaeus duorarum*.

- Conocer la cantidad de alimento consumida por cada subestadio larval.

- Conocer el incremento en talla de las larvas alimentadas con diferentes concentraciones y combinaciones de ambas algas.

- Observar la velocidad de metamorfosis y el tiempo de duración de las fases larvarias con distintas combinaciones de las dos microalgas.

- Establecer la tasa de sobrevivencia de Nauplio V a Postlarva 1.

#### 4.- MATERIAL Y METODOS

Para la realización de esta investigación, se utilizaron nauplios V de camarón rosado obtenidos de hembras grávidas en altamar y desovadas en el laboratorio.

Se manejó una densidad de cien nauplios por litro en recipientes plásticos de cinco litros de capacidad, ubicados en condiciones de oscuridad para tener un mejor control de las densidades algales deseadas. Se utilizó agua de mar filtrada por dos filtros de cartucho de cinco micras, pasada por luz ultravioleta y tratada con EDTA 1.0 mg/litro.

Se probaron diez tratamientos que consistieron en la combinación de diferentes concentraciones de las microalgas *Tetraselmis tetrathele* y *Chaetoceros gracilis*, que fueron cultivadas previamente en medio F2 Guillard, mediante etapas sucesivas de volumen de capacidad creciente, aireación constante, iluminación las 24 horas con lámparas de luz blanca fría de 40 Watts, temperatura de 22°C y salinidad de 30 o/oo.

El comienzo de la investigación se hizo con un diseño en el que se utilizó una combinación de *T. tetrathele* y *C. gracilis* cuyas concentraciones se modificaron de la siguiente manera:

TRATAMIENTO	Concentración <i>T. tetrathele</i> (cel/ml)	Concentración <i>C. gracilis</i> (cel/ml)
T1	3 000	40 000
T2	5 000	40 000
T3	6 000	40 000
T4	7 000	40 000
T5	9 000	40 000

Estos 5 tratamientos formaron parte del experimento 1, de donde se obtuvo la concentración de *T. tetrathele* que presentó la mayor sobrevivencia, el más rápido desarrollo y el mejor crecimiento. Esta concentración se empleó como constante para posteriormente variar las concentraciones de *C. gracilis* que fueron 30, 40, 50, 60 y 70 000 cel/ml.

TRATAMIENTO	Concentración <i>T. tetrathele</i> (cel/ml)	Concentración <i>C. gracilis</i> (cel/ml)
Ch1	constante	30 000
Ch2	constante	40 000
Ch3	constante	50 000
Ch4	constante	60 000
Ch5	constante	70 000

Estas combinaciones de *C. gracilis* con la concentración constante de *T. tetrathele* conformaron el experimento 2.

Cada tratamiento tuvo tres réplicas.

Las microalgas fueron administradas a partir de nauplio V, además de éstas se agregó el rotífero *Brachionus plicatilis* (1 rotífero por larva) cultivado con un fotoperiodo de 16 horas y alimentado con la microalga *Nanochloris sp.*, para protozoa II y protozoa III; a partir de mysis I se sustituyó por nauplios de *Artemia* (2 nauplios por mililitro) (Corbalá, *op cit*).

#### 4.1 TAMAÑO DE MUESTRA

Para calcular el tamaño mínimo de muestra, se midieron al azar diez protozoas desde el extremo anterior del rostrum hasta el final de la furca sin espinas y se hizo uso de la siguiente fórmula:

$$N = \frac{S^2 t^2}{K^2 y^2}$$

donde:

N= Tamaño de la muestra

S= Desviación de la media

t= Porcentaje de la distribución normal (Tablas t student)

K= Nivel de error en decimales

y= Media de la población muestreada

Cabe mencionar que las larvas que se observaron fueron sacrificadas, y se tomaron en cuenta al final del experimento para el porcentaje de sobrevivencia.

#### 4.2 ALIMENTACION

Para alimentar las larvas, se ajustaron las concentraciones de cada microalga dos veces al día en cada unidad experimental, realizando conteos con la cámara de Neubauer. Para mantener las concentraciones deseadas se utilizó la fórmula citada por SEAFDEC (1984).

$$Va = \frac{Vr (Cd - Cr)}{Ca - Cd}$$

Donde:

Va= Volumen de alimento a suministrar

Vr= Volumen de agua en el tanque (en mililitros)

Cd= Conc. de alimento deseado en el tanque

Ca= Conc. de alimento

Cr= Conc. residual de alimento en el tanque

#### 4.3 INDICE DE DESARROLLO

Para la determinación del índice de desarrollo se realizaron observaciones diarias del estadio de las larvas de una muestra representativa de organismos, empleando la fórmula propuesta por Villegas y Kanazawa (1979).

$$ID = \frac{\sum A}{N}$$

donde:

ID= Índice de desarrollo

A= Valor absoluto por número de larvas examinadas

N= Número de larvas examinadas en cada muestreo

Los valores absolutos asignados fueron: Protozoa I=1, Protozoa II=2, Protozoa III=3, Mysis I=4, Mysis II=5, Mysis III=6.

Los estadios larvales fueron identificados mediante las claves de Tabb (1972).

#### 4.4 CRECIMIENTO

Para la obtención del crecimiento se realizaron mediciones a los organismos, con un microscopio óptico Karl-Zeiss con regleta. Las mediciones se realizaron a los subestadios de protozoa I y III y a los subestadios de mysis I y III, para obtener el incremento en milímetros de cada estadio en cada tratamiento. Las longitudes se obtuvieron midiendo a las protozoas I desde el extremo anterior del cefalotórax hasta el final de la furca sin espinas; a las protozoas III desde el extremo anterior del rostrum hasta el final de la furca sin espinas. Para los subestadios de mysis I y III las mediciones se efectuaron desde la escotadura post-orbital hasta el extremo posterior del telson.

#### 4.5 SOBREVIVENCIA

La sobrevivencia de las larvas en cada tratamiento fue calculada mediante la estimación del número de organismos presentes al final de cada estadio, mediante el cálculo de su representatividad en porciento, en relación al número de animales sembrados.

#### 4.6 TASA DE INGESTION

La tasa de ingestión fue determinada por espacio de nueve horas para cada especie de microalga y para cada tratamiento mediante la fórmula propuesta por Paffenhöfer, *op cit.*

$$I_r = \frac{(C_e - C_c) (V)}{nt}$$

Donde:

$I_r$  = Tasa de ingestión (cel/larva/hr)

$C_e - C_c$  = Son los cambios en la concentración celular en el volumen experimental y el control

$V$  = Volumen de agua en el tanque (en mililitros)

$n$  = Número de organismos

$t$  = Tiempo (horas)



Diariamente se tomaron los parámetros fisicoquímicos de pH con un conductómetro digital modelo PC 18, salinidad con un refractómetro American Optical y la concentración de oxígeno disuelto y la temperatura con un oxímetro digital marca YSI Modelo 50 B.

Se realizó un análisis estadístico (ANOVA) de los resultados de crecimiento e ingestión con un nivel de significancia de 0.05% mediante el programa de computación Statgraphics.

## 5.- RESULTADOS

### 5.1. Experimento 1.

#### 5.1.1. PARAMETROS FISICOQUIMICOS

De los parámetros tomados durante el experimento se pudo observar que la temperatura, el pH y la concentración de oxígeno (Figuras 1A, 1B y 1C) se comportaron de manera parecida.

Los valores máximos y mínimos (Tabla 1) oscilaron de 23.7 a 26.8 °C para la temperatura, mientras que el pH se mantuvo alcalino en todos los tratamientos y el oxígeno disuelto se mantuvo entre 7.95 a 8.59 mgO<sub>2</sub>/litro.

La salinidad no presentó gran variación, osciló entre los valores de 29 y 31 ppm para T4 y T5, mientras que en los tres tratamientos restantes la salinidad varió entre 28 y 30 ppm.

Tabla 1. Valores máximos y mínimos de los parámetros fisicoquímicos del experimento 1.

		11	12	13	14	15
Temp.	MAX	26.0	26.7	26.6	26.6	26.8
	MIN	23.7	24.0	24.3	24.1	24.1
pH	MAX	8.32	8.27	8.31	8.33	8.31
	MIN	8.10	8.06	8.23	8.08	8.12
O <sub>2</sub>	MAX	8.59	8.45	8.53	8.49	8.47
	MIN	8.01	7.96	7.98	7.98	7.95
o/oo	MAX	30.3	30.0	30.3	30.6	30.3
	MIN	28.3	28.0	28.3	29.0	28.3

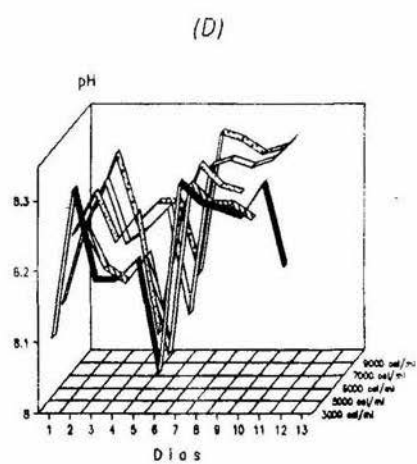
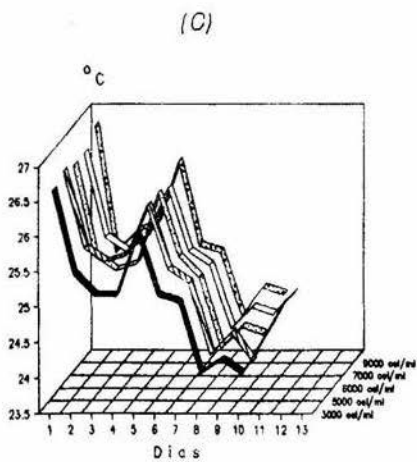
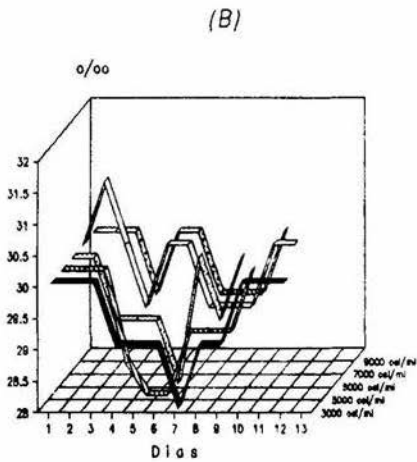
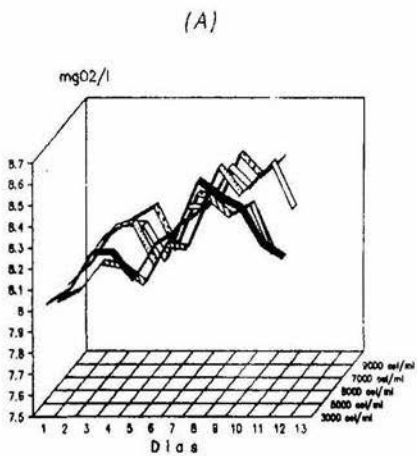


Fig. 1. Parámetros fisicoquímicos para el experimento 1

A) Oxígeno B) Salinidad C) Temperatura D) pH

### 5.1.2. DESARROLLO

En cuanto al desarrollo se observó, como lo muestra la Tabla 2, que en T2 Y T5 las larvas alcanzaron el estadio de mysis III a los 9 días (216 horas) mientras que los tratamientos 3 y 4 a los 10 días (240 horas). El T1 se retrasó dos días más llegando al último estadio larval a los 12 días (288 horas).

Tabla 2. Índice de Desarrollo obtenido para cada tratamiento en el experimento 1. NV=Nauplio V, 1=PzI, 2=PzII, 3=PzIII, 4=Myl, 5=MyII, 6=MyIII.

TRATAMIENTOS						
Horas	Días	T1	T2	T3	T4	T5
0	0	NV	NV	NV	NV	NV
24	1	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
48	2	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
72	3	1.86	2.0	1.88	1.78	1.85
96	4	2.04	2.92	2.47	2.64	2.61
120	5	2.33	3.42	3.12	3.07	3.14
144	6	2.80	3.95	3.75	3.78	4.06
168	7	3.38	5.0	4.28	4.21	5.35
192	8	4.23	5.85	5.52	5.56	5.0
216	9	4.66	5.91	5.86	5.87	6.0
240	10	5.42		5.93	5.83	
264	11	5.42				
288	12	6.0				

### 5.1.3. CRECIMIENTO

La prueba estadística ( $P < 0.05$ ) indicó que no se presentaron diferencias significativas para las longitudes en los subestadios de protozoa I y III y mysis I y III en los tratamientos T2, T3, T4 y T5, pero sí en el tratamiento T1, donde las longitudes alcanzadas fueron menores.

En la tabla 3, puede verse que de protozoa I a protozoa III, las larvas incrementaron en longitud 1.65 mm en el tratamiento T2, siendo éste el valor más alto, mientras que el más bajo se presentó en el tratamiento T1 con 1.33 mm; sin embargo, los restantes tratamientos no se encontraron muy alejados de T2.

Tabla 3. Incrementos de longitud en milímetros para los subestadios de protozoa y mysis en el experimento 1.

	PzI a PzIII	Myl a MyIII	PzI a MyIII
T1	1.33	0.52	2.24
T2	1.65	0.69	2.50
T3	1.55	0.53	2.25
T4	1.56	0.55	2.33
T5	1.59	0.62	2.38

De mysis I a mysis III hubo un mayor incremento en T2 con 0.69 mm, después en orden decreciente siguieron T5 con 0.62, T4 con 0.55, T3 con 0.53 y T1 con 0.52 mm, con una diferencia de 0.17 mm entre el valor más alto y el más bajo.

Los incrementos de protozoa I a mysis III fueron mayores en T2 (2.50 mm), T5 (2.38 mm) y T4 (2.33 mm); T1 presentó el menor crecimiento (2.24 mm).

#### 5.1.4. TASA DE INGESTION

Para el consumo de *C. gracilis* se encontró que, entre los tratamientos y para todos los subestadios de protozoa y en mysis I no hubo diferencias significativas ( $P < 0.05$ ), aunque para el subestadio de mysis II en los T1 y T2 si las hubo y también en el subestadio de mysis III, en T1, T2 y T4.

Para mysis II las variaciones en el consumo de alimento oscilaron entre 8 989 cel/larva/hr (T2) y 46 958 cel/larva/hora (T1), mientras que para las mysis III estas

variaciones fluctuaron de 14 474 (T4) a 47 096 (T1) cel/larva/hr.

Se puede ver en la Tabla 4, que el consumo máximo de *C. gracilis* en protozoa I, fue en el tratamiento T2 con 13 798 cel/larva/hr, mientras que protozoa II y III en T3 y T2 con 19 383 y 26 545 cel/larva/hr respectivamente.

Tabla 4. Consumo de *C. gracilis* (cel/larva/hr) para cada subestadio larval en el experimento 1.

	PZ1	PZ2	PZ3	MY1	MY2	MY3
CH1		16299	16589	21380	48958	47096
CH2	13798	16573	26545	18327	8989	16268
CH3	10902	19383	16157	42103	21910	18979
CH4	5885	18708	22277	19583	10324	14474
CH5	10890	8387	19107	33377	25005	21176
PROM	12028	16589	19326	25459	30414	21254

Para los subestadios de mysis I, la máxima ingestión se presentó en T3 con 42 103 cel/larva/hr, mientras que para mysis II y III los valores de consumo máximos fueron en T1 (46 958 y 47 096 cel/larva/hr).

No importó que se aumentaran las concentraciones de *T. tetrahele*, el consumo de *C. gracilis* en cada estadio fue mas o menos constante (Figura 4).

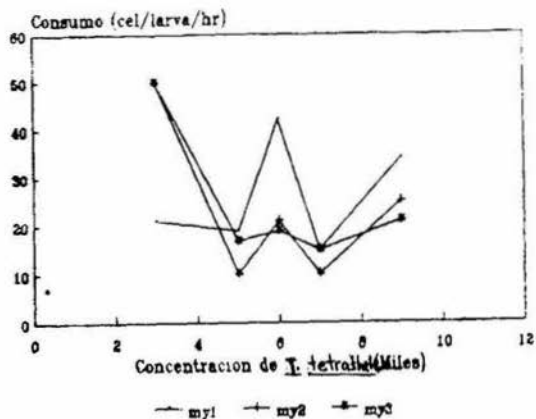
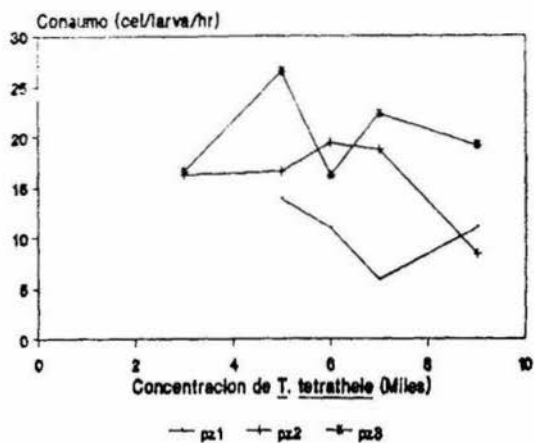


Fig. 4. Variación en el consumo de *C. gracilis* en los subestadios de protozoa y mysis en el experimento 1.

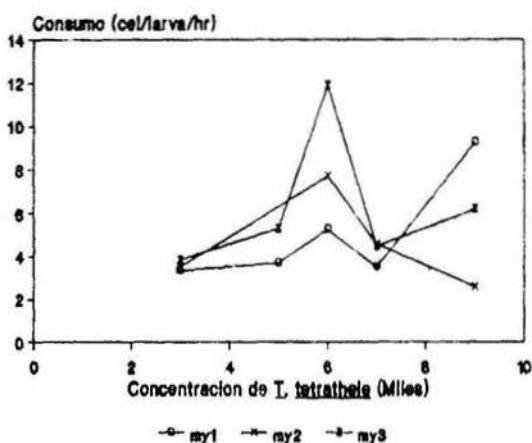
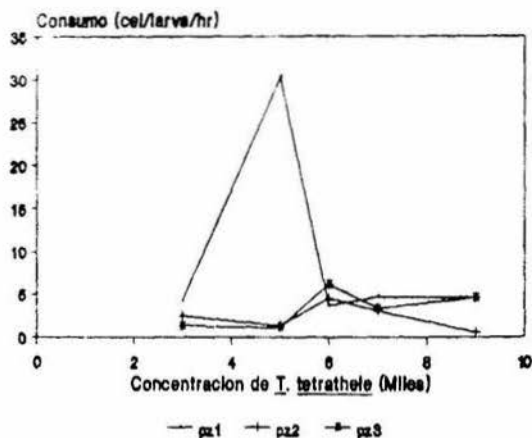


Fig. 5. Variación en el consumo de *T. tetrahele* en los subestadios de protozoa y mysis en el experimento 1.

En el consumo de *T. tetrathele* y de acuerdo al análisis de varianza, no existieron diferencias significativas (P<0.05) entre los tratamientos y para cada subestadio, excepto en el subestadio de protozoa II, donde solo el tratamiento T1 tuvo diferencias significativas.

En la Tabla 5 se muestra que el consumo máximo del flagelado por protozoa I, fue en el tratamiento T4 (4 644 cel/larva/hr), por protozoa I y II en T3 con 4 469 y 6 105 cel/larva/hr respectivamente.

Tabla 5. Consumo de *T. tetrathele* (cel/larva/hr) para cada subestadio larval en el experimento 1.

	Pz1	Pz2	Pz3	My1	My2	My3
T1	4154	2456	1344	3298	3496	3858
T2	3025	1325	1138	3695		5301
T3	3640	4469	6106	5271	7697	11859
T4	4844	3098	3323	3518	4807	4470
T5	4545	647	4583	9243	2587	6185
PROM	3879	2399	3254	4732	4484	6960

En mysis I el máximo consumo fue en el tratamiento T5 (9 243 cel/larva/hr), por mysis II y III en T3, con 7 697 y 11 859 cel/larva/hr.

De acuerdo a la variación en el consumo de *T. tetrathele* se observó (Figura 5) que en los subestadios de protozoa y mysis, la ingestión es muy parecida, con una tendencia a ser constante este consumo.

#### 5.1.5. SOBREVIVENCIA

La sobrevivencia por subestadios puede ser analizada en la Figura 2, donde el mayor porcentaje se presentó en T2 con un 90.4 % de nauplio V a protozoa I, en T3 un 67.33 % (porcentaje mínimo) y en los restantes tratamientos, se presentó un porcentaje aproximado de 80 %.

De protozoa III a mysis I el mayor porcentaje fue alcanzado por T2 (89.3 %) y el menor por T4 con una sobrevivencia de 59.01 %.

Se observó alta sobrevivencia en T5 de mysis III a postlarva 1 con un 87.44% y T1 fue el más bajo con 65.56%. Así el número de organismos vivos encontrados al final del experimento, considerándose la sobrevivencia total, fue mayor en T5 (59.4 %) seguido por T2 (56.4%) y T4 (47.8%), siendo el más bajo T1 con un 37.8 %.

Con base en todo lo expuesto y tomando en consideración que la concentración de 7 000 cel/ml de *T. tetrahele* presentó un rápido desarrollo, uno de los más altos incrementos en longitud y uno de los más altos porcentajes de sobrevivencia de nauplio V a postlarva 1, se optó por dejarla como constante para el experimento 2.



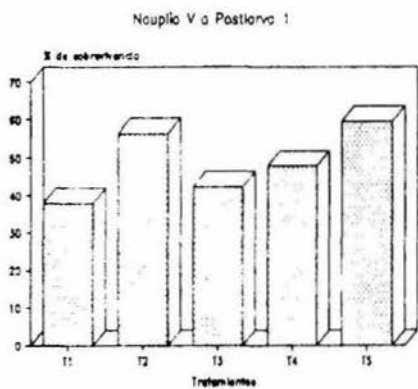
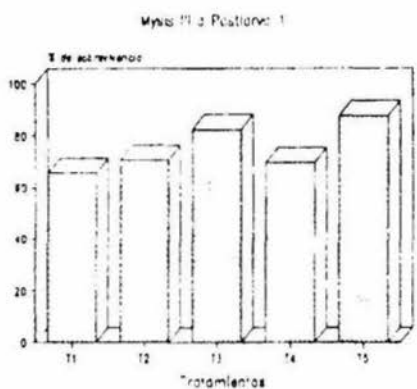
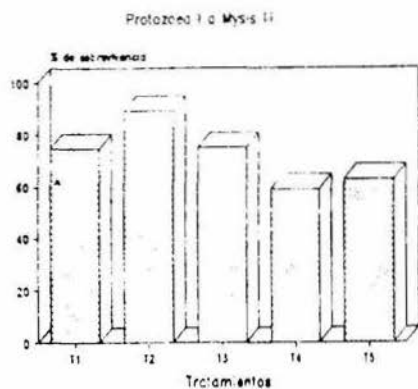
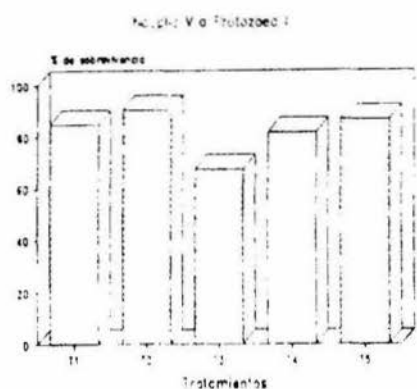


Fig. 2. Sobrevivencias obtenidas para los tratamientos con I. tetrathele al paso de cada subestadio.

## 5.2 Experimento 2

### 5.2.1. PARAMETROS FISICOQUIMICOS

El comportamiento de todos los parámetros se mantuvo muy parecido para los cinco tratamientos (Figuras 6 A-D).

Los valores máximos y mínimos se resumen en la Tabla 6. La salinidad presentó valores de 36 ppm a 37 ppm. La temperatura se mantuvo entre 23.7 y 25.9 °C. El pH presentó valores entre 7.92 y 8.23, mientras que la concentración de oxígeno disuelto varió entre 7.83 y 8.39 mgO<sub>2</sub>/ml durante todo el experimento.

Tabla 6. Valores máximos y mínimos de los parámetros fisicoquímicos en el experimento 2.

		Ch1	Ch2	Ch3	Ch4	Ch5
Temp.	MAX	25.3	25.8	25.5	25.9	25.8
	MIN	23.7	23.7	23.8	23.8	23.8
pH	MAX	8.13	8.22	8.19	8.23	8.20
	MIN	7.85	7.95	7.99	7.92	8.02
O <sub>2</sub>	MAX	8.35	8.37	8.39	8.21	8.23
	MIN	7.83	7.85	8.08	7.83	7.88
σ/∞	MAX	37.6	37.3	37.3	36.6	38.0
	MIN	36.0	33.0	36.0	36.0	36.0

### 5.2.2. DESARROLLO

Se observa en la Tabla 7, que los tratamientos Ch2, Ch3 y Ch4 llegaron desde protozoa I a mysis III en 8 días (192 horas), el Ch1 tardó un día más (216 horas), mientras que Ch5 se retrasó dos días más en comparación con los tres primeros tratamientos y llegó a mysis III en 10 días (240 horas).

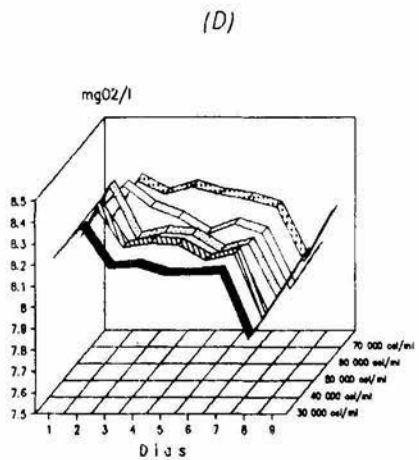
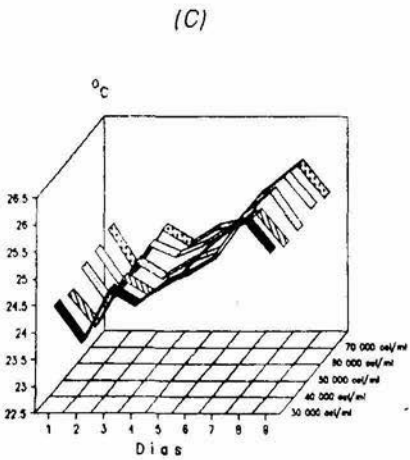
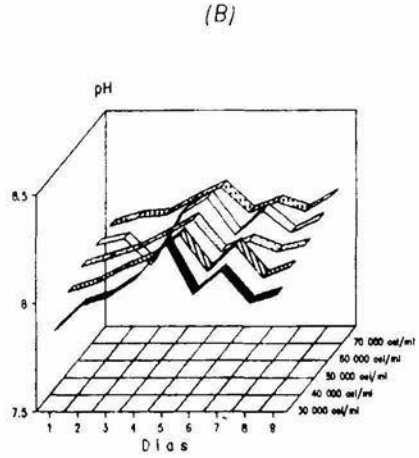
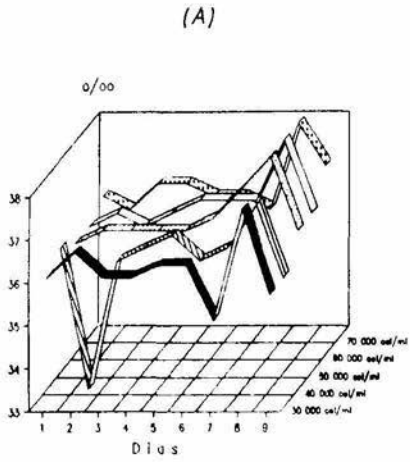


Fig. 8. Parámetros fisicoquímicos para el experimento 2

A) Salinidad B) pH C) Temperatura D) Oxígeno

Tabla 7. Índice de Desarrollo obtenido para cada tratamiento en el experimento 2. NV=Nauplio V, 1=PzI, 2=PzII, 3=PzIII, 4=Myl, 5=MyII y 6=MyIII.

TRATAMIENTO						
Horas	Días	Ch1	Ch2	Ch3	Ch4	Ch5
0	0	NV	NV	NV	NV	NV
24	1	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
48	2	1.86	1.94	1.93	1.77	1.94
72	3	2.0	2.0	2.0	2.0	2.0
96	4	3.0	3.0	3.0	2.88	2.77
120	5	3.05	3.16	3.33	3.72	3.22
144	6	3.94	4.22	4.05	4.05	3.81
168	7	4.94	5.32	4.88	4.99	4.32
192	8	5.83	6.0	5.95	6.0	4.73
216	9	5.8				5.15
240	10					5.4

### 5.2.3. CRECIMIENTO

La prueba estadística aplicada para las longitudes, no mostró diferencias significativas ( $P < 0.05$ ) entre ningún tratamiento para protozoa II y mysis I, excepto para Ch4 en protozoa I y III siendo las de éstos, las longitudes más pequeñas alcanzadas.

El mayor incremento en longitud de protozoa I a III; se observó que Ch3 y Ch2 presentaron incrementos de 1.61 mm (más alto) y el menor incremento fue para Ch4 con 1.26 mm (Tabla 8).

Tabla B. Incremento de longitud en milímetros para los subestadios de protozoa y mysis en el experimento 2.

	Pzl a PzIII	Myl a MyIII	Pzl a MyIII
Ch1	1.54	1.57	2.29
Ch2	1.61	0.66	2.46
Ch3	1.61	0.67	2.50
Ch4	1.26	0.54	2.43
Ch5	1.49	0.74	2.39

De mysis I a mysis III las larvas de Ch5 aumentaron 0.74 mm (incremento más alto), mientras que Ch4 presentó el más bajo (0.54 mm). De protozoa I a mysis III incrementaron más en longitud las larvas de Ch3 (2.50 mm) y menos las de Ch1 (2.29 mm).

#### 5.2.4. TASA DE INGESTION

Para el consumo de *C. gracilis* la prueba estadística indicó que no existen diferencias significativas entre tratamientos y subestadios, excepto en mysis III, donde solo Ch4 resultó ser menor al resto de los tratamientos.

La Tabla 9 señala los máximos de consumo de *C. gracilis*, donde se observa que protozoa I alcanzó la máxima ingestión en el tratamiento Ch4 con 99 890 cel/larva/hr, por protozoa II fue en Ch5 con 52 459 cel/larva/hr y protozoa III en Ch4 con 64 221 cel/larva/hr.

Tabla 9. Consumo de C. gracilis (cel/larva/hr) para cada subestadio larval en el experimento 2.

	Pz1	Pz2	Pz3	My1	My2	My3
Ch1	17155	27115	36032	37320	40022	42672
Ch2	63382	29992	29554	28303	50739	48997
Ch3	251419	28635	27219	39163	45927	57343
Ch4	99890	40196	64221	35325	60625	89362
Ch5	76172	52459	37959	57776	71617	
PROM	88266	36211	38578	41397	51805	59593

Para mysis I y II, la mayor ingestión se presentó en Ch5 con 57 776 y 71 617 cel/larva/hr respectivamente, mientras que en mysis III se alcanzó en Ch4 con 89 362 cel/larva/hr.

Se observó que cuando se aumentaban las concentraciones de C. gracilis y a medida que avanzaba el desarrollo de las larvas éstas consumieron más diatomeas (Figura 9).

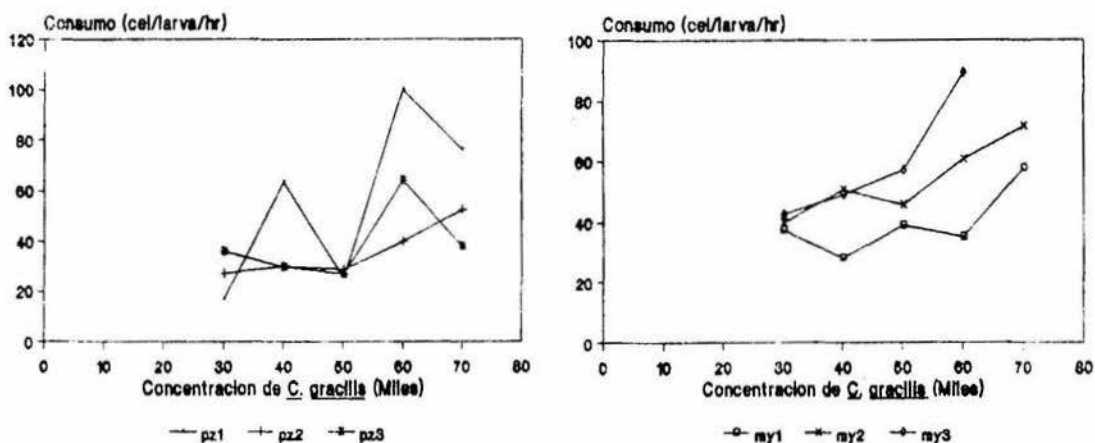


Fig. 9. Variación en el consumo de C. gracilis en los subestadios de protozoa y mysis en el experimento 2.

De acuerdo a la prueba estadística ANOVA, ninguno de los tratamientos mostró diferencias significativas en el consumo de *T. tetrathele*.

Las máximas tasas de ingestión (Tabla 10) fueron, en protozoa I en los tratamientos Ch3 y Ch4 con 9 795 y 9 816 cel/larva/hr, en protozoa II y III fue en Ch1 (10 364 y 10 723 cel/larva/hr), en mysis I y III el máximo consumo se presentó en Ch1 (9 799 y 8 560 cel/larva/hr) y en mysis II en Ch4 con 9 726 cel/larva/hr.

Tabla 10. Consumo de *T. tetrathele* (cel/larva/hr) para cada subestadio larval en el experimento 2.

	Pz1	Pz2	Pz3	My1	My2	My3
Ch1	8579	10364	10723	9799	9657	8560
Ch2	6205	4386	5561	5455	7053	4551
Ch3	9795	4660	8573	9334	7298	4595
Ch4	9816	8194	6476	7174	9726	5265
Ch5	8514	5088	5407	5498	6731	
PROM	8663	6063	6783	7147	8071	5847

Se observó que el consumo de *T. tetrathele*, al variar las concentraciones de *C. gracilis*, fue similar y constante en cada estadio (Figura 10).

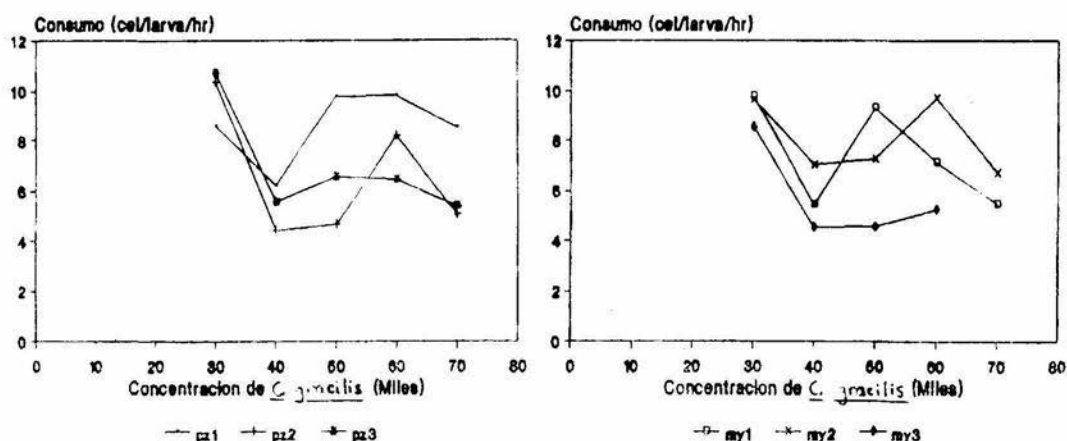


Fig. 10. Variación en el consumo de *T. tetrathele* en los subestadios de protozoa y mysis en el experimento 2.

### 5.2.5. SOBREVIVENCIA

Puede observarse en la Figura 7 que de nauplio V a protozoa I, la mayor sobrevivencia se presentó en Ch2 con 77.35% y la menor para Ch1 con 59.84%; de protozoa III a mysis I hubo un porcentaje de 77.37% en Ch1 y 64.83% en Ch4, con una diferencia de 12.54%.

La sobrevivencia mayor de mysis III a postlarva 1 se alcanzó en Ch2, con un 91.11% y la más baja se presentó en Ch5 con un 78.51%. Finalmente de nauplio V a postlarva 1 se dió en Ch1 la mayor sobrevivencia con 65.60% mientras que la menor fue para Ch5 con un 48.50%.

Considerando que la mejor concentración de *T. tetrathele* fue constante en todos estos tratamientos y que la concentración de 50 000 cel/ml de *C. gracilis*, presentó uno de las más rápidos desarrollos, incrementos en longitud y porcentaje de sobrevivencia fue considerada como concentración óptima de diatomea para *P. duorarum*.

Lo anterior determinó que las tasas máximas de consumo de *C. gracilis* y *T. tetrathele* para cada estadio larval de *P. duorarum* son:

	<i>C. gracilis</i> cel/larva/hr	<i>T. tetrathele</i> cel/larva/hr
Protozoa I	25 419	9 816
Protozoa II	52 459	10 364
Protozoa III	64 221	10 723
Mysis I	57 776	9 799
Mysis II	71 617	9 726
Mysis III	89 362	8 560



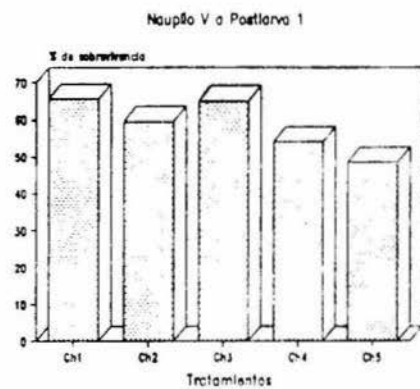
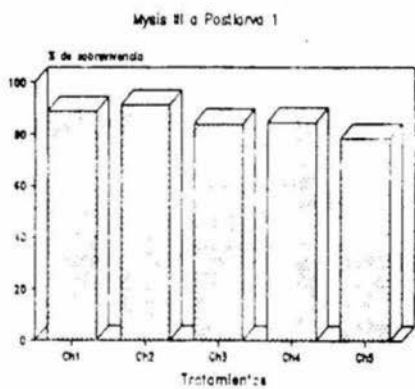
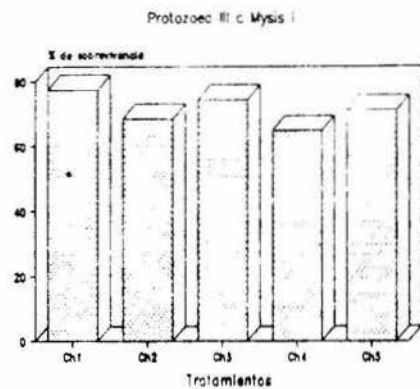
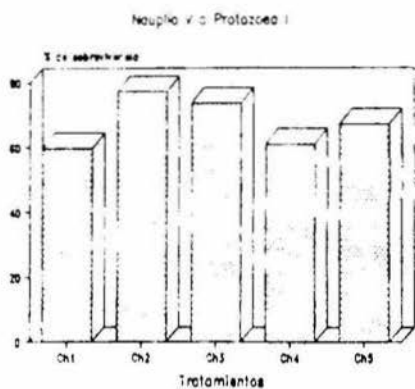


Fig. 7. Sobrevivencias obtenidas para los tratamientos con C. gracilis al paso de cada subestadio.

## 6.- DISCUSION

Con base en los resultados obtenidos, puede decirse que los factores fisicoquímicos en el experimento 1 (concentración de *C. gracilis* constante y variación de las concentraciones de *T. tetrathele*) y en el experimento 2 (concentración de *T. tetrathele* constante y variación de las concentraciones de *C. gracilis*) no influyeron de manera determinante en los parámetros biológicos analizados en esta investigación. La temperatura se mantuvo cercana a 26°C, rango óptimo reportado para esta especie por Ewald, *op. cit.* El oxígeno, la salinidad y el pH se mantuvieron dentro de la generalidad reportada para otras especies de peneidos en cultivo (Cook, 1965; SEAFDEC, *op. cit.*; CICTUS, 1983).

Es pertinente aclarar que las concentraciones iniciales de *C. gracilis* y de *T. tetrathele* que se emplearon en los experimentos se basaron en los reportado para *P. notialis* por diferentes autores; por el parentesco con *P. duorarum*. Esta decisión pudo haber influido para que el desarrollo de las larvas en los tratamientos del experimento 1 fuera más lento, en comparación con el del experimento 2; aún así comparando solamente aquellos tratamientos que alcanzaron el estadio de mysis III en menor tiempo, (T2, T5, Ch2, Ch3 y Ch4) existió únicamente diferencia de un día; este retraso se notó en el experimento 1 y se debió, a que las larvas se mantuvieron en el estadio de protozoa I 48 horas; mientras que, en el experimento 2 este estadio duró solamente un día (mayor probabilidad de sobrevivencia) ésto se explica porque en éste, se variaron las concentraciones de diatomeas que actuaron en forma determinante en el desarrollo, acelerando así, la metamorfosis de las larvas; y corroborando de esta manera lo reportado por Kuban, *op cit.*

Otras posibles influencias en el tiempo de desarrollo, pudieron haber sido: las condiciones de los organismos empleados, el paso rápido a protozoa II (posibilidad de sobrevivencia) así como la necesidad de cambio en los requerimientos alimenticios de las larvas con ello hubo un mayor consumo de algas y rotíferos; lo que propició el incremento del desarrollo y por tanto también, de ingestión y crecimiento.

Considerando que la concentración de algas que dio en general, mejores resultados fue 7 000 cel/ml de *T. tetrathele* y 50 000 cel/ml de *C. gracilis* el desarrollo de las larvas en esta investigación fué de 192 horas (8 días) hasta mysis III, y requirió más tiempo, en comparación con lo reportado por Gelabert, *op cit* con *P. schmitti* hasta mysis III, alimentando con *C. ceratosporum* (30 000 cel/ml) y *T.*

*tetrathele* (10 000 cel/ml) donde el desarrollo se alcanzó en 144 horas (6 días) a una temperatura de 26-29.5°C. También, con relación al tiempo reportado por Alfonso y Leal (1985) para *P. notialis* 138 horas (5.75 días) empleando *T. chuii* (50 000 cel/ml) y *Chlorella kessleri* (5 000 cel/ml) a una temperatura de 22.2-26.0 °C.

Aunque con diferencia de un día, el desarrollo de las larvas en la investigación realizada, se acerca mucho al resultado obtenido por Corbalà, *op cit.* que alimentó con 5 000 cel/ml de *T. chuii* y 30 000 cel/ml de *C. gracilis* a una temperatura de 26 a 28 °C, en *P. duorarum*.

Se sabe que el crecimiento es uno de los parámetros que mejor indican el valor nutritivo de una dieta (Kuban, *op cit*) de ahí que al observar diferencias en éste podremos determinar que concentraciones de algas resultaron ser mejores para las larvas de *P. duorarum*.

No se tomó en cuenta el tamaño de las protozoas I para conocer si existían diferencias significativas, debido a que estas longitudes son variables de acuerdo a la condición de las larvas, pero si fueron consideradas para obtener el incremento hasta mysis III.

El crecimiento se vió afectado con el incremento de las concentraciones de algas, detectando en el experimento 1, que a medida que se aumentaban las concentraciones de éstas, el crecimiento fue mayor y alcanzando en menos tiempo (Figura 3A), mientras que en experimento 2 se observó que desde Ch1 a Ch3 el crecimiento va en aumento (Figura 8A) y a medida que aumentan las concentraciones, se ocasionó que el crecimiento fuera menor y que esas longitudes fueran alcanzadas en más tiempo, tal vez porque las concentraciones de *C. gracilis* a partir de 60 000 cel/ml fueron muy elevadas, lo que puede ser relacionado a una baja asimilación de las algas por las larvas, debido a esta elevada concentración algal (Kurmaly, *op cit*). Sin embargo aunque Ch2, Ch3 y Ch4 alcanzaron el estadio de mysis III en 8 días, solo Ch3 y Ch2 obtuvieron las mayores longitudes.

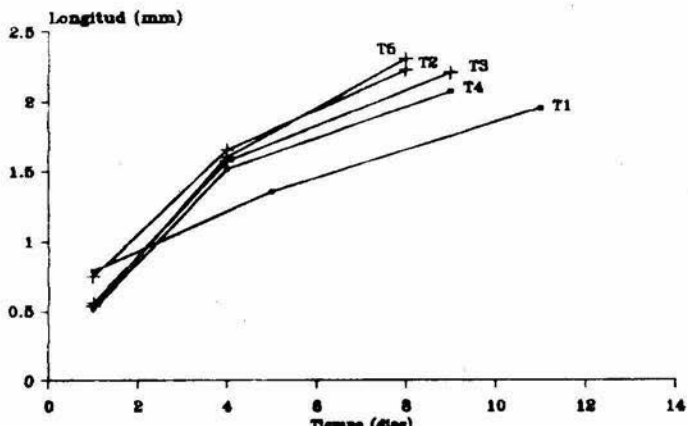


Fig. 5A. Relación longitud-tiempo en los tratamientos del experimento 1.

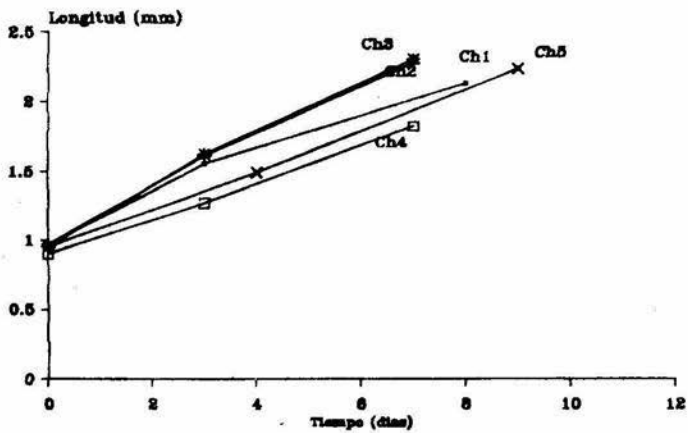


Fig. 5B. Relación longitud-tiempo en los tratamientos del experimento 2.

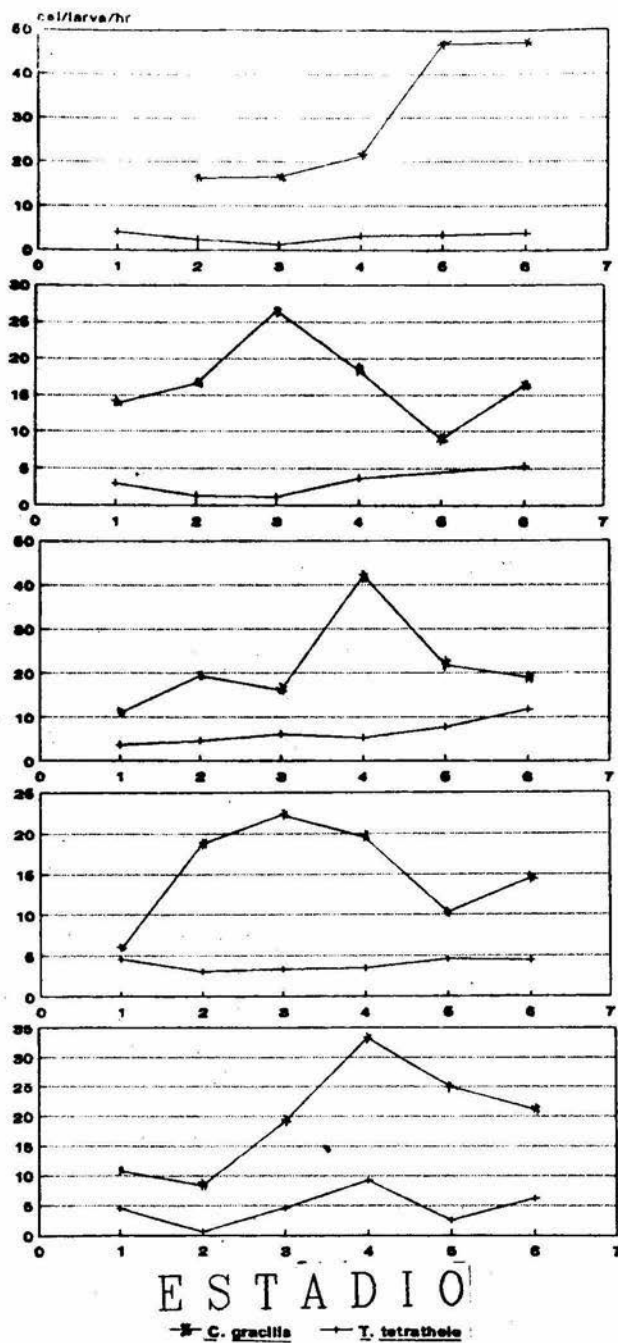
El tamaño de las larvas depende del tipo de alimento suministrado (Alfonso y Leal, *op cit*) y si consideramos nuevamente 7 000 cel de *T. tetrathele* y 50 000 de *C. gracilis* (Ch3), como concentración general con un incremento de protozoos I a protozoos III de 1.61 mm, de mysis I a III de 0.67 mm y de protozoos I a mysis III de 2.50 mm, se deduce que este cultivo bialgal en estas concentraciones es bueno en comparación con lo obtenido por Gelabert (1987) para *P. schmitti* alimentando con *C. ceratosporum* y *T. tetrathele*, ya que éste autor reporta incrementos de 1.41 mm de protozoos I a III y de 0.41 mm de mysis I a III; y también comparando con Alfonso y Leal, 1985 quienes trabajaron con *P. notialis* empleando *Isochrysis galbana* 3 000 cel/ml desde protozoos I a III (1.36 mm) e *Isochrysis galbana* 3 000 cel/ml en protozoos I y 6000 cel/ml de protozoos II a III, sin embargo no resultó ser tan bueno con el de Alfonso y Leal, *op cit* para *P. notialis* quienes lograron incrementos de protozoos I a III de 1.74 mm alimentando a las larvas con *T. chuii* y *C. kessleri*.

No se pudieron comparar los resultados de esta investigación con los obtenidos por Corbalà, *op cit* para *P. duorarum* debido a que éste, no consideró incrementos en longitud.

La tasa de ingestión da una valoración o cálculo de la cantidad y tipo de alimento a administrar para el crecimiento larval, cuando cambian los requerimientos, cuando incrementan en tamaño y se desarrollan progresivamente (McMahon, 1965). Hasta la fecha no existen trabajos publicados consideren, al mismo tiempo, el consumo de dos especies de algas por peneidos: sin embargo, se sugiere que para trabajos como el presente es preferible determinar el consumo de cada alga en presencia de la otra, además de considerar una posible influencia del tipo y concentración de la alga acompañante en la ingestión (Loya-Javellana, *op cit*).

Tanto en el experimento 1 como en el 2 durante toda la etapa larval el consumo de *C. gracilis* fue mayor que el de *T. tetrathele* (Figuras 3 y 8), este último fue estable existiendo un aumento en el consumo de *C. gracilis*, a medida que avanzaba el desarrollo de las larvas resultando ser similar a lo obtenido por Emmerson, *op cit* para *P. indicus*, ocasionado por la eficiencia de filtración de las larvas, puesto que los subestadios de protozoos filtran por medio de los maxilares por mecanismos de bombeo, mysis I es más eficiente por dos mecanismos filtradores, desde este estadio la eficiencia declina ya que a medida que hay crecimiento larval se prefieren tamaños de partículas permanentes (Cook and Murphy, 1971).

CONSUMO



T1

T2

T3

T4

T5

Fig. 3. Relacion del consumo de *T. tetrathele* y *C. gracilis* en cada subestadio del experimento I.

# CONSUMO

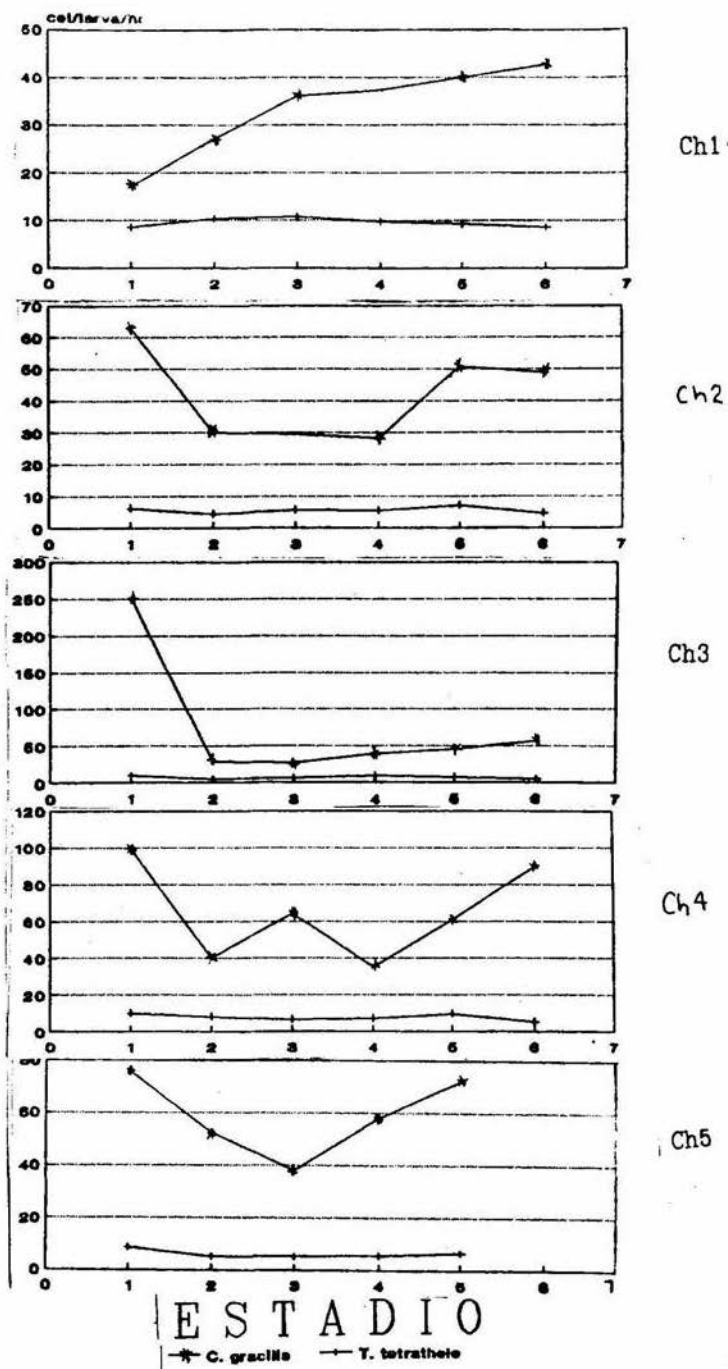


Fig. 8. Relacion del consumo de *T. tetrathele* y *C. gracilis* en cada subestadio del experimento 2.

Existió una influencia de la concentración variante de *T. tetrathele* sobre *C. gracilis* estableciéndose que a mayor concentración de *T. tetrathele* más rápido se alcanzaba la máxima ingestión de la diatomea, tal vez por ser de menor tamaño y por lo tanto consumirse más en los primeros estadios.

Contrariamente donde las concentraciones de *C. gracilis* variaban, en la mayoría de los tratamientos el consumo máximo de ésta fue en protozoa I disminuyendo hasta mysis I y a partir de aquí comenzando a aumentar de nuevo. Esta caída es muy probable que haya sido ocasionada porque estas concentraciones de *C. gracilis* fueron muy elevadas para los subestadios de protozoa; sin embargo, relativamente aceptables para los subestadios de mysis en donde solo en Ch2, Ch4 y Ch5 se acercan mucho al máximo consumo de esta alga.

Durante ambos experimentos *C. gracilis* presentó cambios radicales en cuanto al consumo, mientras que *T. tetrathele* se mantuvo relativamente estable.

Se encontró cierta influencia de las algas en un principio, cuando se mantuvo la densidad constante de *T. tetrathele* sobre todo en los subestadios de mysis; sin embargo, cuando se experimentaron las concentraciones de la diatomea, el consumo del flagelado se estabilizó y no influyó en el consumo de *C. gracilis* por las larvas; de ahí que *C. gracilis* haya sido determinante y base para la alimentación de las larvas de *P. duorarum* y es muy probable que *T. tetrathele* sea un complemento en la dieta.

No importó que densidad de *T. tetrathele* se encontraba en el medio, las larvas solo consumieron lo necesario, así que no influyó en el consumo de esta alga al aumentar su concentración. Tampoco afectó el incrementar las concentraciones de *C. gracilis* por lo que las máximas ingestiones obtenidas para cada subestadio son representativas y esto es de vital importancia para el cultivo de esta especie porque solo así se podrá suministrar el alimento necesario, evitando desperdicio de alimento y problemas de sanidad al agregar algas desmesuradamente, además de ser una estrategia efectiva en el crecimiento, desarrollo y sobrevivencia de las larvas.

En comparación con otros trabajos en donde solo se maneja una alga en la dieta, Kurmaly, *op. cit.* con *P. monodon* obtiene consumos de *T. chuii* muy semejantes al presente, para los subestadios de protozoas, pero los consumos de los subestadios de mysis son de 23 000 a 27 000 cel/larva/hr, siendo éstos superiores a los obtenidos en esta investigación



(9 000 cel/larva/hr). Loya-Javellana, *op. cit.* con *P. monodon* alimentando con *Tetraselmis sp.* obtiene consumos para protozoa I y II semejantes al presente (10 000 cel/larva/hr) sin embargo altos para mysis III.

Comparando con el trabajo de Emmerson, *op. cit.* para *P. indicus* con la diatomea *T. weissflogii*, los consumos de *C. gracilis* fueron más altos, esta diferencia debe ser por tratarse de especies y condiciones de experimentación distintas.

Se atribuye que la sobrevivencia de nauplio V a protozoa I estuvo determinada por la condición de las larvas, pues aunque en el medio se encontraba el alimento no pudieron ingerirlo sino hasta el estadio de protozoa.

En la bibliografía se reporta que para otras especies de peneidos, los porcentajes de sobrevivencia alrededor del 40% desde el último estadio subnaupliar hasta postlarva 1, son aceptables (Leal, *op cit*) así es que las sobrevivencias obtenidas en ambos experimentos son buenas aunque fueron superiores en donde se variaron las diatomeas.

De acuerdo a las concentraciones con mejores resultados (50 000 cel/ml de *C. gracilis* y 7 000 cel/ml de *T. tetrathele*), se encontró que la sobrevivencia de nauplio V a postlarva 1 (64.89 %) fue superior a la obtenida por Corbalá, *op cit* para la misma especie (19.9%) con 5 000 células de flagelado y 30 000 de diatomea; fueron similares a los obtenidos por Leal, *op cit* para *P. notialis* hasta mysis I (70%) alimentando con *C. kessleri* y *T. chuii*, y a lo reportado por Gelabert, *op cit* para *P. schmitti* con los mismos géneros hasta mysis III (70.5%), sin embargo fue menor el porcentaje al registrados por Leal, *op cit* para esta misma especie hasta mysis I (94%).

## 7.- CONCLUSION

Con base en las condiciones y combinaciones de algas empleadas en este estudio, se concluye que la concentración de 7 000 cel/ml de *Tetraselmis tetrathele* y 50 000 cel/ml de *Chaetoceros gracilis* son las concentraciones óptimas para todos los subestadios larvales de *Penaeus duorarum*.

De acuerdo a éstas concentraciones las larvas consumen alrededor de 9 000 cel/larva/hr de *Tetraselmis tetrathele*, mientras que los consumos de *Chaetoceros gracilis* varían de 25 000 cel/larva/hr en protozoa I hasta 89 000 cel/larva/hr en mysis III.

Las larvas pudieron crecer 1.61 mm desde protozoa I a protozoa III. 0.67 mm de mysis I a III y 2.50 mm desde el estadio de protozoa I hasta mysis III.

El desarrollo larval finalizó en 192 horas con una duración de un día en protozoa I, protozoa II y en todos los subestadios de mysis y de dos días en protozoa III.

Los porcentajes de sobrevivencia de esta investigación son de 74.2 % de protozoa III a mysis I, 83.88 % de mysis III a postlarva 1 y de 64.98 % de protozoa I a postlarva 1, muy superiores a los obtenidos anteriormente para *P. duorarum*.

*C. gracilis* es mas importante que el flagelado *T. tetrathele* en la dieta larval de *Penaeus duorarum*.

## 8.- BIBLIOGRAFIA

- Aldana, A.D.; Lucas, A. *et al* (1991) Observations on ingestion and digestion of cellular algae by *Strombus gigas* larvae (Mollusca, Gastropoda) using epifluorescence microscopy. *Aquaculture*. 92:359-366
- Alfonso, E; Leal, S y Guitart, B. (1985) Ensayos sobre la alimentación de protozoos de *Penaeus notialis* en el laboratorio. *Rev. Inv. Mar.* 6(1):79-86.
- Alfonso, E. (1987) Alimentación de larvas del camarón *Penaeus schmitti*. Diatomeas y flagelados. *Centro de Inv. Mar. Univ. de la Habana*. 9(1):47-57.
- Andrade, I.N., Bray, W.A., Leung, J.T. and Lawrence, A. (1991) Reproduction of ablated and unablated *Penaeus schmitti* in captivity using diets consisting of fresh-frozen natural and dried formulated feeds. *Aquaculture*. 99:387-398.
- Anónimo (1990a) World shrimp farming. *Aquaculture Digest*. 28
- AQUACOP. (1975) Maturation and spawning in captivity of penaeid prawns *Penaeus merguensis* de Man, *P. japonicus* Bates, *P. aztecus* Ives, *Metapenaeus ensis* de Haan and *P. semiculcatus* de Haan. *Proc. World Maricult. Soc.* 8:927-945.
- Barnes, R.D. (1985) *Zoología de los Invertebrados Ed. Latinoamericana México* 1157 pp.
- Biendenbach, J. M. *et al* (1989) Use of the Nematode *Panagrellus redivivus* as an *Artemia* Replacement in a larval Penaeid Diet. *J. World Aquac. Soc.* 20(2):61-71
- CICTUS (1983) El cultivo del Camarón Azul *Penaeus stylirostris*. STIMPSON. Sonora. México. 126 pp.
- Cook, H.L. y Murphy, M.A. (1965) Rearing Penaeid Shrimp From Eggs to Postlarvae. *American Fisheries Society*. October 10-13.
- Cook, H.L. y Murphy, M.A. (1971) Early developmental stages of the brown shrimp. *Penaeus aztecus* Ives, reared in the laboratory. *Fishery Bull. Fish Wildl. Serv. US* 69(1):10-13
- Corbalá, A.B. (1990) Desarrollo larvario de *Penaeus duorarum* bajo tres regímenes alimenticios. Informe final de Servicio Social. UAM. México. 53 pp

- Chapa, S.H. (1980) La biología y el cultivo de los camarones. SEP. Subsecretaría de Educación e Investigación Tecnológica. Dir. Gral. Cienc. y Tec. del Mar. México. 72 pp.
- Chamberlain, G.W. and Lawrence, A.L. (1981) Maturation; reproduction and growth of *P. vannamei* and *P. stylirostris* fed natural diets. Proc. 12th. Annu. Meet. World Maricultur. Soc., 1:209-224
- Dobkin, S. (1961) Early Developmental Stages of Pink shrimp, *Penaeus duorarum* from Florida Waters. Fishery Bulletin. 61:325-340.
- 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.
- Ewald, J.J. (1965) The Laboratory rearing of pink shrimp, *Penaeus duorarum* Burkenroad. Bull. Mar. Science 15(2): 436-449.
- FAO. (1980) Informe del Centro Regional Latinoamericano de Capacitación en Métodos de Investigación de la Biología Pesquera del Camarón y Evaluaciones de sus recursos camaroneos. FAO/UNDP (TA) (No. TA 3005): Vol II. 274 pp.
- Galgani, M.L. et AQUACOP (1989) Influence du régime Alimentaire sur la Reproduction en Captivité de *P. vannamei* et *P. stylirostris*. Aquaculture 80:97-109
- Gelabert, R., Alfonso, E., Hernández, O. y Leal, S. (1987) Experiencias de alimentación de larvas de camarón *Penaeus schmitti* con levaduras obtenidas industrialmente. Rev. Inv. Mar. Univ. de la Habana. 9(1):59-69.
- Gelabert, R. (1988) Alimentación de larvas de camarón *Penaeus schmitti* con alimento artificial. Rev. Inv. Mar. Univ. de la Habana. 19(2):95-103.
- Harris, R. P. and Paffenhöfer, G.A. (1976) The effect of food concentration on cumulative ingestion and growth efficiency of two small marine planktonic copepods. J. Mar. Biol. Ass. U.K. 36:875-888
- Huang. (1983) Conferencia sobre la tecnología del cultivo y producción de semilla de camarón. Misión Técnica de Acuicultura de la República de China en la República de Ecuador. Guayaquil. Enero 1983. pp 7-9.

- James, C.M. and Abu-Rezeq, T.S. (1989) Production and Nutritional Quality of two small-sized strains of the Rotifer *Brachionus plicatilis*. J. World Aquac. Soc. 20(4):261-267
- Kenneth, C. (1989) Application and Evaluation of an Artificial Diet for Rearing the larvae of *Penaeus vannamei*. World Aquac. Soc. 20:73A
- Kiorboer. (1982) Ingestion rate and gut clearance rate in the planktonic copepod *Centropages hamarus* in relation to food concentration and temperature. Ophelia 21:181-194
- Kittaka, J. (1975) Food and growth of Penaeid Shrimp. In: Proceedings of the First International Conference on Aquaculture Nutrition. 249-285
- Kuban, F.D., Lawrence, A.L. and Wilkenfiel, S.S. (1985) Survival, metamorphosis and growth of larvae from four Penaeid Species fed six food combinations. Aquaculture, 47:151-162
- Kurmaly, K., Yule, A.B. y Jones, D.A. (1989) An Energy Budget of the larvae of *Penaeus monodon* (Fabricius) Aquaculture. 81:13-25.
- Leal, S. et al (1985) Recomendaciones sobre la alimentación de larvas de camarones *Penaeus notialis* y *penaeus schimitti* en cultivo. Rev. Inv. Mar. 6(1):87-93.
- Loya-Javellana, G.N. (1989) Ingestion saturation and growth responses of *Penaeus monodon* Larvae to food density. Aquaculture. 81:329-336
- Lucas, A. y Rangel C. (1981) Vitesse d'ingestion du phytoplancton observées au microscope à épifluorescence chez les larves de *Mytilus edulis* (Bivalva, Mollusca) Haliotis. 11:171-180
- Malouf, R.E. y Breese, W.P. (1977) Food consumption and growth of larvae of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* in a constant flow rearing system. Proc. Natl. Shellfish. Assoc. 67:10
- McMahon, J.W. and Rigler (1965) Feeding rate of *Daphnia magna* Straus in different foods labelled with radioactive phosphorus. Limnol. Oceanogr. 10:105-113
- Morales, J.J. (1982) El cultivo del camarón. Téc. Pesq. 171:12-17.

- Moreno, L. (1986) El cultivo del camarón Téc. Pesq. 224(19):12-21.
- Moore, D.W., Sherry, R.W. and Montanez, F. (1974) Maturation of *P. californiensis* in captivity In: Proc. Annu. Workshop World Maricultur. Soc., Charleston, S.C. 27-26 Jan.,445-449
- Mullin, M.M. and Brooks, E.R. (1970) The effects of concentration of food on body wight, cumulative ingestion and rate of growth of the marine copepod. Limnol. Oceangr. 12:657-666
- Navarro, J.C. and Amat, F. (1991) Effect of algal diets on the fatty acid composition of brine shrimp, *Artemia sp* cysts. Aquac. 101:223-227
- Ochoa, G. (1987) En Sonora el cultivo de camarón es una realidad. Acuavisión. 8(2):32-33.Pretto, M.R. (1984) Manual de cría de camarones Peneidos. Panamá. Ministerio de Desarrollo Agropecuario. Dir. Nal. Acuac.
- Paffenhöfer, G.A. (1971) Grazing and Ingestion rates of nauplii copepodids and adults of the marine planktonic Copepod *Calanus helgolandicus*. Marine Biology 11:286-298
- Pérez, I.F. (1970) Claves ilustradas para la identificación de los Camarones Comerciales de la América Latina. S.I.C. Inst. Nal. Inv. Biol. Pesq. Comisión Nacional Consultiva de Pesca. México. 48pp.
- Pretto, M. R. (1984) Manual de cria de camarones peneidos. Panamá. Ministerio de desarrollo agropecuario. Dir. Nal. de Acuacultura.
- Samocha, T.M., Uziel, N. and Browdy, C.L. (1989) The effect of Feeding Two Prey Organisms Nauplii of *Artemia* and Rotifers, *Brachionus plicatilis* (Muller), upon Survival and Growth of larval Marine Shrimp, *Penaeus semiculcatus* (de Haan). Aquaculture.,77:11-19
- Sánchez, A.J. y Soto, L.A. (1990) El recurso camaronero en el litoral de los estados de Veracruz, Tabasco y Campeche. Acuavisión. 19:27-29.
- SEAFDEC (1984) A guide to prawn hatchery desing and operation. Aquacul. Ext. Man. Aquacult. Dep. Southeast Asian Fish. Dev. Cent. (9):1-24.

- Tabb, D.C. (1972) A manual for culture of pink shrimp *Penaeus duorarum* from eggs to postlarvae suitable for stocking. Sea Grant Special Bulletin 7. 70pp.
- Tobias-Qunitio, E. and Villegas, C.T. (1982) Growth, survival and macronutrient composition of *Penaeus monodon* Fabricius larvae fed with *Chaetoceros calcitrans* and *Tetraselmis chuii*. Aquaculture.,29:253-260
- Villasante, J.O.B. (1988) Potencial acuicola en las costas de Campeche para el cultivo del camarón. Acuavisión. 14(2-3):8-10.
- Villegas, C.T. y Kanazawa, A. (1979) Relationship between diet composition and grown rate of zoal and mysis stages of *Penaeus japonicus*. Bate. Fish. Res. J. Philipp. 4(2):34-40.

## 9.- ANEXOS

### 9.1.- CULTIVO DE MICROALGAS

Para el cultivo sucesivo de microalgas se inició con un stock puro de algas; del cual se transfirieron 1 ml a cada uno de tres tubos de ensaye de 15 ml con 12 ml de medio F2 Guillard modificado esterilizado en autoclave durante 15 minutos a 15 libras. Después de 8 días, dos de estos tubos se utilizaron para sembrar dos matraces de 250 ml y el tubo restante se guardó para mantener el cultivo.

Después de una semana se hicieron transferencias de las algas de los matraces de 250 ml a volúmenes de un litro en donde permanecieron 4 días, después de este tiempo se pasaron a matraces de 4 litros durante tres días y finalmente de estos cultivos fueron transferidos 2 litros a garrafones de 20 litros.

### 9.2.- CICLO DE VIDA DE PENEIDOS

Los camarones del género *Penaeus* maduran y se reproducen en mar abierto mientras que su crecimiento hasta juveniles se lleva a cabo en las lagunas litorales y bahías o en aguas someras (Chapa, *op cit*)

La primera maduración sexual sucede generalmente entre los 6 y 7 meses. Han desarrollado una migración reproductiva en primavera y verano según la especie para asegurar los encuentros y fertilización de huevos. Esta migración ocurre desde aguas mas profundas a aguas mas someras con la finalidad de proporcionar a las larvas la oportunidad de entrar a las zonas litorales, originándose primeramente los nauplios, éstos mudan a protozoeas y posteriormente estas últimas a mysis, todos planctónicos. Las postlarvas ingresan a lagunas litorales, volviéndose bentónicas dirigiéndose a sitios mas someros donde comienzan a crecer. Conforme va creciendo un nuevo camarón va hacia aguas más profundas, emigrando hacia mar abierto, siendo ya un juvenil, aquí se dispersan para engordar y madurar sexualmente. Al ser adultos se reunen nuevamente para la reproducción reiniciándose el ciclo.

En general se considera que de huevo a postlarva habrá ocurrido un periodo de 15 días. La alimentación de cada uno de estos estadios es la siguiente:



Adultos.-materia orgánica del fondo (cadáveres, bacterias, organismos del bentos y de la epifauna).

Nauplio.- vitelo

Protozoos.- algas unicelulares (fase más crítica del ciclo)

Postlarvas.- materia orgánica del fondo.

### 9.3.- *Penaeus duorarum*

#### 9.3.1. Taxonomía (Tomada de Chapa 1980)

Phyllum            Arthropoda  
Clase              Crustacea  
Subclase          Malacostraca  
Superorden        Eucarida  
Orden              Decapoda  
Suborden          Natantia  
Superfamilia      Penaeidea  
Familia            Penaeidae  
Subfamilia        Penaeidae  
Género             Penaeus  
Especie            *Penaeus duorarum*

#### 9.3.2. Biología

*Penaeus duorarum* es una especie del océano atlántico muy abundante en las aguas tropicales y subtropicales. Se encuentra desde la bahía Delaware, en Estados Unidos de Norteamérica hasta el Golfo de México en Bermudas, cerca de las islas del Caribe y la costa este de Sudamérica. Hasta la parte sur de Brasil existe cierta cantidad.

En el Golfo de México se localiza en dos áreas principalmente; una al oeste de la península de Yucatán, en la Sonda o Banco de Campeche y la otra en la península de Florida.

En estos lugares hay una ancha cornisa continental que desciende gradualmente cubierta con una capa de fango suave y arena con corrientes en ambos sentidos (campos nodriza) donde los camarones jóvenes pasan parte de su vida. Al parecer, para que completen su ciclo de vida es necesario este tipo de corrientes.

La especie tiene un comportamiento vertical nocturno cuando se encuentra en grandes cantidades. Presenta hábitos nocturnos, enterrándose en el día en fondos arenosos o arenosos con conchuela. Abandona estos refugios alrededor de las 19:00 horas y regresa a ellos a las 4:00 horas, de ahí que su pesca se realice por la noche.

El camarón rosado es una de las más valiosas especies de cruataceos decápodos y que al igual que *Penaeus setiferus* y *P. aztecus* es cultivado de manera experimental. El desarrollo de estas tres especies es muy semejante al de *P. japonicus*.

Los juveniles y adultos pueden tolerar rangos de temperatura entre 11 a 40°C pero mueren al ser expuestos a menos de 10°C por 6 a 10 horas.

*P. duorarum* raramente se encuentra en aguas naturales con temperatura arriba de 36°C. Se ha visto que dejan de alimentarse cuando la temperatura del agua baja a 18°C.

Los juveniles se encuentran en salinidades de 5.0 ppt. Se encuentran en el extremo sur de los estuarios en Florida durante verano. Los juveniles son escasos en áreas donde las salinidades exceden las 65 ppt. Los adultos se encuentran siempre cercanos de 33 a 36 ppt (Tabb, *op cit*).

Es una especie de tético cerrado, por lo que el macho debe fecundar a la hembra cuando ésta ha recién mudado, lo cual incrementa la mortalidad natural. Presenta, como característica diacrítica, un surco dorsolateral estrecho, generalmente con una relación quilla-surco mayor de tres. Surco con frecuencia cerrado (Pérez, 1970).

En Campeche presenta varios picos de desove durante el verano, siendo el más importante el de agosto-septiembre donde se encuentra una alta frecuencia de organismos maduros, siendo menor este porcentaje en los meses de abril a mayo y muy reducido en los meses de junio a julio. (Infron Abraham) Presenta desoves a una profundidad que va de 10 a 20 brazas y a una temperatura de 19 a 31 °C (Tabb, *op cit*).

Presenta huevos esféricos no adhesivos los cuales se depositan en el fondo. Tiene un desarrollo larval de 10 a 20 días, según las condiciones del medio, el cual consta de cinco subestadios de nauplio, tres de protozoa y tres de mysis.

Puede vivir hasta 27 meses y alcanzar un tamaño máximo promedio de 192 mm.

### 9.3.3. Estadios larvales

A continuación se presentan los estadios larvales por los que atraviesa este peneido. Sus características de acuerdo a los reportado por Dobkin, 1961 y Tabb, 1972 son las siguientes:

Nauplio I.-Cuerpo piriforme espinas caudales cóncavas, tres espinas largas terminales en la primera antena.

Nauplio II.-Bordes de las espinas caudales mas corbados hacia afuera, concavidad más pronunciada, tres setas terminales en la primera antena (una larga, una moderada y otra corta).

Nauplio III.-Primera antena con dos setas terminales una larga y otra corta, en la base de la antena se presenta un esbozo de segmento, procesos furcales con tres espinas.

Nauplio IV.-Proceso furcal con cinco espinas. Aparición de apéndices.

Nauplio V.-Cuerpo más alargado, primera y segunda antena con principios de segmentos y muchas setas, procesos furcales muy bien definidos, protuberancias en la base de las mandíbulas, órganos frontales (difíciles de ver)

Protozoa I.-Cuerpo alargado dividido en dos partes (cefalotórax y abdomen), presencia de ojos sésiles.

Protozoa II.-Presencia de ojos pedunculados, rostrum presente, una espina bifurcada a cada lado de los ojos.

Protozoa III.-Aparición de un par de urópodos birrámeos y espinas en los somitas abdominales.

Mysis I.-Semejante al camarón, desarrollo de abanico en el telson y urópodos, aparición de primordios de pleópodos.

Mysis II.-Primordios de pleópodos con un segmento.

Mysis III.-Pleópodos completamente visibles, largos y segmentados aparición de una espina dorsal en el rostrum.

Postlarva I.-Aparición de setas verdaderas en los pleópodos.