

00361



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS  
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

15

“Producción de postlarvas y engorda de camarón rosado  
Farfantepenaeus duorarum (Burkenroad 1939) en la  
granja de Tenabo la Costa Campeche”.

297719

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
MAESTRA EN CIENCIAS (BIOLOGÍA)  
P R E S E N T A  
MARTHA GABRIELA PASTOR DÍAZ

ASESOR: Dr. Carlos Rosas Vázquez.

ESTA TESIS NO SALE  
DE LA BIBLIOTECA



Universidad Nacional  
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

**Biblioteca Central**



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

**DERECHOS RESERVADOS ©**  
**PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

---

FACULTAD DE CIENCIAS

DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO

“Producción de postlarvas y engorda de camarón rosado  
Farfantepenaeus duorarum (Burkenroad 1939) en la  
granja de Tenabo la Costa Campeche”.

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
MAESTRA EN CIENCIAS (BIOLOGÍA)  
P R E S E N T A  
MARTHA GABRIELA PASTOR DÍAZ

México D.F. octubre de 2001.

**QUIERO DEDICAR ESTE TRABAJO A:**

**A GABRIEL Y FANNY MIS PADRES POR  
EL AMOR QUE ME HAN BRINDADO  
SIEMPRE Y POR SU EJEMPLO DE  
TRABAJO, HONRADEZ Y CONSTANCIA.**

**A MI ESPOSO GERMINAL MARCET POR  
SU AMOR INCONDICIONAL Y SU  
PACIENCIA, A MI HIJOS ANTONIO Y  
MONTSERRAT POR TODO ESE TIEMPO  
QUE DEJE DE DEDICARLES, POR SU  
AMOR Y COMPRESIÓN.**

**A ROCÍO, MARISA, PATY Y JOSIE POR  
SER LAS MEJORES HERMANAS MUNDO.**

**A VIDA MARCET PORQUE HACES DE  
ESTE MUNDO UN LUGAR MEJOR PARA  
LOS DEMÁS, GRACIAS.**

**ESTE TRABAJO SE LLEVÓ A CABO EN EL  
CENTRO REGIONAL DE INVESTIGACIÓN  
PESQUERA LERMA CAMPECHE DEL  
INSTITUTO NACIONAL DE LA PESCA.**

## Resumen

Durante los años 90 y 91 se llevaron a cabo los primeros trabajos para desarrollar la biotecnología para el cultivo del camarón rosado Farfantepenaeus duorarum (Burkenroad 1939) en Campeche, desde la producción de postlarva hasta la engorda en la granja de Pocitos en Tenabo la Costa. Se realizaron tres experimentos el primero que consistió en producir postlarvas en tanques de 3000 l cuya variable fue la concentración de alimento vivo, se logró la primera postlarva en 216 horas tanque A, con una concentración de microalgas para M(1), Chaetoceros gracilis 100, 500 cel/ml Tetraselmis chuii 20 000 cel /ml, Brachionus plicatilis/ml 70 y en el tanque B, también en M(1), la concentración de Chaetoceros gracilis fue de 50 000 cel/ml, T. chuii de 5 800 cel/ml y B. plicatilis 9 ind/ml de microalgas fue el tanque B lográndose producir la postlarva en 240 horas. Se proporcionó Artemia sp. regional con buenos resultados, se comenzó a proporcionar en ambos tanques a partir de M(2) a razón de 2 ind/ml Se logró una sobrevivencia de 17.62% en el tanque A y en el B de 15.85%. Las variables ambientales se mantuvieron dentro de los estándares propuestos para la producción de postlarvas.

En el segundo experimento se trabajo con nauplios N(4) a M(3) con una densidad de 100 nauplios por litro, a partir de P1 (1) se modificó la densidad a 57 ind/l en los tres tratamientos, para emular las condiciones de cultivo se manejaron tres tratamientos comparando crecimiento con alimento microencapsulado comercial Frippak y alimento natural, cada tratamiento con un original y tres réplicas. En el primer tratamiento A se suministró Chaetoceros gracilis en una concentración de 30 000 cel/ml y 5 000 de T. chuii, en M(1) se proporcionó Artemia franciscana 0.5 ind/ml y alimento microencapsulado como lo recomienda el fabricante hasta P1(25). Tratamiento B se proporcionó las microalgas y Artemia franciscana en la misma proporción que en el experimento anterior, pero se incluyó el rotífero Brachionus plicatilis de P(2) hasta M(1) a razón de 30 ind/ml de M(1) en adelante se proporcionó 0.5 ind/ml de Artemia, se continuó la alimentación en P1 (1) con alimento peletizado comercial con 40% de proteína molido, en partículas de 0.5 mm de diámetro. Tratamiento C se proporcionó la misma concentración de microalgas Artemia a razón de 0.5 ind/ml y alimento peletizado en la misma proporción que el tratamiento B. En el tratamiento C en P(2) murieron todas las larvas mientras que A y B mostraron un desarrollo igual en 160 horas hasta este estadio, según las pruebas estadísticas aplicadas no hubo diferencias significativas entre tratamientos. ( $P \leq .05$ ). Se encontró que el tratamiento A con alimento microencapsulado comercial incrementa la sobrevivencia pero no el crecimiento esta fue de 19.9 % en promedio hasta P1(1) y en el B de 14.8 % Se redujo la densidad a 57 P1(1) en ambos tanques se continuó con los tratamientos hasta P1 (25) en el tratamiento A se logró un crecimiento promedio de 10,05 mm., muy similar al de B que fue de 10.7 mm, no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ( $P \leq .05$ ), se logró una sobrevivencia promedio en A de 29.65 con alimento comercial Frppak y de 11.4% en B con alimento de Acuacultura Campechana. El alimento comercial Frippak incrementa también en esta fase la sobrevivencia, que al compararla con la obtenida para otras especies como Litopenaeus vannamei resulta baja. Las variables ambientales se mantuvieron dentro de los estándares reportados para estos cultivos.

Durante el tercer experimento se produjeron postlarvas en dos tinas de 3 000 l con alimento Frippak con un tamaño máximo de 5.9 en P1(1) con un 53% de sobrevivencia, bajo condiciones ambientales estables. Se sembraron 12 500 P1(25) en un estanque rústico de 2500 m<sup>2</sup> se alimento a los organismos dos veces al día, con el 10% de la biomasa total de cada muestreo con alimento comercial de Aceitera la Junta con 30% de proteína, se registraron variables ambientales diariamente dos veces al día, estas fueron temperatura, salinidad, y oxígeno disuelto, mostraron variaciones que posiblemente afectaron el crecimiento, sobre todo, en la segunda parte de la engorda. alcanzaron un peso promedio de 12.21 g. y una longitud de 11.84 cm, se cosechó total de 16.31 kg, con un factor de conversión de 2.8 y una sobrevivencia del 10.68%, con un rendimiento de 65.24 Kg./ha. Dentro de las variables ambientales la salinidad es el factor que más afecto el crecimiento llegando hasta 40 o/oo, el oxígeno mostró valores de 4.02 valor promedio mínimo en el mes de septiembre y la salinidad máxima fue de 40‰ en el mes de marzo lo cual afecto en definitiva el crecimiento. Durante la etapa larvaria consideramos que esta especie puede ser alimentada con buenos resultados con Chaetoceros gracilis y con Tetraselmis chuii, B. plicatilis o Alimento microencapsulado y Artemia franciscana o regional, esta combinación resultó efectiva para la producción de larvas en 10 días, las densidades altas de mas de 100 000 cel / ml de microalgas no son adecuadas para E. duorarum. Es conveniente suministrar un alimento de tamaño intermedio desde P(2) que permita obtener una mayor sobrevivencia de las larvas, ya sea alimento microencapsulado o rotífero. Es posible considerar ante las actuales técnicas de cultivo a esta especie para una tercera cosecha anual a tallas cocteleras con muy buenos resultados

Por tener E. duorarum requerimientos proteicos tan altos y un metabolismo adaptado al uso de fuentes de energía proteica su cultivo en situaciones de estrés como es el caso de la tecnología que se emplea actualmente para el cultivo de camarón, con poca profundidad, donde los organismos no pueden excavar para ocultarse durante el día y permanecen en condiciones ambientales adversas genera en los organismos un consumo muy alto en automantenimiento teniendo un crecimiento pobre comparado con otras especies más tolerantes, a estas condiciones.

## INDICE

<b>I INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
1. Antecedentes	3
1.2 Larvas de camarón y su cultivo	3
1.3 Camarones juveniles y adultos	5
1.4 Objetivos	9
<b>II. MATERIAL Y MÉTODOS</b>	<b>10</b>
2.1 Datos generales.	10
2.1.1 Ubicación taxonómica.	19
2.2 Ciclo de vida	11
2.3 Área de estudio	12
2.4 Clima	13
2.5 Trabajo de campo.	13
2.6 Captura de hembras.	14
2.7 Obtención de larvas.	15
2.8 Experimento uno en tanques.	16
2.9 Alimentación de larvas.	17
2.10 Registro de variables ambientales	17
2.11 Respuestas evaluadas	17
Crecimiento de larvas.	18
Desarrollo de larvas	18
Sobrevivencia de larvas	19
2.12 Análisis de datos.	19
2.13 Experimento dos en acuarios	19
2.14 Alimentación de larvas	20
2.15 Registro de variables ambientales.	22
2.16 Respuestas evaluadas	23
Crecimiento de larvas	23
Desarrollo de larvas	23
Sobrevivencia.	23
2.17 Análisis de datos.	23
2.18 Experimento tres producción de postlarvas y engorda	24
2.19 Producción de postlarvas y alimentación en tanques	24
2.20 Registro de variables ambientales.	25
2.21 Colecta de postlarvas.	26
2.22 Fertilización del estanque rústico.	26
2.23 Siembra de postlarvas en estanque rústico.	26
2.24 Alimentación en el estanque rústico	27
2.25 Respuestas evaluadas.	27
Crecimiento de larvas postlarvas y juveniles..	27
Desarrollo de larvas postlarvas y juveniles	28
Sobrevivencia de camarón	28
2.26 Análisis de datos.	28
2.27 Respuestas evaluadas.	30
Crecimiento durante engorda.	30
Sobrevivencia de camarón	31

2.28 Registro de variables ambientales estanque rústico	32
2.29 Cosecha de camarón	32
<b>III. RESULTADOS</b>	<b>33</b>
3.1 Experimento uno en tanques	33
3.1.1 Alimentación de larvas en tanques	33
3.2 Respuestas evaluadas	35
Crecimiento de larvas en tanques	35
Desarrollo de larvas —	38
Sobrevivencia en tanques	39
3.3 Registro de variables ambientales en tanques	40
3.4 Experimento dos en acuarios	41
3.4.1 Respuestas evaluadas	41
Crecimiento de larvas en acuarios.	41
Desarrollo de larvas	47
Sobrevivencia en acuarios	48
3.5 Experimento tres producción de postlarvas y engorda	49
Crecimiento de larvas en tanques	49
Sobrevivencia de larvas en tanques	51
Crecimiento de camarón en estanque rustico	51
3.6 Registro de variables ambientales en el estanque rústico	56
3.7 Rendimiento de camarón rosado en engorda	56
<b>IV. DISCUSIÓN</b>	<b>60</b>
4.0 Experimento uno.	60
Crecimiento y alimentación en tanques	60
Sobrevivencia en tanques	65
Variables ambientales en tanques	65
4.1 Experimento dos en acuarios	68
Crecimiento y alimentación en acuarios	68
Desarrollo en acuarios	68
Sobrevivencia en acuarios	69
4.2 Variables ambientales en acuarios.	70
4.3 Experimento tres producción de postlarvas y engorda	71
Producción de postlarvas en tanques	71
Sobrevivencia de postlarvas en tanques	72
4.4 Variables ambientales en tanques	72
Engorda de <u>E. duorarum</u> en el estanque rústico.	73
Crecimiento y sobrevivencia	73
4.5 Variables ambientales en estanque rústico.	78
<b>V. CONCLUSIONES</b>	<b>82</b>
<b>VI. SUGERENCIAS</b>	<b>83</b>
<b>VII. RECOMENDACIONES</b>	<b>84</b>
<b>VIII. LITERATURA CITADA</b>	<b>85</b>



## I INTRODUCCIÓN.

La cría comercial de camarones peneidos en granjas diseñadas específicamente, ha tenido importante crecimiento en la última década. En 1991 la producción acuícola mundial de crustáceos fue de 742,612 toneladas, para 1997 la producción mundial total de camarón cultivado fue de 942 000 t con un crecimiento interanual del 21.3%, el cultivo de camarones por acuicultura representó en 1997 el 2.6 % de la producción mundial de especies cultivadas. Tailandia como primer productor con 215 000 t que representan el 23 % de la producción cultivándose principalmente Penaeus monodon, Indonesia con 159 000 t que representa el 17% (P. monodon), Ecuador con 133 000 t que son el 14 % (Litopenaeus vannamei) (SEMARNAP 1999) México ocupó el noveno lugar con 2 % (L. vannamei) (SEMARNAP 1999). Para América Latina en 1999, las principales especies cultivadas de camarones son L. vannamei (96%) Farfantepenaeus stylirostris (3%) y Litopenaeus schmitti (1%). Los principales países cultivadores son Ecuador, México y Honduras.(SEMARNAP 1999). Dado el incremento sostenido de la demanda mundial del camarón, la oferta no podrá aumentarse con la sola captura de altamar, lo que hace que su cultivo se presente como la mejor alternativa para elevar el volumen de producción del crustáceo. Para 1990 se estimó que el total a nivel mundial de superficie de granjas de camarón en operación era de 137 305 ha de un total de 177 346 ha con una superficie promedio regional de 729 kg/año en sistemas semiintensivos e intensivos en un total de 1,938 granjas para cultivo de camarón.(FAO 1993)

La camaronicultura en México comienza a despegar económicamente a partir de 1992 con el cambio de legislatura con lo que se dieron las condiciones para el desarrollo de esta actividad. Las estadísticas pesqueras muestran que la producción decreció en México hasta 1 501 359 t registradas para 1999 con una disminución interanual del 16.7%.(SEMARNAP 1999)

El cultivo del camarón en México se perfila como el más importante por ser la segunda especie cultivada en términos de cantidad y la primera en relación con el valor del producto.(SEMARNAP 1996). En la actualidad el país cuenta con una superficie de producción de 26,291 ha en 347 granjas de las cuales el 96.5% se encuentran en el litoral del Pacífico, este cuenta con 25,781 ha, en 335 granjas, de las cuales 87 extensivas, 243,

semiintensivas y 17 intensivas con un total de 27 laboratorios, la producción esta basada en L. vannamei en un 95%. y 5% F. stylirostris El Estado de mayor desarrollo es Sinaloa con un 55.6 % en 193 granjas y 17,385 ha de cultivo, Nayarit con 22.76% en 79 granjas y 1,937 ha, Sonora con 14.4 % en 50 granjas y 6,155 ha, siendo estos los estados de mayor desarrollo con el 92.8 % del total nacional.(SEMARNAP op cit).

El Golfo de México y el Caribe con un total de 510 ha en 12 granjas de las cuales 8 semiintensivas y 4 intensivas. Tamaulipas, el estado de mayor desarrollo en el Golfo con un total de 8 granjas en 336 ha dedicadas a camarón, Tabasco con 7 granjas en 601 ha, 6 extensivas y 1 intensiva, Veracruz 1 granja intensiva de 2 ha y en Campeche 1 intensiva de 120 ha y Yucatán 1 intensiva de 46 ha, cultivándose actualmente en todos los estados L. vannamei. (SEMARNAP op cit )

La sustentabilidad en la camaronicultura en el estado de Campeche debe condicionarse a considerar las características ecológicas, económicas y sociales particulares de la región de tal forma que no se impacte al ambiente y se garantice la rentabilidad de la actividad. (Villalobos 1996). El estado de Campeche cuenta con una superficie potencial estimada en 10 000 ha (NOA 1994), la camaronicultura es una actividad incipiente y resulta preocupante que actualmente se utilice una especie introducida como L. vannamei, aunque se han hecho algunos intentos por cultivar otras especies de camarón como L. setiferus (Rosas et al.,1997) y Farfantepenaeus duorarum.

El estado de Campeche contó en la década pasada con una importante pesquería sustentada en F. duorarum representando un 79.6 % del total de la captura, siendo la primera especie en importancia, seguida por el café Farfantepenaeus. aztecus con un 11.4 % y el blanco L. setiferus con un 3.3 % en Cd. del Carmen y Campeche. (Navarrete y Uribe 1993), siendo un estado con considerables posibilidades para el desarrollo de la camaronicultura. El problema de la selección de especies para el cultivo rebaso a la legislación que prohíbe la introducción de especies, al producirse fenómenos de transfaunación de parásitos y enfermedades (Pastor 1996), por que pueden sufrir un impacto las pesquerías locales que representan el 5.2% del total nacional (SEMARNAP 1999). Se desconocen los efectos ecológicos resultantes de la introducción de L. vannamei sobre las especies endémicas, pero es un hecho la declinación de las pesquerías locales, lo cual es la consecuencia de

factores múltiples, como contaminación, sobreexplotación, cambio climático los volúmenes de producción por pesca han ido a la baja.

## 1. ANTECEDENTES.

### 1.2 Obtención de larvas de camarón.

Diversos estudios abordan la producción de postlarvas y desarrollo larvario enfatizando aspectos nutricionales de F. duorarum entre los autores principales encontramos a Dobkin (1961), Tabb (1972), Pastor et al (1990 y 1991) y López (1998). La alimentación durante el desarrollo larvario varía dependiendo del estadio, cuando es nauplio no requiere de alimentación externa porque se alimenta de las reservas vitelinas del huevo (Tabb 1972, Bautista 1988, Granvil 1988, Yúfera et al 1988, Gelabert et al 1988, Bautista 1988, Martínez 1993). Las larvas comienzan a alimentarse con partículas de 35  $\mu\text{m}$  en protozoa uno (P1) e inferiores a 50  $\mu\text{m}$  a partir de protozoa dos P (2) (Galgani et al 1988). Por esta razón en (P1) se les suministran diatomeas, en P(2) se alimenta además con un flagelado (Tabb 1972, Aquacop 1983, Kuban et al. 1985, Lawrence 1985, Bautista 1988, Granvil 1988, Yúfera et al 1988, Gelabert et al 1988, Alfonso et al 1988 a, Bautista 1988, Martínez 1993, Pastor et al 1990 y 1991, López 1998, los géneros de diatomeas y flagelados más empleados en alimentación artificial son Chaetoceros, Thalassiosira Skeletonema y Tetraselmis. Se ha observado que para el desarrollo de larvas las fases de nauplio 4 a mysis I son las de mayor consumo, la combinación de Chaetoceros y Tetraselmis incrementa el crecimiento por que tienen un importante valor nutricional por el alto contenido de lípidos (Gelabert et al 1988, Reyes 1993).

Durante su desarrollo las larvas de camarón, en estadio mysis (M1) comienzan a alimentarse de zooplancton, y partículas de detritos. En cultivos se han empleado rotíferos y nauplios de Artemia sp. Al incrementar las larvas su tamaño también aumentan sus requerimientos energéticos Aquacop 1983, Leal et al 1985, Bautista 1988, Leal 1985, Kuban et al 1985 Alfonso et al 1988a y 1988b, Granvil et al 1988, Yúfera et al 1988, Samocha et al 1989, Martínez 1993, Pastor et al 1990 y 1991 a., Rosas et al 1988 López 1998).

Aunque actualmente no es común su uso en cultivos comerciales, la importancia de los rotíferos en la alimentación de camarón ha sido reconocida por numerosos autores, (Samocha, 1989, Yúfera et al 1988, Emerson 1984, Leal y Gelabert, 1986. Pastor et al 1990, López 1998). Los rotíferos, Brachionus plicatilis y los nauplios de Artemia sp se proporcionan en protozoa, mysis y postlarvas (Yúfera et al. 1988, Gelabert et al 1988, Liao et al 1983, Samocha et al 1989). Los nauplios de Artemia sp. son mejor consumidos desde mysis dos M(II) con la máxima ingesta en estadios postlarvales PL (Yúfera et al 1988).

La importancia de Artemia sp en la alimentación de larvas de crustáceos, ha sido demostrada por numerosos autores durante etapas de mysis (Tabb 1972, Emerson 1984, Leal y Gelabert 1986, Amat et al 1987, Samocha et al 1988, Bautista et al 1991, Pastor et al 1990 y 1991, Ozkizilcik et al 1994, Rosas et al 1995, Paredes et al 1996, López, 1998), ya que contiene los ácidos grasos necesarios para el desarrollo de peneidos, los lípidos no solo son importantes en la dieta por sí mismos sino que sirven como vínculo de absorción de otros nutrientes liposolubles, como esteroides y vitaminas (Oliva et al 1982, Amat et al 1987, Bautista et al 1991, Ozkizilcik et al 1994). El cultivo de alimento vivo es sin duda la mejor alternativa para el desarrollo de cultivos de larvas sin embargo por las dificultades que ocasiona su cultivo se han explorado otras alternativas como alimento microencapsulado con buenos resultados (Jones et al 1979)

Este alimento artificial debe cumplir con los requerimientos de las larvas como tamaño de partícula textura y contenido nutricional para cada estadio así se ha reportado que en Marsupenaeus japonicus las P(1) consumen partículas de 10 micras y M (2) a M(3) de hasta 28 micras, si el tamaño es adecuado será menos el gasto energético por búsqueda y fragmentación del alimento. (Jones et al 1979, de la Cruz. 1989)

Como alternativa para reducir costos y tiempo el alimento microencapsulado o microparticulado que contribuye a incrementar la sobrevivencia, y para disminuir el consumo de alimento vivo en cultivos de camarón comerciales, este alimento se ha utilizado en especies como F. stylirostris y L. vannamei, F. duorarum (Jones et al 1979, Jones et al 1987, Treece 1988, Bautista et al 1991, Pastor 1991, López 1998) estas son partículas de alimento en pequeñas partículas que permiten complementar una dieta balanceada para larvas de crustáceos. (Jones et al 1979, Jones et al 1987).

### 1.3 Camarones juveniles, adultos y su cultivo.

En condiciones naturales, se han hecho observaciones de contenido alimenticio en subadultos y adultos, encontrándose que el 95% del contenido estomacal proviene de malacostracos con tallas de 75 a 165 mm y detritos (Martínez, 1993). Por ser los camarones poiquiloterms no tienen desgaste por mantenimiento de temperatura corporal, teniendo requerimientos menores que los organismos de sangre caliente, siendo capaces de obtener entre el 10-20 % más energía del catabolismo de las proteínas. Martínez (1999). Se ha observado que las postlarva requieren en grandes cantidades los rotíferos, siendo muy alto el consumo, por lo que las postlarvas prefieren consumir *Artemia* sp por su mayor tamaño, ya que estas tienen un menor consumo de energía por búsqueda de alimento. (Yúfera, 1984). Las especies del género *Farfantepenaeus* (*F. duorarum*, *F. aztecus*, *F. brasiliensis*), presentan hábitos omnívoro carnívoros. (Moriarty 1977, Marte 1980, Boddeke 1983, Hunter y Feller, 1987 citados en García et al 1998). Un método simple para mantener niveles adecuados de energía en la dieta en alimentos para camarón es mantener una proporción de proteína y lípidos de aproximadamente 6:1 (Akiyama y Domini, 1989 citados en Martínez 1999).

Se ha definido como la cantidad mínima necesaria de proteína en la dieta para peneidos entre 28-60% para diferentes especies *F. aztecus*, *F. californiensis*, *F. indicus*, *M. Japonicus*, *P. monodon*, *L. vannamei* (Balzas 1973, Khannapa 1977, Tiusley et al 1984, Paredes 1988, Ahmad 1992, Martínez 1999).

Se realizaron estudios para determinar el requerimiento de proteína en la dieta de *F. duorarum* y *L. setiferus* y se encontró que ambas especies requieren de un 50 % de proteína en la dieta (Rosas et al 1995, García 1988). Existen evidencias de que los crustáceos utilizan las proteínas preferentemente para crecimiento, los lípidos y carbohidratos para oxidación y en la obtención de energía, por lo que la presencia de estos compuestos aumenta la eficiencia de utilización de la proteína presente (Lovell et al 1973, Paredes 1988, Sedgwick 1979, Martínez, 1993. Martínez 1999). Se conoce que el alimento artificial es responsable desde un 27% a un 65% de la nutrición del camarón en los cultivos, dependiendo de la densidad de siembra y el tiempo de cultivo (Anderson et al 1987, Cam citado en Artiles et al 1996).

La proteína de los alimentos artificiales de peneidos puede ser aportada por gran variedad de ingredientes como son harina de pescado, harina de camarón, pastas de soya, harina de trigo, maíz, proteína unicelular, etc. La eficiencia con que son asimilados estos ingredientes puede variar de una especie a otra, pero se ha observado que una mezcla de ingredientes de origen animal y vegetal producen los mejores resultados. (Martínez, 1993 y 1999). La utilización eficiente de la proteína está influida por la presencia de carbohidratos ya que se ha observado, que con una pequeña cantidad de carbohidratos en la dieta, la proteína se utiliza más eficientemente (Bajés *et al* 1981, Martínez, 1993, 1999). En las investigaciones hechas sobre los requerimientos alimenticios básicos para camarón, se considera que los requerimientos proteicos equivalen al 30-70 % del grueso de energía contenida en la dieta. (Ahamad 1982, Paredes, 1988, Martínez, 1993 y 1999). Se ha observado que los niveles altos de proteína en la dieta no producen incrementos significativos en el crecimiento, porque al incrementarse el nivel proteico decrece la cantidad de energía dada por grasas y carbohidratos de la dieta, de los cuales los animales normalmente derivan sus requerimientos energéticos, por lo que la proteína en exceso es utilizada como fuente de energía y no para crecimiento, (Ahamad. 1982, Rosas *et al* 1996).

Se reporta que los requerimientos vitamínicos en crustáceos son vitaminas del grupo B así como vitaminas C y E. El camarón posee el grupo de enzimas necesario para obtener vitamina A partiendo de precursores, (Fisher 1960 citado en Martínez, 1993). Según estudios realizados por He, *et al* (1992), las vitaminas A, D y E demostraron ser las más importantes en la dieta de camarones peneidos en especial para L. vannamei.

En los lípidos se concentra la mayor cantidad de energía de la dieta en crustáceos y deben ser por lo menos el 1% de ácidos grasos esenciales. (Kanazagua *et al* 1979) En crustáceos los ácidos grasos  $\omega_3$  son los más importantes (20 -30 %), seguidos de los  $\omega_9$  (15 - 20 %) y de los  $\omega_7$  (10%), en los peneidos el 10 % del peso seco del hepatopáncreas corresponde a lípidos, también destacan como importantes en la dieta de peneidos, los esteroides, Oliva *et al* (1989, Maertínez 1999), señalan la importancia de una dieta con fuentes diferentes de ácidos grasos para complementar la alimentación de peneidos.

En cultivos extensivos y semiintensivos, el alimento natural o productividad primaria, que es proporcionada a través de la fertilización, tiene un papel importante y complementa la alimentación artificial, e incrementa el crecimiento de las postlarvas, (Chapa 1982), se ha

encontrado que durante la engorda, pueden promover crecimientos en L. vannamei superiores a 1.5 gr /semana como lo reporta Ogle (1992).

La fertilización de los estanques se realiza con la finalidad de incrementar la productividad natural, para la fertilización orgánica se utilizan principalmente gallinaza, estiércol de ganado vacuno y cerdo, la proporción es variable y depende de la calidad del agua, generalmente se utilizan entre 1000 y 3000 kg por hectárea en cultivo. El desarrollo de fitoplancton brinda elementos nutricionales para complementar la dieta de camarones (Chapa 1982, Ogle 1992)

La fertilización inorgánica se realiza con urea y superfosfato, se distribuyen en proporción de 50 a 1000 kg/ha :la fertilización se puede llevar a cabo al principio del cultivo y durante el mismo.(Martínez, 1993). El uso de los diferentes tipos de fertilizantes depende de su disponibilidad de la calidad del agua y de las especies que se cultiven.(Martínez 1993)

La fertilización se realiza antes de llenar el estanque, distribuyendo en seco sobre el fondo. Durante el cultivo se puede fertilizar distribuyendo el fertilizante en forma seca en todo el espejo de agua o disuelto en agua (sobre todo los inorgánicos). (Martínez 1993) En L. vannamei se ha encontrado que aún en los cultivos intensivos los camarones reciben un suplemento de alimento proveniente de la productividad de los estanques incrementando el crecimiento, Moss (1992).

La cosecha se realiza cuando los organismos han alcanzado entre los 12 y 16 gr. de peso. El tiempo en que esta talla es alcanzada depende de la época del año, siendo la temperatura el factor que afecta mayormente el crecimiento, para cultivos realizados de febrero a junio a 22° C se obtuvo un crecimiento de 9 gr en 17 semanas, mientras que de un cultivo de junio a noviembre con una temperatura promedio de 26° C, se obtuvo un crecimiento de 16 gr en el mismo tiempo.(Martínez 1993) .

La importancia de la densidad de siembra sobre el crecimiento, sobrevivencia y rendimientos de los cultivos de peneidos ha sido reconocida por diferentes autores como Sandifer 1987, Subosa 1991 y Ray et al 1992.

La siembra de L. vannamei se realiza ya sea con un periodo de preengorda o en forma directa con PL 8 - PL 10 con una densidad por ha de 6 a 12 organismos por metro cuadrado en sistema semiintensivo, que es el que se lleva a cabo, se proporciona alimento comercial de entre 30 y 40 % de proteína, el volumen del alimento que se proporciona es del 5% de la

biomasa del camarón dos veces al día para cultivos semiintensivos en las primeras etapas hasta llegar a un 10 % de la biomasa total (Jaime et al 1996, New 1987, Martínez 1993 y 1999).

En todos los crustáceos el crecimiento es discontinuo y tiene lugar durante un período bastante corto, consecutivo a la eliminación de la muda que envuelve al animal, los jóvenes al deshacerse de la exuvia, aumentan el volumen por absorción de una importante cantidad de agua. Muy blando aún no puede alimentarse por varias horas, e incluso varios días a partir de la muda. Solo las reservas acumuladas durante el período anterior a la muda le permitirán sobrevivir a esta crisis fisiológica (Aguilar et al 1996), el crecimiento disminuye a medida que los animales aumentan su tamaño, el crecimiento ponderal acompaña al crecimiento lineal (Venkataramiah et al 1974). No debe perderse de vista, que al ser discontinuo el crecimiento hay un almacenamiento de reservas nutritivas y consumo de reservas en el curso de cada período intermuda. Por lo que el crecimiento del camarón depende de múltiples factores, siendo los más importantes los relacionados con la especie, edad, temperatura, disponibilidad de alimento y sexo. Así también resulta de primordial importancia que durante el cultivo de larvas, así como la engorda de camarón se mantengan los parámetros fisicoquímicos dentro de los rangos establecidos para una buena salud durante el cultivo. (Aquacop 1983, Treece et al 1988, Wickings 1984, Martínez 1993 y 1999).

Es importante señalar que los estudios más relevantes de engorda de camarón rosado E. duorarum, la mayoría se realizaron en Estados Unidos de Norte América y los principales autores son: Caillovet et al 1972, Lovel et al 1973., Tatum 1977, Samocha 1997, estos estudios si bien son una importante base, se realizaron en diferentes condiciones a las imperantes en el país, y especialmente para el estado de Campeche. El desarrollo del cultivo deberá darse de manera planificada, sustentable y ordenado en la región, amigable con el medioambiente

Por lo anteriormente expuesto es conveniente el estudio de especies endémicas alternativas como es el caso del camarón rosado E. duorarum, para el desarrollo de la camaronicultura en las costas del Golfo de México, esta especie además de sus atributos como calidad, presentación, demanda, la obtención de postlarvas relativamente fácil (Dobkin 1961, Tabb 1972, Pastor 1990, López 1998).



Por lo que se refiere a los trabajos científicos y técnicos realizados en el área de estudio que nos ocupa, a la fecha no se tienen resultados concluyentes relativos a la etapa de engorda de camarón rosado en México, solo se cuenta con el trabajo realizado por Delgado (1986). Basados en los antecedentes particulares ya expuestos y en las investigaciones realizadas en otras latitudes nos apoyamos para fundamentar la metodología que fue aplicada durante el desarrollo de este estudio.

Actualmente no existen productores que actualmente lo cultiven comercialmente. Es primordial para el desarrollo acuícola del estado conocer las posibilidades de cultivo de los peneidos nativos del Golfo de México, por la importancia que tiene el camarón rosado Farfantepenaeus duorarum (Burkenroad 1939), se planteó el desarrollo de la presente investigación para contribuir con el desarrollo de la biotecnología del cultivo

La presente investigación tiene como propósito aportar al proceso de conocimiento de la biotecnología del cultivo de camarón rosado F. duorarum a escala comercial piloto.

#### 1.4 Objetivos

- Proponer un cuadro básico de alimentación de larvas de F. duorarum enfocado a producción de postlarvas.
- Probar la engorda de camarón rosado F. duorarum en estanque rústico con técnicas ya probadas para otras especies.

## II. MATERIAL Y MÉTODOS.

### 2.1 Datos generales.

#### 2.1.1 Ubicación taxonómica.

La especie seleccionada es el camarón rosado, esta especie se clasifica de acuerdo a Burkenroad (1939):

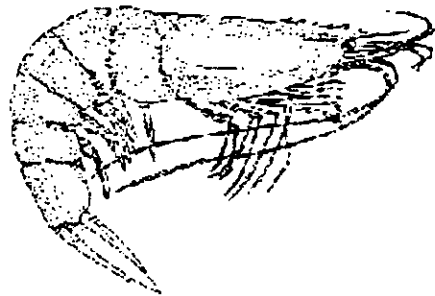


Fig 1 : Camarón rosado Farfantepenaeus duorarum, (Burkenroad,1939)

**Phylum** Crustacea, Pennat, 1777.

**Clase** Malacostraca, Latreille, 1806.

**Subclase** Eumalacostraca, Grobben, 1892.

**Superorden** Eucarida, Calman, 1904.

**Orden** Decapoda, Latreille, 1803.

**Suborden** Dendrobranchiata, Bate, 1888.

**Superfamilia** Penaeoidea, Refinesque, 1815.

**Familia** Penaidae. Refinesque, 1815.

**Género** Farfantepenaeus, Fabricius, 1798.

**Especie** F. duorarum, Burkenroad, 1939.

**Nombre común** camarón rosado.

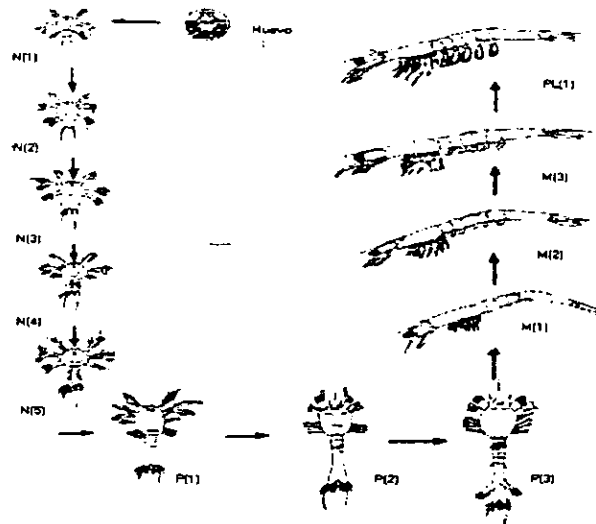


Fig 2; Ciclo de vida de camarón género *Penaeus* (Martinez 1999)

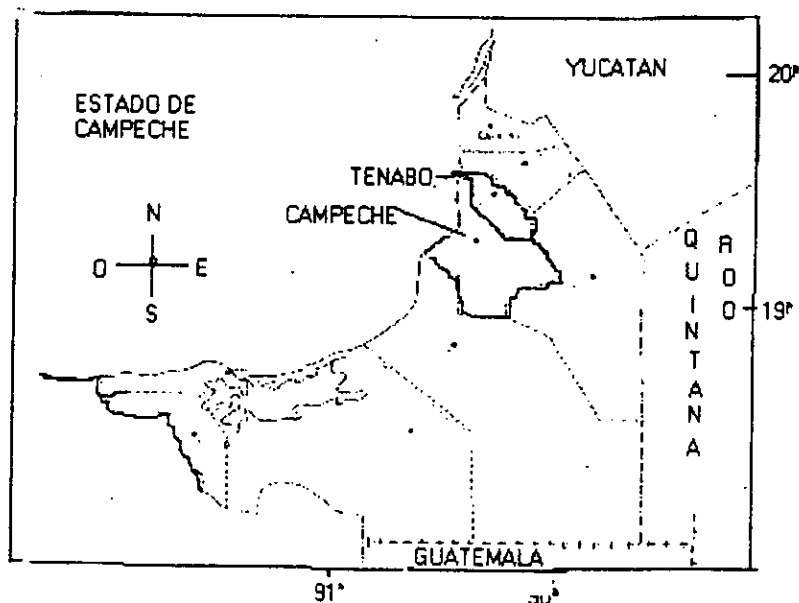
## 2.2 Ciclo de vida.

El camarón rosado habita en aguas costeras a profundidades de 65 m (raramente a grandes profundidades) es mucho más abundante entre 1 y 36 m de profundidad. Los adultos se encuentran principalmente en fondos firmes, en zonas lodosas y arenas coralinas algunas veces entre fragmentos de concha. Los juveniles y subadultos prefieren substratos de partículas gruesas de fragmentos de conchas y arenas. Son predominantemente nocturnos, enterrándose durante el día excepto en días nublados (Fuss 1964).

Los adultos de esta especie copulan y desovan en aguas marinas costeras a profundidades de entre 14 y 27 m, la talla mínima de reproducción de las hembras es de 127 mm. (Ré 1989). Es una especie de télico cerrado, las hembras una vez fecundadas depositan los huevos y estos se van al fondo y eclosionan en aproximadamente 24 horas. Las larvas son planctónicas y permanecen en agua marina por aproximadamente tres semanas dentro de las cuales se desarrollan, pasando por cinco fases de nauplio, tres protozoas, tres mysis. Las postlarvas emigran hacia sistemas estuarinos para continuar su desarrollo, los camarones de aproximadamente 0.6 cm adquieren hábitos bentónicos y se ha encontrado

que hay una relación directa entre la talla y la profundidad en la cual habitan. Los camarones permanecen en los sistemas estuarios hasta alcanzar una talla de entre 4 y 10 cm (La cual alcanzan entre 4 y 10 semanas). Después emigran al mar en donde completan su maduración para comenzar un nuevo ciclo, este tiene una duración de aproximadamente diez meses. (Martínez 1993).

**Fig 3 :** Ubicación geográfica del estado de Campeche y de la ubicación de la granja de Pocitos en Tenabo la Costa.



### **2.3 Area de estudio.**

El estado de Campeche se localiza en la parte occidental de la península de Yucatán, al sureste del territorio nacional, entre los paralelos 20° y 22° de latitud norte y los meridianos 89° y 91° de latitud oeste. Sus límites son al norte el estado de Yucatán, al este Quintana Roo, al sur Guatemala, al suroeste Tabasco y al oeste el Golfo de México. (INEGI 1984)

El litoral es poco elevado en Campeche, en la porción sur es bajo arenoso y con zonas pantanosas con una extensión de 50 812 km.<sup>2</sup> Carece de sistemas montañosos pertenece a la provincia fisiográfica de la península de Yucatán constituida por rocas calcáreas.

La escasa inclinación del terreno hacia el litoral continua en la plataforma continental con profundidad no mayor de 200 m. La Sonda de Campeche se localiza en la parte sur del Golfo de México a 94 km del Noreste de Cd. del Carmen, se extiende 285 km al norte y 220 km al Oeste (INEGI 1984).

Cuenta con 523.3 km de costa litoral, 200 mil has de lagunas costeras, 17 mil has de aguas continentales y 489.8 km<sup>2</sup> de plataforma marítima. La Sonda de Campeche recibe la descarga de varios ríos, entre los cuales los más importantes son el río Grijalva, Usumacinta, el río San Pedro y el aporte de la Laguna de Términos.

La granja de las Pocitos se localiza a 28 km al oeste de la población de Tenabo, municipio del mismo nombre. Sobre el camino de enlace a la costa, tiene una extensión de 80 ha y se encuentra ubicada entre las coordenadas 20° 00' y 20° 04' latitud norte y 90° 29' y 90° 30' longitud oeste.

#### **2.4 Clima.**

Tiene un clima de tipo cálido subhúmedo con régimen de lluvias en verano y principios de otoño con temperatura media de 26°C con valores máximos de 36° en verano y mínimos de 17° en invierno. La temperatura máxima del aire en la Sonda se presenta en los meses de julio y agosto (verano) con valores promedio de 28° a 28.2° C y la mínima en febrero (invierno) de 22.6° a 22.7°C con una variación diurna de 5° a 6°C. La fluctuación de la temperatura es la mínima que se presenta en todo el Golfo de México y sus valores fluctúan entre los 6° y 7° C. La temperatura del agua en la Sonda varía entre 23.5° y 24°C en invierno y en verano tiende a estabilizarse hacia los 29° C en todo el Golfo de México. La variación máxima anual de la temperatura superficial es aproximadamente 5.5°C. Los valores de salinidad son de 36‰ para la región central del Golfo de México, para el canal de Yucatán es de aproximadamente 36.5‰ (Anónimo 1980, Machado A., et al1982).

#### **2.5 Trabajo de Campo.**

Se realizaron tres experimentos a lo largo del año 90 - 91, que abarcaron desde la producción de postlarvas de camarón rosado F. duorarum hasta la engorda en la Granja de

Tenabo la Costa "Pocitos", Campeche. Sin embargo, las condiciones en que se realizaron éstos fueron muy variables ya que cuando se comenzó la experimentación con camarón rosado en el Centro Regional de Investigación Pesquera en 1990, no se contaba con los elementos necesarios que conforme se fue afinando la técnica de producción de postlarvas fueron mejorando, en un principio no se contaba con Artemia franciscana y se empezó a trabajar con Artemia sp regional que se colectó en las salinas de Sisal Yucatán, cuyos nauplios miden 300 micras, (Ortiz de Ora com. Pers. 1995) con los cuales fue posible comenzar la experimentación.

## **2.6 Captura de hembras.**

Las hembras fecundadas y grávidas fueron capturadas en la Sonda de Campeche en la zona sur sureste de cayo Arcas a los 22° 16' latitud norte y 90° 60' de longitud oeste a 38 brazas de profundidad.

Se realizaron capturas de adultos de poblaciones silvestres en alta mar, en barcos camaroneros, utilizando los mismos métodos de pesca que para la captura comercial, redes de arrastre, de luz de malla en el cuerpo de 13/4 y el bolso de 11/2 pulgadas, se le quita la cadena a la red y se hacen lances más cortos, (veinte minutos, para evitar dañar a las hembras).

La captura se depositó sobre la cubierta, se procedió en todos los casos a una rápida selección de las hembras en mejores condiciones y con ovarios bien desarrollados. El reconocimiento de las gónadas de las hembras de camarón de F. duorarum se realizó a bordo de las embarcaciones que capturan camarón, se utilizó la técnica de transparentación mediante el uso de una linterna de mano, para iluminar ventralmente al animal y poder observar dorsalmente el ovario, al estar maduras presentan en el cefalotórax un ensanchamiento que va a lo largo del dorso con una coloración gris, a verde oliva. Como criterio para identificar a las hembras maduras se utilizó el método de que establece mayor madurez y predesove en las fases III y IV (Cook 1969, Dobkin 1960, Tabb et al 1972, Ré 1989)

Después de ser seleccionadas las hembras maduras, se colocaron en transportadores de 200 litros de capacidad, de 10 a 20 hembras, provistos con agua de mar y aireación continua. La temperatura se redujo entre 15° y 20° C, con hielo molido en bolsas de polietileno con el

objeto de disminuir el metabolismo de los ejemplares, durante el período de transporte y el agua se renovó cada dos horas.

## **2.7 Obtención de larvas.**

El trabajo de laboratorio se llevó a cabo en el Centro Regional de Investigación Pesquera de Lerma Campeche, CRIP Lerma, localizado en el km. 5 de la Carretera Lerma Campeche.

Las hembras capturadas se transportaron al laboratorio en tanques de fibra de vidrio y en el laboratorio, se distribuyeron en tanques de concreto de 300 litros de capacidad de 1m de largo por 80 cm de ancho. antes de la colocación de las hembras (una hembra en cada tanque). Los tanques de desove fueron previamente lavados, con cloro comercial al 10 % (con 5% de ingrediente activo), y posteriormente enjuagados con agua dulce, permaneciendo así por 24 horas, posteriormente se enjuagaron y llenaron con agua marina tratada con filtros de cartucho de 5 y 10 micras y con un esterilizador luz ultravioleta (Rena Mod. RUV 300). El agua usada en los tanques de desove fue tratada, con ácido etilendiamino tetracético (EDTA) a razón de 10 mg/lit. (Cook y Murphy 1966, Martínez 1993) cada tanque contó con aireación constante suministrada por un compresor y una piedra de aireación

Se colocaron las hembras de manera individual en tanques de concreto con 50 litros, estos se cubrieron con tapas de polietileno negro para disminuir la intensidad lumínica. Los desoves ocurrieron por la noche, para verificar si esto había ocurrido, se verificaba con un vaso de precipitado de vidrio de un litro, a contra luz. Una vez que se produjeron los desoves las hembras fueron transferidas a otros tanques y se esperó la eclosión doce horas después. (Tabb 1972, Treece G., et al 1988)

Cuando se detectaron los nauplios en N (II) se colectaron por fototactismo positivo, para efectuar la colecta, se cubrieron los tanques con plástico negro y se proyectó un haz de luz al tanque. Los nauplios se extrajeron por sifoneo (los de nado más vital hacia la luz), con un tubo de cristal, manguera de plástico y se depositaron en cubetas de 30 litros para ser cuantificados y cualificados, inmediatamente después de su colecta. Los conteos se llevaron a cabo después de cada desove en un volumen de 100 ml llevándose acabo 5

conteos en cada caso y se obtuvo el promedio. Durante el desarrollo de los experimentos se midieron una vez al día las larvas se determinó tamaño de muestra. El manejo de cepas de microalgas se llevó a cabo en el laboratorio con el medio F<sub>2</sub> de Guillard (1973).

## 2.8 Experimento uno en tanques.

Con la finalidad de obtener la mayor sobrevivencia de larvas para poder probarlas durante la engorda en la granja se probó un policultivo de microalgas rotíferos y larvas en tanques. Se buscó mediante la diferencia en la concentración de nutrientes del medio de cultivo, lograr dos densidades de alimento, para observar desarrollo y sobrevivencias.

Se desarrollo este experimento en 10 días y comprendió desde el primer N(5) hasta PL(1). Se trabajó en tinas circulares de tres mil litros, con agua marina filtrada con filtro de cartucho de 10 y 5 micras, esterilizada con luz U.V. Se transfirió a los nauplios N (4) - N (5) a dos tanques circulares de fibra de vidrio de 3000 litros de 1.5 m de diámetro, a 1500 litros de capacidad, se colocaron piedras de aireación.

**Tabla 1:** Cuadro comparativo de las densidades iniciales de alimentación y de larvas en el experimento uno tanques A Y B.

Alimento	Tanque A	Tanque B
	<b>Estadio</b>	<b>Estadio</b>
<u>Chaetoceros gracilis</u>	N(4) y N(5) 5.3 cel/ml	N(4) y N(5) 5.3 cel/ml
<u>Tetraselmis chuii</u>	P(1) 0.1 cel/ml	P(1) 0.1 cel/ml
<u>Brachionus plicatilis</u>	P(2) 1 in/ml	P(2) 1 in/ml
<u>Artemia sp (regional)</u>	M(2) 2, ind/ml	M(2) 2, ind/ml
Volumen del Tanque	1 500 l	1500 l
Fertilización	2	1
Nauplios N° inicial	24 600	24 600
Densidad ind/l	18.4	18.4



## **2.9 Alimentación de larvas.**

Se fertilizó el agua marina previamente en el tanque los filtros de cartucho de 5, 10 micras y luz ultravioleta, se mantuvo aireación constante por medio de un compresor y difusores en cada tanque, se fertilizó con medio de cultivo, AM Alfonso *et al* (1988c) en el tanque A se fertilizó 2 veces y una vez en el B para provocar una diferencia en la concentración de algas. los tanques se inocularon con matraces de 4 litros con Chaetoceros gracilis en concentraciones iniciales de 2 000 000 cel./ml. (Las concentraciones se determinaron por conteos con hematocitómetro y microscopio óptico marca American Optical Mod. One twenty. Los nauplios se colocaron en los tanques (A y B) con un total de 27 600 nauplios N (4) - (5) en cada tanque.

En la superficie de los tanques se colocaron 6 lámparas de 40 watts de luz blanca fría para iluminar el cultivo y de esta manera incrementar la producción de fitoplancton. Cuando las larvas entraron a protozoa 1 P(1) se agregó 1 litro de Tetraselmis chuii a una concentración de 150 000 cel/ml. Se agregaron 5 litros de rotíferos B. plicatilis con una concentración de 300 ind/ml cuando las larvas se encontraban en protozoa 2, P(2). Se suministraron 2/nauplios de Artemia sp (regional de 300  $\mu$  tamaño de nauplio Ortiz 1994), por larva en M(2).

Se cuantificó cada 24 horas la cantidad de larvas y alimento presente en tanques de 3000 litros se determinó por medio de conteos diarios con hematocitómetro, se determinó tamaño de muestra para 95 % de confianza, se tomaron cinco muestras con un tubo de p.v.c. de 3/8 de pulgada de 80 cm de largo, en puntos al azar. Para los conteos de rotíferos Brachionus plicatilis, se tomaron muestras de 100 ml directamente de los tanques y de estos se tomaron 3 muestras de un ml, se determinó tamaño de muestra para 95 % de confianza, se cuantificó con un microscopio estereoscópico el número de individuos por mililitro presentes.

## **2.10 Registro de variables ambientales.**

Se registró diariamente en el experimento la temperatura con un termómetro, con una escala de -30 a 50° C, oxígeno disuelto con oxímetro digital (Ysi 50 B) la salinidad con refractómetro manual (ATAGO de precisión +- 1) y el pH con un potenciómetro digital

marca Kahalsico, se midió el nitrógeno amoniacal  $NH_4$  por medio de la técnica modificada de fenol - hipoclorito (Strickland y Parsons 1972 citado en Contreras 1984).

No se realizaron recambios de agua, al cambiar las larvas a M(1) se aumentaron 500 lt en el volumen del agua en ambos tanques, se inocularon rotíferos para la Protozoa (2) en el tanque A y B. Se administraron nauplios de Artemia sp. regional (Colectada de las salinas de Sisal Yucatán con un nauplio de 300 micras), a partir de M(2).

## **2.11 Respuestas evaluadas**

### **Crecimiento de las larvas.**

Para la cuantificación de crecimiento de las larvas en cada estadio se midieron de punta rostrum a punta telson, con un microscopio marca American Optical One Twenty y un micrómetro ocular, calibrado en micras objetivo de 10X., Se determinó tamaño de muestra para un 95% de confianza Daniels (1979).

### **Desarrollo de las larvas**

Se evaluó el Índice de desarrollo, Villegas y Kanasagwa (1979) Para ambos tanques mediante el porcentaje de larvas por estadio hasta Pl(1) con la siguiente fórmula:

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

Donde:

ID = Índice de desarrollo

$\sum A$  = Valor absoluto por el número de larvas examinadas (Pl1)=1, Pl(2)=2,Pl(3)=3,

M ( 1)=4, M ( 2)=5, M ( 3)=6

ID = Índice de desarrollo

N = Número de larvas examinadas.

## Sobrevivencia de larvas

Se estimó la sobrevivencia de las larvas de camarón en los tanques mediante conteos, s en vasos de precipitado de un litro cuantificándose el total de nauplios cada 12 horas, se determinó tamaño de muestra para un 95% de confianza, se realizaron observaciones de las condiciones de las larvas en ambos tanques y se reportan en porcentaje, se utiliza la prueba de T de Student para determinar diferencias entre experimentos.

### 2.12 Análisis de datos.

Se determinó tamaño de muestra para un 95 % de confianza, estimando la medias de las tallas de acuerdo Daniels (1979). Se linealizaron los datos de crecimiento para comparar la pendiente, se utilizó la prueba estadística de T de Student para determinar diferencias significativas entre las medias de crecimiento y sobrevivencia en los dos tanques A y B.

### 2.13 Experimento dos en acuarios.

Este experimento se realizo con la finalidad de determinar la mejor dieta para las larvas para mejorar su desarrollo crecimiento y sobrevivencia, para posteriormente aplicarlo a producción de larvas en tanques. A, se presenta a continuación el diseño experimental:

**Tabla 2:** Cuadro comparativo de los tratamientos aplicados para larvas y postlarvas en el experimento dos con un original y tres réplicas respectivamente.

Diseño del experimento dos			
Alimento	Tratamiento 1	Tratamiento 2	Tratamiento 3
	Estadio		
<i>Chaetoceros gracilis</i>	N (4) 30 000 cel /ml	N (4) 30 000 cel /ml	N (4) 30 000 cel /ml
<i>Tetraselmis chunii</i>	N (4) 5 000 cel/ml	N (4) 5 000 cel/ml	N (4) 5 000 cel/ml
<i>Brachionus plicatilis</i>		P(2) y P(3) 8 in/ml	No se proporciono
Artemia	P(3) 1 ind/ml M(3)2, ind/ml ,PL(1) 4 ind/ml	P(3) 0.5 ind/ml M(3) 2, ind/ml ,PL(1) 4 ind/ml	P(3) 0.5 ind/ml M(3)2, ind/ml ,PL(1) 4 ind/ml
Se ajustó la densidad de larvas a 57 pl/l	Se ajustó la densidad de larvas a 57 pl/l	Se ajustó la densidad de larvas a 57 pl/l	Se ajustó la densidad de larvas a 57 pl/l
Alimento microencapsulado y hojuelas.40 % de proteína	Frippak de acuerdo al fabricante. hasta Pl(25)	No se proporcionó	No se proporcionó
Alimento peletizado 40 % de proteína.	No se proporcionó	Acuacultora Campechana hasta Pl (25)	Aceitera la Junta hasta Pl (25)

Se realizó este experimento durante 35 días en acuarios de 40 l, con N(4)-N(5) con una densidad de 100 nauplios / l de F. duorarum, al obtenerse las postlarvas se modificó la densidad a 57 Pl /l en los tres tratamientos y tres réplicas para tener las mismas condiciones en las que se siembra para otras especies comerciales y evitar una densidad alta que afectara el crecimiento, se continuó con tres réplicas para cada experimento, hasta Pl (25), a continuación se describen los detalles. Se alimento a las larvas en los tres tratamientos de acuerdo al esquema de Cictus (1984), en los tres tratamientos hasta M(3) empleando la siguiente formula de ajuste:

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

Va= Volumen del alimento a añadir

Vr= Volumen del agua en tanque de cría

Cd= Concentración de alimento deseado en el tanque.

Ca= Concentración del alimento

Cr= Concentración residual en el tanque de cría.

### **2.14 Alimentación de larvas.**

A) Tratamiento uno.- Para la alimentación de las larvas de F. duorarum se suministro Chaetoceros gracilis 30 000 cel/ml y 5000 cel/ml de Tetraselmis chunii desde N(5) y la Artemia sp a partir de P(3) hasta el final del experimento en una proporción de 0.5 nauplios/ml. y alimento artificial microencapsulado comercial Frippak y hojuelas a partir de Pl(1) con un mínimo de 40% de proteína, (Tabla 6) hasta Pl (25) según recomendaciones del fabricante, se proporciona de acuerdo al tamaño de las larvas y su desarrollo :

**Tabla 3:** Se presenta el esquema de alimentación con alimento microencapsulado comercial (FrippaK). para larvas, empleado en el experimento dos, con un mínimo de 45 % de proteína.

Tamaño de Capsula	Desarrollo larval	Tasa alimentación	<u>A. franciscana</u>	Días	Cápsulas/ml
		(g/m <sup>3</sup> de alimento en el agua)	ind/ml		
CAR (15Mm)	P2 -P3	1	0.5	1-8	50
CD< 90 Mm	P3 -M1	2	2		10
CD< 90 -150 Mm	M1 -PL1	2	3	9-11	1
Alimento en hojuelas	PI(1 )-PI(10)	10	4	10	1
CD 150 -250 Mm	PI(10)- PI(25)	25	4	5	

Fuente: Jones et al, 1987.

B) Tratamiento dos: consistió en una mezcla de Chaetoceros gracilis 30 000 cel/ml y 5 000 cel/ml de Tetraselmis chuii desde N(IV), se incluyó Brachionus plicatilis a partir de P(2I) y hasta M(1), a partir de esta misma fase se comenzó a suministrar nauplios de Artemia franciscana a razón de 0.5 ind/ml. Se continuó la alimentación a partir de PI(1) Chaetoceros gracilis en una proporción de 10 000 cel/ml, alimento peletizado producido por Acuacultora Campechana pasado por un tamiz N° 32, en partículas de 0.5 mm con de 40 % de proteína, en una proporción de 10 g/m<sup>3</sup> de alimento en el agua, aumentándose de manera gradual la ración conforme al tamaño de las postlarvas hasta llegar a 25 g/m<sup>3</sup> en PI (20) hasta PI(25), proporcionado cada 4 horas durante las 24 hrs. (Cictus, 1984). Se adicionó desde P(2)- P(3) Artemia franciscana 0.5 ind/ml, de P(3) a M(1) 2 ind/ml de M(1) a PI(1) 3 ind/ml de PL(10) hasta PI(25) 4 ind / ml.

**Tabla 4:** Se presentan ingredientes del alimento peletizado “Alimentos Balanceados Acuícolas de Acuicultura Campechana” S.A. de C.V., alimento comercial empleado en el experimento dos, con larvas de F duorarum.

Ingredientes	Porcentaje
Proteína	40%
Harina de pescado	45.4
Pasta de coco	47.1
Aceite de pescado	2.5
Aceite de soya	0.3
Premezcla de vitaminas	0.5
Premezcla de minerales	1.0
Ligador	2.0
Fungicida	0.2
Antioxidante	0.1
Otros	1.0

C) Tratamiento 3: Este consistió en una mezcla de Chaetoceros gracilis 30 000 cel/ml y 5000 cel/ml de Tetraselmis chuii desde N(V) y la A. franciscana comercial a partir de P(III) en una proporción de 0.5 nauplios por ml, a partir de Pl(1) Chaetoceros gracilis en una proporción de 10 000 cel/ml, alimento producido por Aceitera la Junta pasado por un tamiz N° 32, en partículas de 0.5 mm con de 40 % de proteína, en una proporción de 10 g/m<sup>3</sup> de agua de alimento en el agua aumentándose la ración conforme al tamaño de las postlarvas hasta llegar a 25 g/m<sup>3</sup> en Pl (25) proporcionado cada 4 horas cada 24 horas (Cictus, 1984). Se adicionó desde P(2)- P(3) A. franciscana 0.5ind/ml, de P(3) a M(1) 2ind/ml de M(1) a Pl(1) 2 ind/ml y Pl(1) hasta Pl(25) 4 ind/ml.

### **2.15 Registro de variables ambientales.**

Se registró diariamente en el experimento la temperatura con un termómetro, a una escala de -30 a 50° C, oxígeno disuelto con oxímetro digital (Ysi 50 B) la salinidad con refractómetro manual (ATAGO de precisión +- 1) y el pH con un potenciómetro digital marca Kahalsico, se midió el nitrógeno amoniacal  $NH_4$  por medio de la técnica modificada de fenol - hipoclorito (Strickland y Parsons 1972 citado en Contreras 1984). Cada 72 horas, se hicieron recambios de agua de un 75 % en los acuarios en los tres tratamientos.

## **2.16 Respuestas evaluadas.**

### **Crecimiento de larvas.**

Se determino tamaño de muestra para un 95% de confianza de acuerdo a Daniels (1979) A las protozoemas 1, P (1) se les midió desde la parte anterior del carapacho hasta el final de la furca, sin incluir las espinas. A las P (2) y P (3) desde el extremo anterior del rostrum hasta el final de la furca sin incluir las espinas, a M (1), M (2), M (3) Postlarva (1), Pl (5), (10), (15), (20) y (25) desde la parte anterior del rostrum hasta el final del telson, en cada estadio se efectuaron estas mediciones, con un microscopio marca American Optical One Twenty y un micrómetro ocular, calibrado en micras objetivo de 10X .

El crecimiento de las postlarvas se registró por mediciones de longitud total de punta rostrum punta telson.

### **Desarrollo de las larvas**

Se determino tamaño de muestra para un 95% de confianza para la cuantificación del desarrollo de las larvas hasta M(3), se tomaron muestras de cada unidad experimental se asignaron valores absolutos de cada subestadio y se calculó el Índice de Desarrollo de Villegas y Kanasagwa (1979).

### **Sobrevivencia de larvas.**

La sobrevivencia fue calculada en M (3) y al final del experimento con respecto al número de animales sembrados y su representación en porciento

## **2.17 Análisis de datos.**

Se aplicó la prueba estadística de ANOVA para contrastar los resultados entre tratamientos. Se determinó tamaño para un 95 % de confianza para estimar las medias de las tallas en todos los experimentos de acuerdo a Daniels (1979)

Se efectuó una linealización de las medias y se realizó un análisis de regresión lineal

Se utilizó la siguiente formula Daniels (1979):

$$N = \frac{(S)^2 (t)^2}{(K)^2 (\chi)^2}$$

Donde: N = Tamaño de muestra

S = Desviación de la media

t = % de la distribución normal (Tablas t de Student)

K = Nivel de error en decimales.

$\chi$  = Media aritmética de la población muestreada.

Para un 95 % de confianza.

Se aplicó la prueba estadística de Anova para un factor entre replicas y entre tratamientos para contrastar los resultados. Se determinó límites de confianza de las medias, se aplicó la prueba de T de Student para las medias de sobrevivencia Daniel (1979). Se aplicaron regresiones exponenciales para el análisis de los datos de crecimiento.

### **2.18. Experimento tres, producción de postlarvas y engorda.**

Después de realizar el experimento dos y contando con el cuadro de alimentación de larvas se produjeron las postlarvas para probar la engorda de camarón rosado *F. duorarum* en un estanque rústico de la granja Pocitos Tenabo la Costa.

### **2.19 Producción de postlarvas y alimentación en tanques.**

Se capturaron diez hembras en fase III y VI de desarrollo gonádico, por las técnicas antes descritas. Una vez obtenidos los desoves se colectaron las larvas, y se colocaron en dos tanques con agua esterilizada con filtros de cartucho y filtrada con luz U.V. se colocó a los nauplios N(4)-N(5), 100ind/ml en tanques de 3000 l tanto como A y B, con una densidad



de 100 nauplios/l, en 1500 litros. Se proporcionaron microalgas en ambos tanques tanto A como B 40 000 cel/ml de Chaetoceros gracilis y 10 000 cel/ml de Tetraselmis chuii durante N (5), las microalgas suministradas fueron de cultivos procedentes del laboratorio del CRIP Lerma, cultivados en matraces de 4 litros, producidas en el laboratorio con medio F<sup>2</sup> modificado de Guillard (1972).

En ambos Tanques A y B se proporcionó alimento microencapsulado y A. franciscana según recomendación del fabricante desde P(2)- P(3) ind/ml, de P(3) a M(1) 2 ind/ml de M(1) a partir de Pl(1) se comenzó a proporcionar alimento en hojuelas, en Pl(10) 4 ind/ml de A. franciscana y de Pl(10) hasta Pl(25) 6 ind por mililitro (Tabla 2). El alimento empleado tenía un mínimo de 40 % de proteína. Las postlarvas son un estadio que requiere de gran atención ya que aumenta considerablemente su consumo, como las postlarvas tienden a permanecer en el fondo y para evitar mortalidad, se mantuvieron en suspensión mediante burbujeo constante y remoción de la columna de agua con un remo a intervalos de cuatro horas. A partir de PL (5) se realizaron recambios diarios del 100 % de agua de los tanques de cultivo, se retuvieron en las tanques de cultivo hasta Pl (25).

Se llevó a cabo el seguimiento del crecimiento de los organismos en el cultivo, en los tanques de incubación a partir de N(4) N(5), cada 12 horas se examinaron las larvas al microscopio para determinar su crecimiento y desarrollo.

Se realizaron conteos con el hematocitómetro, para determinar cantidad y tipo de alimento a suministrar, se hicieron ajustes para mantener las cantidades adecuadas de alimento según se menciona, se observó las condiciones generales de las larvas, presencia de alimento, cordones fecales, los cuales son visibles a partir de protozoa En ambos tanques se mantuvo constante el suministro de aire.

Es recomendable realizar una preengorda, la siembra de postlarvas a partir de Pl (5) esto no fue posible porque no estaba listo el estanque para la siembra por lo que las larvas permanecieron en los tanques en el laboratorio hasta pl (25).

## **2.20 Registro de variables ambientales en tanques..**

Se registró diariamente en ambos tanques salinidad, temperatura, pH y cada tercer día nitrógeno amoniacal por los métodos ya descritos.

### **2.21 Colecta de postlarvas.**

Se redujo el volumen del tanque al nivel mínimo con ayuda de un filtro, una vez realizada esta operación se retiró el filtro y se colocó un recipiente para cosecha en el desagüe y se vació suavemente el tanque, teniendo cuidado de que las postlarvas no quedaran adheridas en las orillas del tanque. Se colocó a las postlarvas a densidades entre 250 y 300 por bolsa. El transporte de estas bolsa fue en hieleras de unicel, se redujo gradualmente la temperatura del agua con hielo en bolsas, para disminuir el metabolismo de los organismos, se extrajo el aire, se les inyectó oxígeno puro y fueron selladas con ligas, dos bolsas por hielera de poliuretano, el trayecto se realizó durante las primeras horas de la mañana con una duración de 30 min.

### **2.22 Fertilización del estanque rústico.**

El experimento se llevó a cabo en la granja Pocitos municipio de Tenabo Campeche, en un estanque de 2500 m<sup>2</sup>, el cual fue lavado y desinfectado. Se llenó con 15 días de anticipación a una profundidad de 80 cm y se mantuvo a esta profundidad durante todo el cultivo. Una vez que fueron llenados los estanques, se procedió a realizar la fertilización, se utilizó Nitrato de Amonio y Superfosfato triple, con una relación Nitrógeno- Fósforo de 9:1, se realizaron dos fertilizaciones más con intervalo de 7 días con Urea y Super fosfato triple S.P.T. manteniéndose la misma relación N-P, se realizaron mediciones de productividad primaria mediante el uso del disco de Secchi, el fertilizante se disolvió previamente en agua del estanque y se distribuyó con una embarcación pequeña de remos al voleo, tratando de abarcar todo el estanque.

### **2.23 Siembra de postlarvas en el estanque rústico.**

Para aclimatar las postlarvas, al estanque rústico se registro previamente la temperatura, la salinidad y el pH en el estanque, se observó las condiciones de los individuos y se procedió a un aumento gradual de la temperatura, que se realizó en tres horas. Una vez que se

igualaron las condiciones deseadas en los parámetros fisicoquímicos se llevó a cabo la siembra.

Se colocaron las postlarvas en la embarcación con remos y posteriormente fueron liberadas en diferentes áreas de estanque, proceso que se realizó en hora y media. la densidad de siembra fue de 5 individuos por m<sup>2</sup>.

### **2.24 Alimentación en el estanque.**

La alimentación se comenzó a proporcionar a los 15 días después de la siembra, por lo que las postlarvas se alimentaron con alimento natural, el alimento peletizado se proporcionó con la embarcación pequeña de remos dos veces al día, dividido en dos raciones según (New 1987, Jaime B *et al* 1996.), en la primera se les proporcionó el 40 % y en la segunda el 60 % restante, el horario de alimentación fue a las 5:00 AM y a las 16:00 PM, el porcentaje de proteína inicial fue de 40 % se les suministró el 10 % de la biomasa inicial y esto se fue modificando de acuerdo a las biometrías quincenales hasta que los organismos llegaron a 8 gr, después se comenzó a dar el 4% de la biomasa total hasta los 10 gr, y luego se les proporcionó el 2% de la biomasa total hasta cumplir los 180 días de cultivo.

Los alimentos utilizados durante el experimento (Tabla 4, 5 y 6) son alimentos comerciales ambos con una base mínima del 35 % de proteína, necesaria para cultivos comerciales (Lee *et al* 1985).

### **2.25 Respuestas evaluadas.**

#### **Crecimiento de larvas, postlarvas y juveniles..**

Se midió a las larvas desde N(4) hasta Postlarva (25) y juveniles hasta los 12.5 gr por los métodos ya descritos. Con mediciones de longitud total punta rostrum punta telson. En el caso de engorda en el estanque rústico se pesaron se registro peso húmedo, con una balanza digital portátil marca Ohaus.

### ***Desarrollo de las larvas, postlarvas y juveniles***

Para la cualificación del desarrollo de las larvas hasta M(3) se tomaron muestras de cada unidad experimental, se asignaron valores absolutos de cada subestadio y se calculó el Índice de Desarrollo de Villegas y Kanasagwa (1979). En el caso de postlarvas y juveniles no se evaluó.

### ***Sobrevivencia de larvas, postlarvas y juveniles.***

La sobrevivencia fue calculada hasta PL(25) y en la granja durante la siembra y a partir del primer mes de manera quincenal hasta finalizar el experimento en juveniles y adultos se reporta con respecto al número de animales sembrados y su representación en porciento

### ***2.26 Análisis de datos.***

Para los datos de crecimiento de larvas y postlarvas solo se realizaron registros de largo total en mm y se calculó la curva de regresión y sus parámetros.

Para los resultados de crecimiento de adultos en la granja se determinó tamaño para un 95 % de confianza para estimar las medias de las tallas de acuerdo a Daniels (1979). Se determino la curva de ajuste de regresión y se determinaron limites de confianza para 95% para las medias en los gráficos.

Para calcular la Tasa Instantánea de Crecimiento se utilizó. (TIC) (Castille et al 1993), se uso la siguiente formula :

$$\text{TIC} = 100 \times [\ln(\text{Pfin}/\text{Pini})]/t$$

P fin = Peso húmedo final promedio.

P ini = Peso inicial húmedo inicial promedio.

T= Tiempo experimental

la curva de ajuste de regresión y se determinaron límites de confianza para 95% para las medias en los gráficos.

Para calcular la Tasa Instantánea de Crecimiento se utilizó. (TIC) (Castille et al 1993), se uso la siguiente formula :

$$TIC = 100 \times [\ln(P_{fin}/P_{ini})]/t$$

P fin = Peso húmedo final promedio.

P ini = Peso inicial húmedo inicial promedio.

T= Tiempo experimental

**Tabla 5:** Análisis bromatológico de: “Alimentos Balanceados Acuícolas, Acuicultora Campechana. S.A de C.V., proporcionado a las postlarvas en el experimento primer mes de engorda.

NUTRIENTES	PORCENTAJE
Proteína	35,08
Grasa	8,04
Fibra	4,52
Ceniza	7,28
Calcio	0,98
Fósforo	0,99
Lisina	2,19
Metionina	0,75
E. Metabolizable	3710 kcal.

**Tabla 6:** Ingredientes del alimento peletizado “Alimentos Balanceados Acuícolas de Acuicultora Campechana” S.A. de C.V., empleado en el experimento tres durante el primer mes en estanquería.

Ingredientes	Porcentaje
Proteína	35%
Harina de pescado	35.3
Pasta de coco	57.1
Aceite de pescado	2.5
Aceite de soya	0.3
Premezcla de vitaminas	0.5
Premezcla de minerales	1.0
Ligador	2.0
Fungicida	0.2
Antioxidante	0.1
Otros	1.0

**Tabla 7:** Análisis bromatológico proporcionado por Alimentos Balanceados Acuícolas AS, "Aceitera la Junta. S.A. de C.V." suministrado a partir del segundo mes de engorda. en el experimento tres.

AS	. 36% de Proteína
Proteína	36.8
Grasa	7.8
Fibra	4.8
Cenizas	10.0
Humedad	12.8
* E.L.N.	31.8

\*Extracto Libre de nitrógeno.

## 2.27 Respuestas evaluadas

### *Crecimiento durante la engorda.*

Se realizaron biometrías quincenales, para registrar el crecimiento de la población y sobrevivencia, con una atarraya de luz de malla de ¼", los camarones obtenidos fueron medidos pesados, se consideró contenido del tracto digestivo, signos de enfermedad, características del exoesqueleto, una vez medidos y pesados los animales se reintegraron al estanque.

#### a) Ganancia en peso

Este se obtiene mediante el peso promedio de los organismos y su comparación con el valor correspondiente a la fecha de muestreo anterior, con lo que es posible calcular el incremento promedio de peso.

$$A = wf \cdot wi$$

Donde:

A= incremento promedio en g de peso en la población en cultivo en el periodo.

wf= Peso promedio obtenido del último muestreo.

wi= Peso obtenido en el último muestreo.

#### b) Biomasa total.

Se obtiene al multiplicar el peso promedio de los camarones por el número total de camarones en el estanque.

#### c) Conversión alimenticia.

Es la cantidad de alimento utilizado entre la cantidad de camarón producido.

### **Sobrevivencia de camarón.**

Se determinó la sobrevivencia de camarón en el estanque rústico, por medio de muestreos con atarraya de luz de malla de  $\frac{1}{4}$ ", estos se efectuaron mensualmente, se realizaron en varios puntos del estanque, se contó el número de individuos por lance, se obtuvo el promedio, para obtener el número de camarones en el estanque se utilizó la fórmula propuesta por Valerezo (1986), donde se obtiene el área que cubre la atarraya de la siguiente manera:

a) Número de  $m^2$  cubiertos por la atarraya  $(\frac{1}{4} \text{ } \text{D}^2) \times 0.4$

Donde:

$\frac{1}{4}$  = Constante

$\text{D}$  = 3.1416

$\text{D}^2$  = Diámetro de la atarraya al cuadrado.

\* 0.4 = Cifra derivada para evitar el error por reducción del área cubierta al sumergirse la atarraya y la anulación parcial por los camarones.

a) El número de camarones por  $m^2$  de la siguiente manera:

# de Camarones promedio/ lances

# de  $m^2$  / lances

b) Población total

# de camarones /  $m^2$  x área del estanque.

b) Sobrevivencia. (Valerezo 1986).

Número de animales vivos en el estanque.

$$N = (Na) \times (Ae)$$

Donde:

$N$  = Número de organismos vivos en el estanque.

$Na$  = Número promedio de camarones por lance de atarraya por unidad de área cubierta.

$Ae$  = Área del fondo muestreado.

Se aplicará la prueba estadística de ANOVA para contrastar resultados entre muestreos

### **2.28 Registro de variables ambientales en el estanque rústico.**

Durante el desarrollo de este estudio se llevó a cabo un registro de las siguientes variables ambientales en el estanque rústico en la mañana a primera hora se registró la temperatura la salinidad, oxígeno disuelto, transparencia con el disco de Secchi en la mañana a las 5:00 AM, también se registraron estas variables por la tarde a las 16:00 PM y cada tercer día se determinó las concentraciones de nitrógeno amoniacal en el estanque por los métodos antes descritos.

Los recambios se llevarán a cabo a los 15 días de cultivo renovando el 10 % del volumen total del estanque o al detectarse alteraciones de los parámetros fisicoquímicos que pudieran afectar el desarrollo de los organismos.

Se llevará cabo un análisis de correlación de las variables ambientales contra el peso para determinar de que manera influyeron cada una el crecimiento del camarón.

### **2.29 Cosecha de camarón.**

La cosecha de camarón rosado *F. duorarum*, se llevó a cabo a los 180 días de cultivo

- a) Se colocaron bolsas de red a la salida del estanque.
- b) se disminuye el nivel de agua desde el medio día, al anochecer. (Valerezo 1986).



### III Resultados.

#### 3.1 Experimento uno

##### 3.1.1 Alimentación de larvas en tanques.

Durante el desarrollo del experimento se observaron las siguientes densidades de alimento vivo para microalgas ( $P \leq .05$ ) Chaetoceros gracilis y para rotíferos Tetraselmis chuii, para rotíferos Brachionus plicatilis y Artemia sp (Artemia regional). Encontrándose el tanque A con las mayores concentraciones.

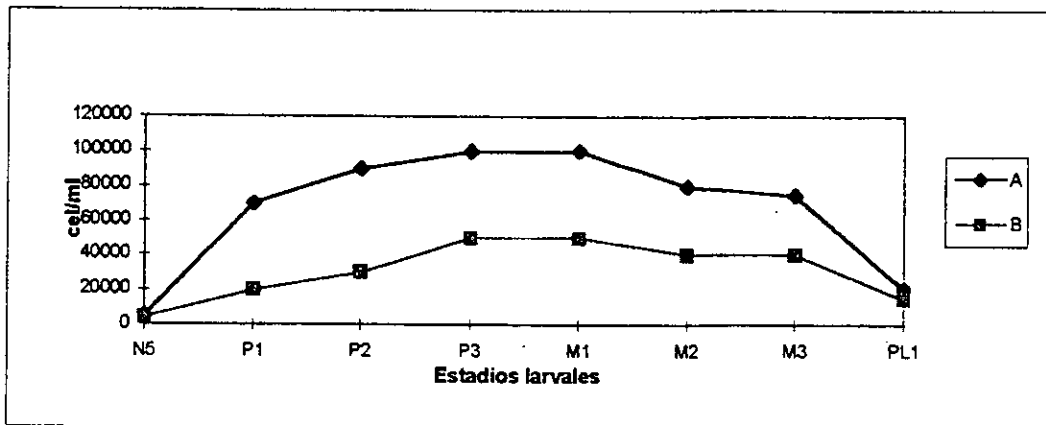


Fig. 4: Comparación de las concentraciones ( $P \leq .05$ ) de Chaetoceros gracilis reportadas en células por mililitro, en los tanques A y B de tres mil litros, durante el experimento uno.

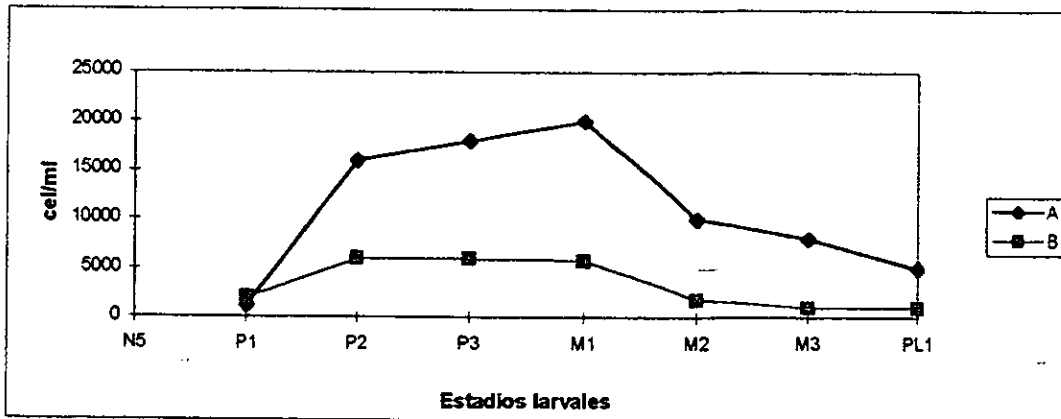


Fig. 5: Comparación de las concentraciones ( $P \leq .05$ ) de *Tetraselmis chuii* reportadas en células por mililitro, en los tanques A y B de tres mil litros durante el experimento uno.

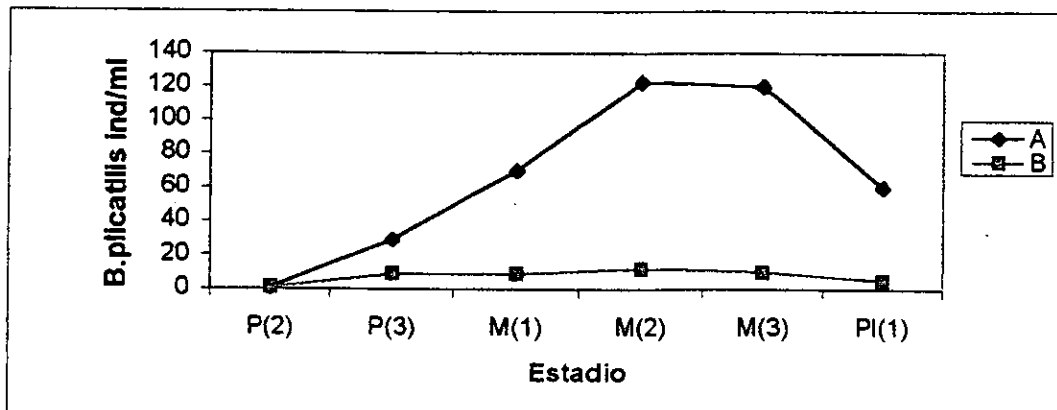


Fig. 6: Comparación de las concentraciones de *Brachionus plicatilis* en los tanques A y B ( $P \leq .05$ ) reportadas en células por mililitro, en los tanques A y B de tres mil litros, durante el experimento uno.

En el caso de este experimento se alcanzaron dos densidades de alimentación máximas de 100 500 cel/ml de *Chaetoceros gracilis* y 20 000 cel/ml de *Tetraselmis chuii* en M(1) en el tanque A y otra de 50 000 cel/ml de *Chaetoceros gracilis* y 5 800 cel/ml en M (1) en el tanque B. Se encontró que ambas especies tanto *Chaetoceros gracilis* como *Tetraselmis*

chuii, son adecuadas para la alimentación de las larvas de F. duorarum que fueron bien consumidas propiciando una buena velocidad de desarrollo y un buen tamaño en ambos tanques. Las concentraciones máximas de rotíferos alcanzadas en este estudio fueron de 123 individuos/ml en M(2) para el tanque A y 12 en el tanque B.

### 3.2 Respuestas evaluadas.

#### Crecimiento de larvas en tanques.

Al producirse las postlarvas en dos tanques A y B, se encontró que con respecto al crecimiento para ( $P < 0.05$ ) las larvas se desarrollaron hasta Pl (1) en un total de 216 horas en el tanque A con un largo total de 5.0 mm de talla promedio en el tanque B el desarrollo fue en 240 horas con un largo total promedio de 5.02 mm..

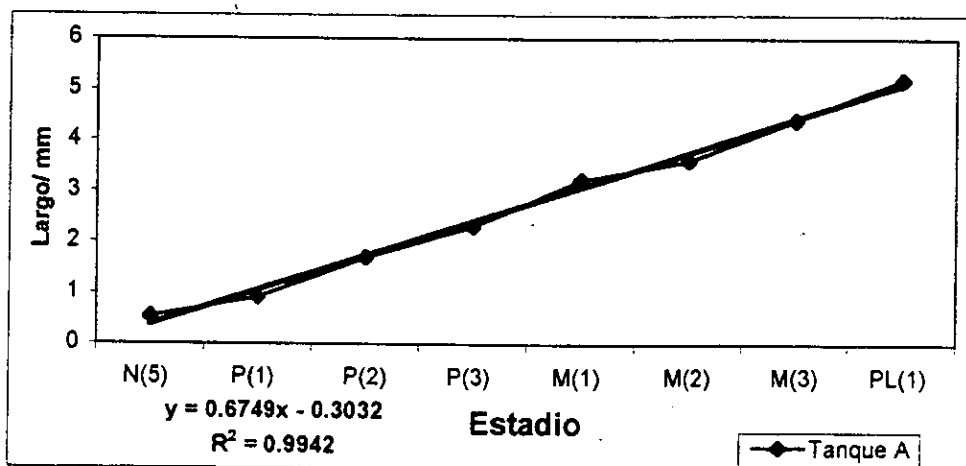


Fig. 7: Resultados de la regresión lineal de los datos de incremento promedio largo (mm) ( $P \leq .05$ ) y los parámetros de la regresión de nauplio (N1) a postlarva (Pl), tanque A en el experimento uno.

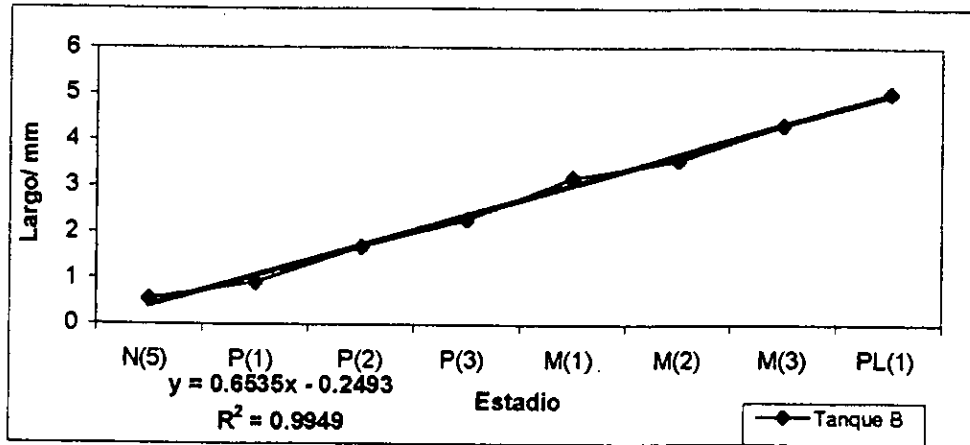


Fig 8: Resultados de la regresión lineal de incremento promedio largo (mm) y los parámetros de la regresión de nauplio (N1) a postlarva (P1), tanque A en el experimento uno.

Se llevó a cabo una linealización (Fig 4 y 5) de las curvas de crecimiento de las larvas en ambos tanques y se compararon las pendientes encontradas, siendo mayor en el tanque A de 0.6749 mientras que en el tanque B se obtuvo un valor de 0.6535, podemos afirmar que el tanque A mostró un mejor crecimiento. Con respecto al coeficiente de determinación de la regresión  $r^2$  encontramos en los dos gráficos un buen ajuste.

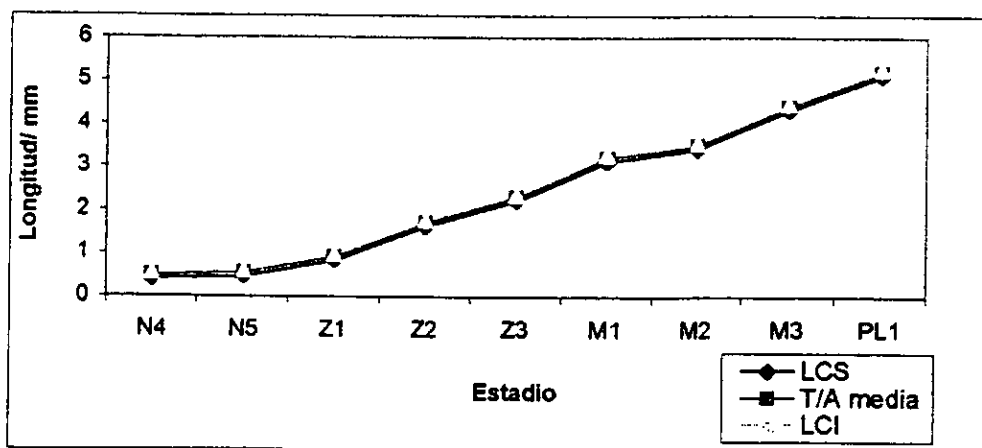


Fig. 9: Resultados datos de incremento promedio largo (mm) en tanque A y los límites de confianza ( $P < .05$ ) de nauplio (N1) a postlarva (P1), en el experimento uno.

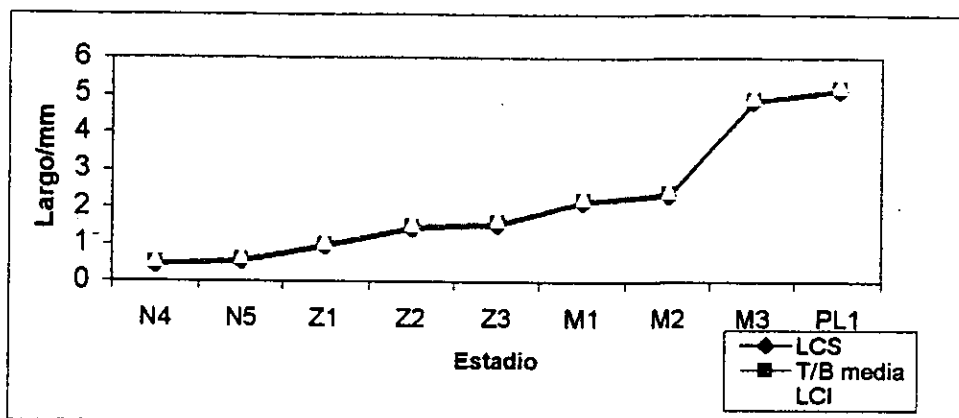


Fig. 10: Resultados datos de incremento promedio largo en mm en tanque B y los límites de confianza ( $P \leq .05$ ) de nauplio (N1) a postlarva (P1), en el experimento uno. tanque B en el experimento uno.

Con respecto a los límites de confianza para los promedios de longitud (mm) por estadio se encontró que los resultados son estadísticamente significativos ( $P \leq .05$ ), en ambos tanques A y B.

Tabla 8: Resultados para la prueba de T de Student para medias ( $P \leq .05$ ) de los incrementos de largo en mm por estadio de las larvas en el experimento uno.

Prueba t para medias de dos muestras emparejadas		
	Variable 1	Variable 2
Media	2.73375	2.620975
Varianza	2.7487125	2.61535158
Observaciones	8	8
Coefficiente de correlación de Pearson	0.99430313	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	7	
Estadístico t	1.7773897	
P(T<=t) una cola	0.05937358	
Valor crítico de t (una cola)	1.89457751	
P(T<=t) dos colas	0.11874716	
Valor crítico de t (dos colas)	2.36462256	

Con respecto a los resultados de la prueba estadística de T de Student, aplicada ( $P \leq .05$ ) se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos, es decir que si se afecto el crecimiento por la concentración de alimento presente mostrando los mejores valores el tanque A con mayor concentración de alimento presente.

### Desarrollo de larvas.

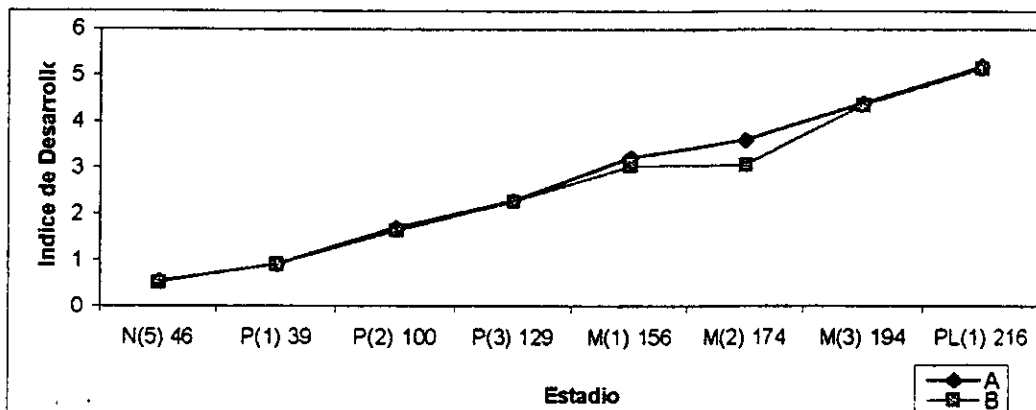


Fig. 11: Índice de desarrollo de larvas (Kanasagua y Villegas (1979) en tanques A y B de N(4) a M (3) ( $P \leq .05$ ) en el experimento uno.

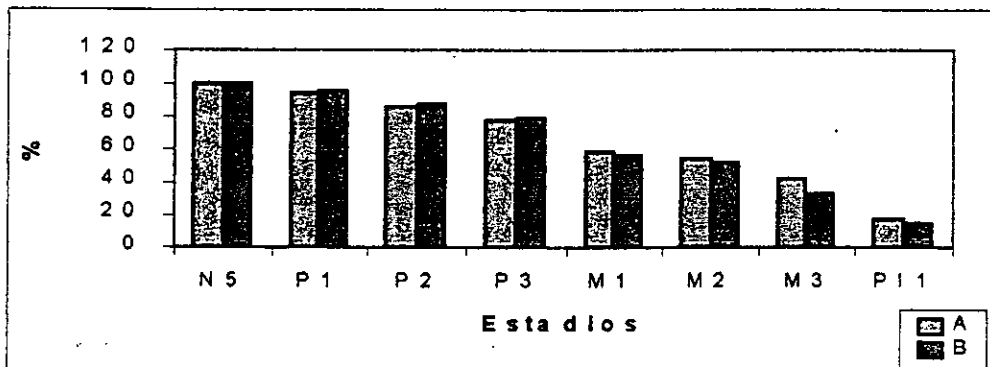
Tabla 9: Prueba de T de Student para las medias ( $P \leq .05$ ) de Índice de desarrollo de larvas en de N (4) PI (1) en el experimento uno.

Prueba t para medias de dos muestras emparejadas		
	Variable 1	Variable 2
Media	2.73375	2.620975
Varianza	2.7487125	2.61535158
Observaciones	8	8
Coefficiente de correlación de Pearson	0.99430313	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	7	
Estadístico t	1.7773897	
P(T<=t) una cola	0.05937358	
Valor crítico de t (una cola)	1.89457751	
P(T<=t) dos colas	0.11874716	
Valor crítico de t (dos colas)	2.36462256	

Con respecto al desarrollo de larvas en los tanques A y B se encontraron diferencias significativas de acuerdo con la prueba estadística de T de Student aplicada ( $P \leq .05$ ), para el Índice de desarrollo de las larvas de N (5) hasta P1 (1)

### **Sobrevivencia en tanques.**

Se presentan los resultados de sobrevivencia de larvas de N (5) a P1(1) para ( $P \leq .05$ ) en los tanques A y B de cultivo se encontró que el tanque A mostró un 17.62%, mientras que el B de 15.85%, también en este caso el tanque A mostró la mejor sobrevivencia.



**Fig 12:** Sobrevivencia de larvas ( $P \leq .05$ ) de N (4) P1 (1) en tanques A y B expresada en porcentaje. en el experimento uno número.

**Tabla 10:** Prueba de T de Student para las medias ( $P \leq .05$ ) de sobrevivencia de larvas en de N (4) Pl (1) en el experimento uno..

Experimento uno		
	Variable 1	Variable 2
Media	10725.6667	10452.5
Varianza	17166523.5	19465075
Observaciones	12	12
Coefficiente de correlación de Pearson	0.98687416	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	11	
Estadístico t	1.27357865	
P(T<=t) una cola	0.11453317	
Valor crítico de t (una cola)	1.79588369	
P(T<=t) dos colas	0.22906634	
Valor crítico de t (dos colas)	2.20098627	

Para los resultados de la prueba de T de student para medias de dos muestras, de sobrevivencia para ( $P \leq .05$ ) se encontraron diferencias significativas entre ambos tratamientos. Es decir la concentración de alimento presente en los tanques de cultivo afecto la sobrevivencia de las larvas siendo mejor en el tanque A.

### 3.3 Registro de variables ambientales en tanques A y B .

En cuanto a las variables ambientales que se registraron durante este experimento no se encontraron aumentos significativos en ninguna de las variables que pudieran haber afectado el experimento.

**Tabla 11:** Variables ambientales registrados durante el experimento uno en los tanques A y B, se incluyen máximos y mínimos .

Tanque	Temperatura +- 1°C			Salinidad +- 1 o/oo			pH			O <sub>2</sub> mg/l			NH <sub>4</sub> mg/l
	X	Max	Min	X	Max	Min	X	Max	Min	X	Max	Min	
<b>A</b>	25,8	26,5	24	31	33	28	8,4	8,5	8,3	6,7	6,8	5,5	0,0647
<b>B</b>	26	26	25	32	31	30	8,5	8,6	8,3	6,6	6,7	6	0,0748



### 3.4 Experimento dos en acuarios.

#### 3.4.1 Respuestas evaluadas

##### Crecimiento de larvas en acuarios

Se presenta el incremento de longitud (mm) de las larvas y los límites de confianza, durante el experimento dos de N(4) a Pl(25) en acuarios ( $P \leq .05$ ) con tres diferentes regímenes alimenticios, tratamientos A, B y C y sus réplicas, se llevó a cabo un Análisis de Varianza de un solo factor entre replicas y tratamientos.

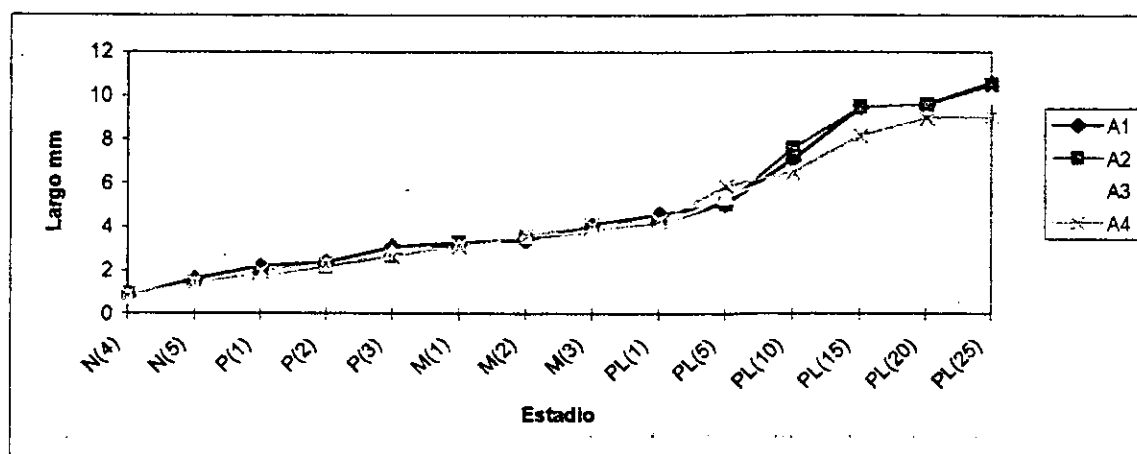


Fig. 13: Incremento de longitud (mm) promedio ( $P \leq .05$ ), tratamiento A réplicas 1,2,3 y 4 de N(4) a Pl (25) ( $P \leq .05$ ) en el experimento dos.

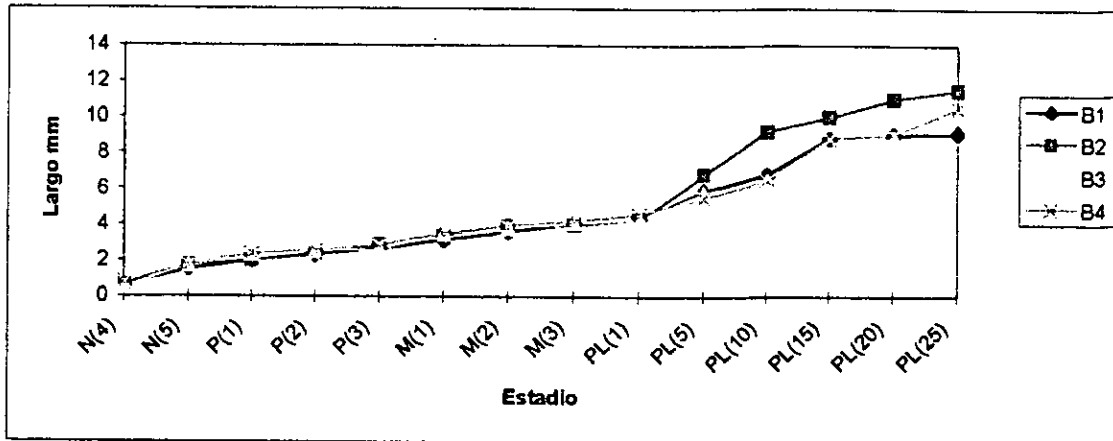


Fig 14: Incremento de longitud (mm) promedio ( $P \leq .05$ ), tratamiento B réplicas 1,2,3 y 4 de N(4) a PL(25) ( $P \leq .05$ ) en el experimento dos.

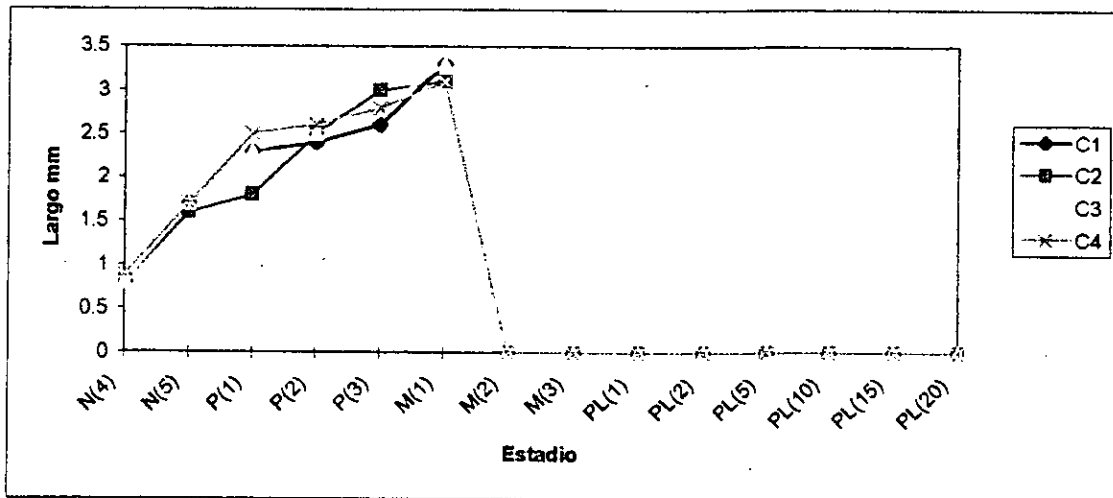


Fig 15: Incremento de longitud (mm) promedio ( $P \leq .05$ ), tratamiento C, réplicas 1,2,3 y 4 desde N(4) hasta M(1) porque las larvas murieron antes de llegar a PL(25) en el experimento dos.

**Tabla 12:** Resultados de Análisis de Varianza de longitud (mm) entre réplicas en acuarios tratamiento A.

ANÁLISIS DE VARIANZA Serie A							
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	0.908214286	3	0.302738095	0.0324	0.992063151	2.78259904	
Dentro de los grupos	485.5017857	52	9.336572802				
Total	486.41	55					

**Tabla 13:** Resultados de Análisis de Varianza longitud (mm) entre réplicas en acuarios tratamiento B.

ANÁLISIS DE VARIANZA SERIE B							
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	2.8541	3	0.9514	0.0900	0.9852	2.7826	
Dentro de los grupos	549.64	52	10.5700				
Total	552.4928	55					

**Tabla 14:** Resultados de Análisis de Varianza de longitud (mm) entre réplicas en acuarios tratamiento C.

ANÁLISIS DE VARIANZA SERIE C							
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	0.015	3	0.005	0.0032	0.9998	2.7826	
Dentro de los grupos	81.9643	52	1.5762				
Total	81.9793	55					

**Tabla 15:** Resultados de Análisis de Varianza de longitud (mm) entre tratamientos A y B.

ANÁLISIS DE VARIANZA A/B							
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	0.037781641	1	0.037781641	0.01342464	0.90940528	4.800110515	
Dentro de los grupos	39.40090234	14	2.814350187				
Total	39.43868398	15					

**Tabla 16:** Resultados de Análisis de Varianza de longitud (mm) entre tratamientos B y C.

ANÁLISIS DE VARIANZA B/C							
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	8.193878562	1	8.193878562	2.95245546	0.10777253	4.800110515	
Dentro de los grupos	29.37022188	14	2.097872991				
Total	35.56409844	15					

Tabla 17: Resultados de Análisis de Varianza de longitud (mm) entre tratamientos A y C.

ANÁLISIS DE VARIANZA A/C						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	42.38580357	1	42.38580357	8.51868541	0.00716339	4.225199748
Dentro de los grupos	129.3663095	26	4.975627289			
Total	171.7521131	27				

No se encontraron diferencias significativas entre réplicas en los tres tratamientos A, B y C estos tuvieron un comportamiento similar dentro de tratamientos, relacionado con la dieta aplicada en cada caso. Se encontró una importante diferencia en el crecimiento y desarrollo en cada uno de los tratamientos siendo más notable con respecto al tratamiento C, el cual resultó tener menor incremento en el crecimiento total con respecto a los tratamientos A y B. Se realizaron Análisis de Varianza (tabla 11, 12, 13, 14, 15 y 16) con la longitud máxima, que mostró una diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) en el crecimiento del tratamiento C es diferente, encontrándose tamaños menores, el incremento total del crecimiento de este tratamiento fue menor no así en los tratamientos A y B donde no hay diferencias entre tratamientos.

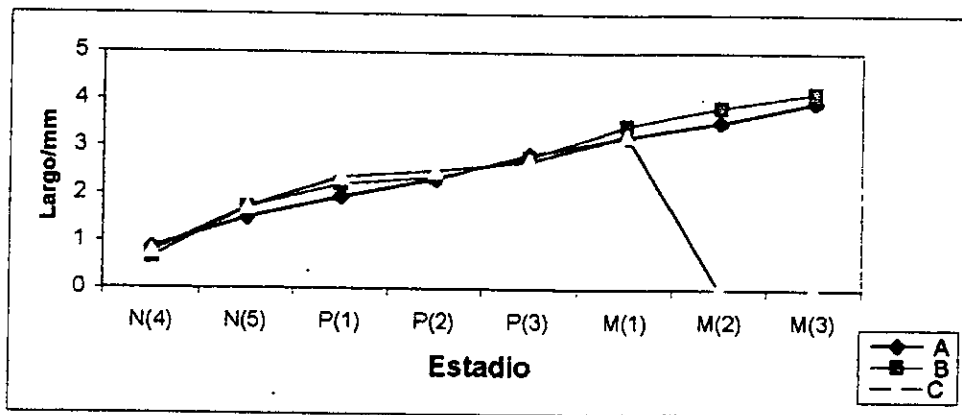


Fig. 16: Comparación de incremento promedio de longitud (mm) de los tres tratamientos A, B, C en acuarios ( $P \leq .05$ ). Se reporta hasta M(3) porque las larvas del tratamiento C murieron.

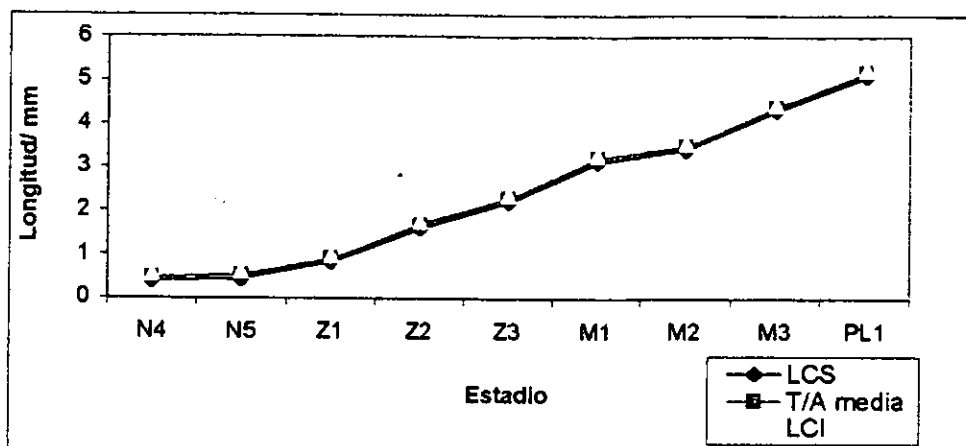


Fig. 17: Resultados de incremento de longitud (mm) promedio del tratamiento A, en acuarios con limites de confianza ( $P \leq .05$ ).

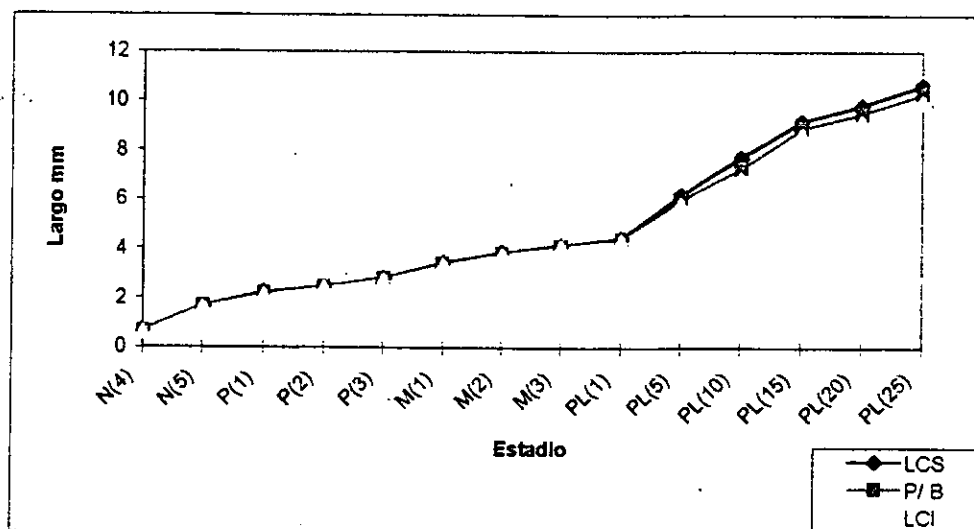


Fig. 18: Incremento de longitud (mm) promedio para el tratamiento B en acuarios de N(4) a PL(25, con limites de confianza ( $P \leq .05$ ).

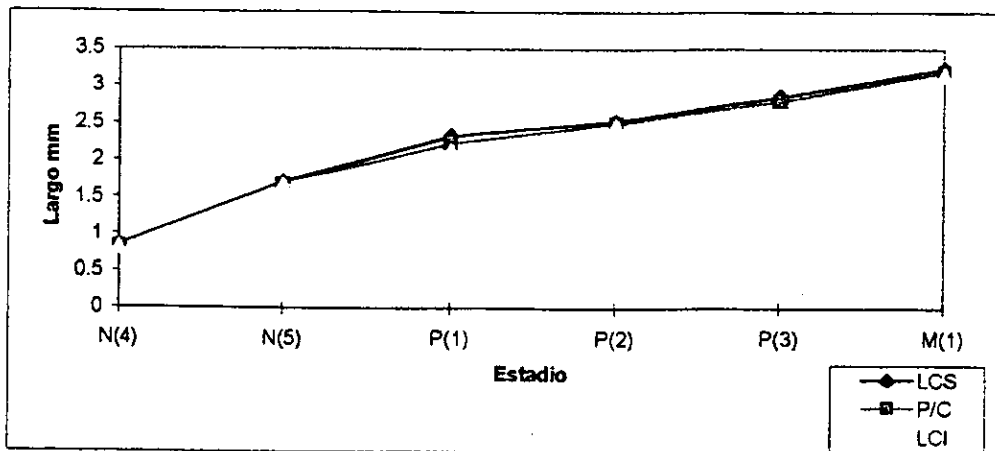


Fig. 19: Incremento de longitud (mm) promedio del tratamiento C, en acuarios con limites de confianza ( $P \leq .05$ ).

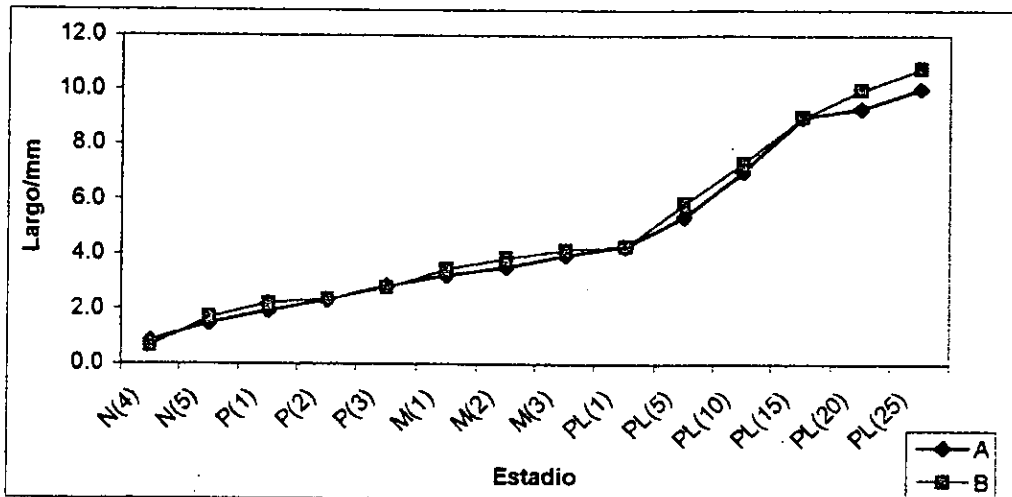


Fig. 20: Longitud (mm) promedio ( $P \leq .05$ ) de *F. duorarum* en mm de nauplio 4 a postlarva 25 en acuarios series A y B, no se presenta C (las larvas murieron)

En cuanto a los resultados para los límites de confianza en cada caso se encontró que para los tres tratamientos son estadísticamente significativos para ( $P \leq .05$ ) se representan en los gráficos anteriores (FIG.17,18 y 19). También se calculó el incremento de largo (mm) promedio de los tratamientos A y B de N(4) a PL(25) no así el C porque como ya se indicó

las larvas murieron antes de concluir el experimento. Tanto el tanque A como el B mostraron comportamientos similares como puede observarse en los Análisis de Varianza tanto de crecimiento como de desarrollo no así con el tratamiento C que mostró diferencias significativas con A Y B tanto para crecimiento como para desarrollo.

**Desarrollo de larvas.**

Se presentan resultados de sobrevivencia de larvas en los tres tratamientos A, B y C.

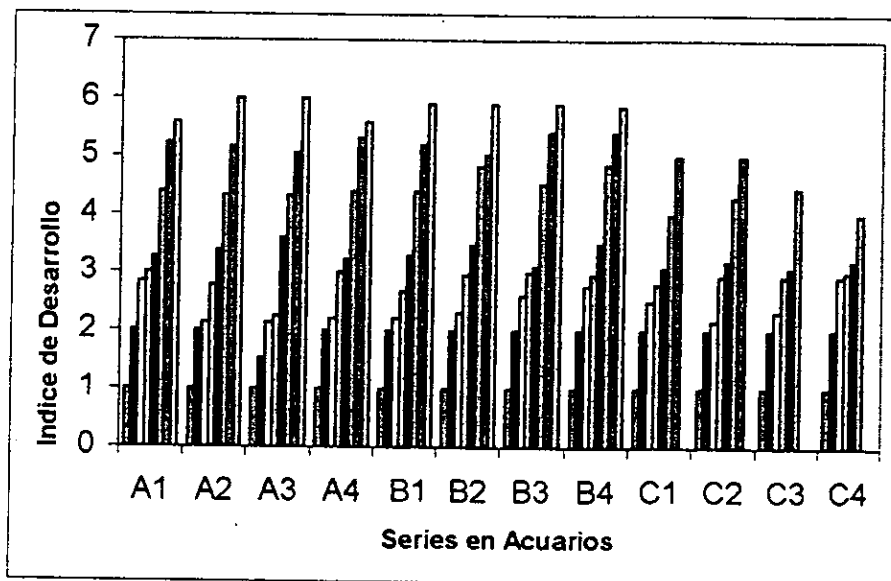


Fig. 21: Índice de desarrollo de larvas Kanasagua y Villegas (1979) en acuarios de N(4) a M (3), ( $P \leq .05$ ) en el experimento dos.

Tabla 18: Resultados de Análisis de Varianza de datos promedio de Índice de desarrollo tratamientos A y B.

ANÁLISIS DE VARIANZA A/B						
n de las varianzas de cuadrac	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	1	0.050625	0.01795441	0.89531442	4.600110515	
Dentro de los	14	2.819641071				
Total	15					

**Tabla 19:** Resultados de Análisis de Varianza de datos promedio de Índice de desarrollo entre tratamientos B y C.

ANÁLISIS DE VARIANZA B/C							
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	6.11325625	1	6.11325625	2.7593	0.11891007	4.600110515	
Dentro de los grupos	31.0168875	14	2.215491964				
Total	37.13014375	15					

**Tabla 20:** Resultados de Análisis de Varianza de datos promedio de Índice de desarrollo tratamientos A y C.

ANÁLISIS DE VARIANZA A/C							
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F	
Entre grupos	5.05125625	1	5.05125625	2.3149	0.15040397	4.600110515	
Dentro de los grupos	30.5492875	14	2.182091964				
Total	35.60054375	15					

En las Análisis de Varianza entre réplicas en cada tratamiento, se encontraron diferencias significativas entre tratamientos el tratamiento C mostró diferencias con A Y B

**Sobrevivencia en acuarios.**

Se presentan resultados de sobrevivencia en acuarios series A, B y C con densidades iniciales de 100 nauplios por mililitro y a partir de Pl(1) con 57 ind/ml.

**Tabla 21:** Sobre vivencia observada ( $P \leq .05$ ) de larvas de N(4) a Pl (25) en porcentaje, con tres regímenes alimenticios en acuarios tratamientos A, B, C. a partir de Pl(1) se modifica la densidad a 57 ind/l. (Las larvas de tratamiento C murieron, durante el desarrollo del experimento).

Sobrevivencia (%) Tratamientos			
SERIE	100 N/l A	100 N/l B	100 N/l C
1	20.55	13.82	0
2	31.32	17.4	0
3	27.5	14.25	0
	<b>57/Pl(1)/l</b>	<b>57/Pl(1)/l</b>	*
1	27.8	10.4	0
2	23.9	16.0	0
3	29.9	13.3	0



### 3.5 Experimento tres producción de postlarvas y engorda

#### Crecimiento de larvas en tanques.

Se produjeron las postlarvas para ser sembradas en el estanque rústico mostrando los siguientes resultados durante su desarrollo en el tanque A y B alimentadas con alimento comercial microencapsulado.

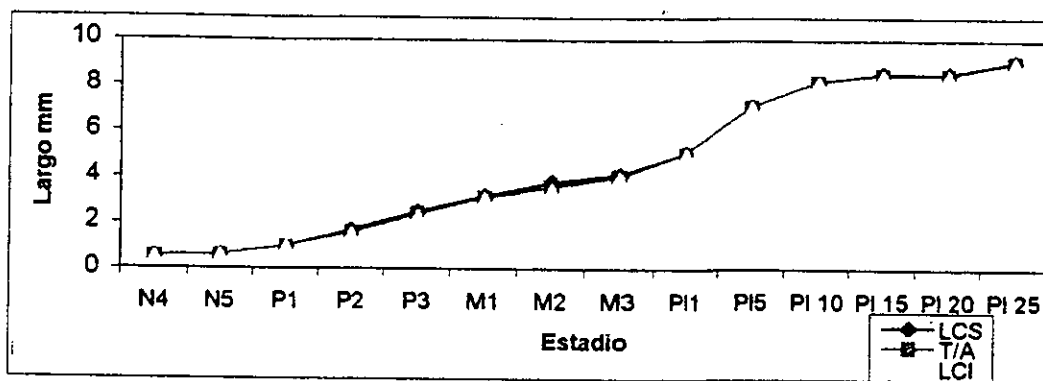


Fig. 22: Resultados datos de incremento promedio largo (mm) en tanque A y los límites de confianza ( $P \leq .05$ ) de nauplio (N1) a postlarva (PI25), en el experimento tres.

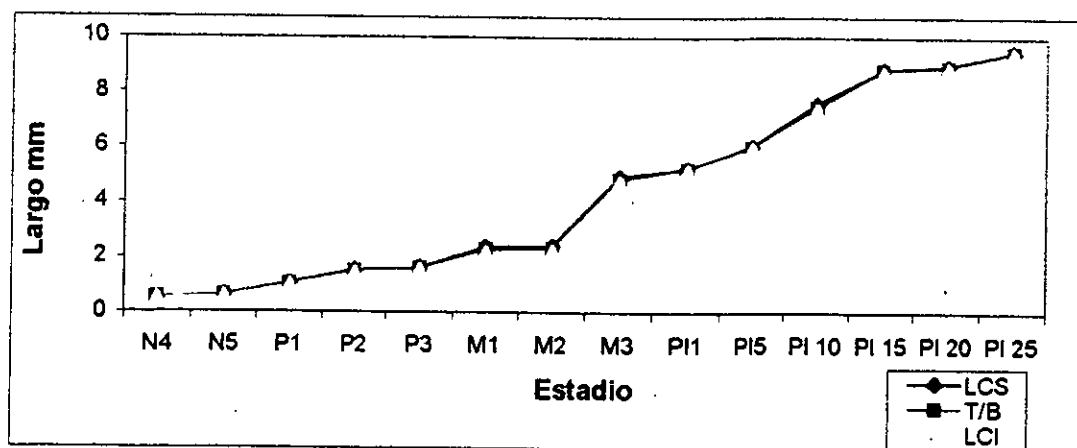


Fig. 23: Resultados datos de incremento promedio largo (mm) en tanque B y los límites de confianza ( $P \leq .05$ ) de nauplio (N1) a postlarva (PI25), en el experimento tres.

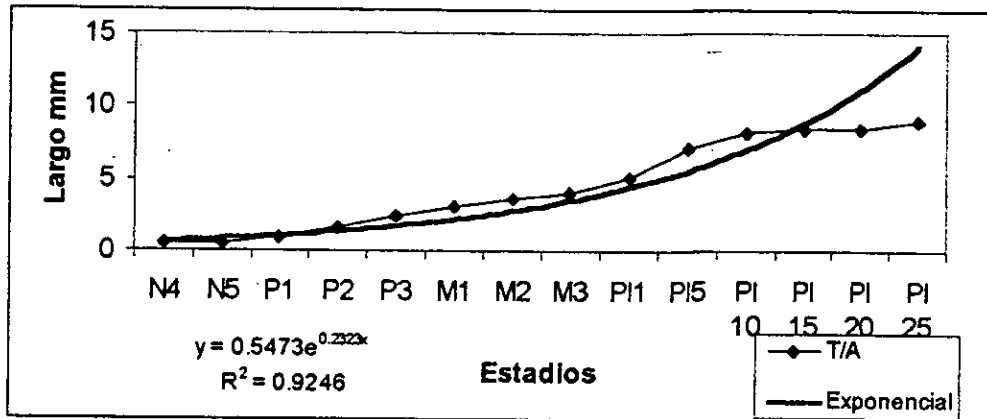


Fig. 24: Resultados del tanque A, regresión exponencial de los datos de incremento promedio largo (mm) ( $P \leq .05$ ) y los parámetros de la regresión de nauplio (N1) a postlarva (PI25), en el tanque A en el experimento tres.

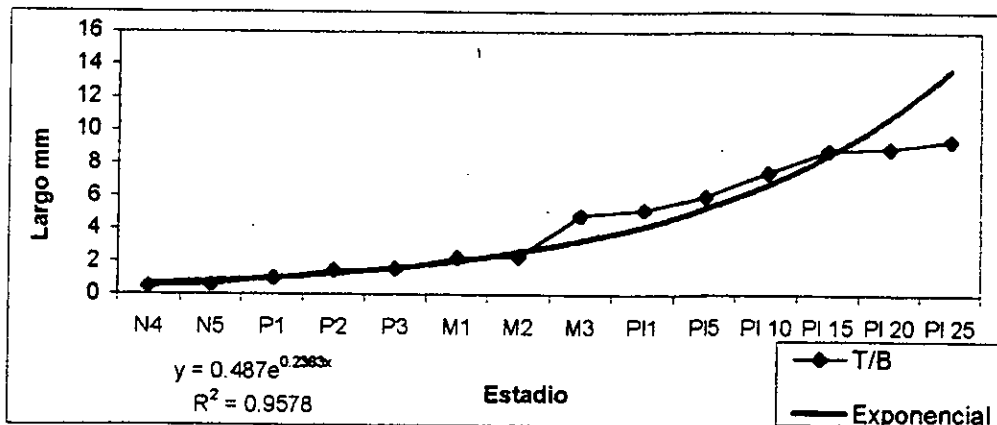


Fig. 25: Resultados del tanque B, regresión exponencial de los datos de incremento promedio largo (mm) ( $P \leq .05$ ) y los parámetros de la regresión de nauplio (N1) a postlarva (PI25), en el tanque A en el experimento tres.

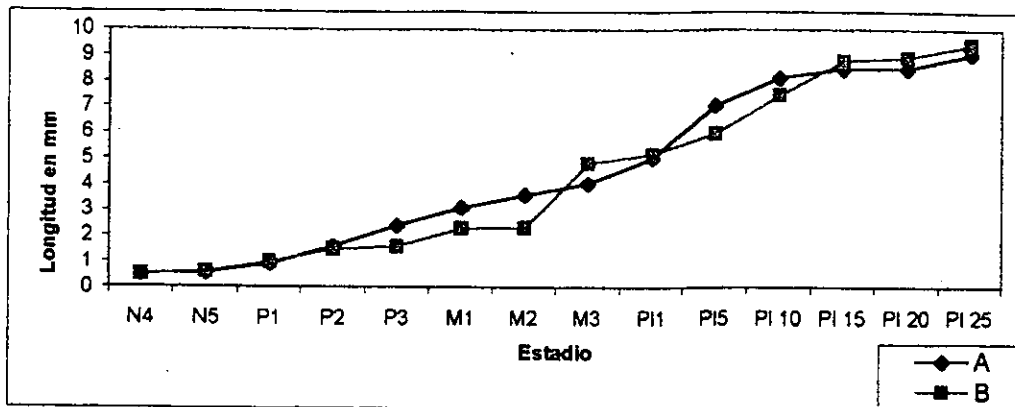


Fig. 26: Crecimiento de larvas de camarón N(4) PI(25), longitud (mm), ( $P \leq .05$ ) tanques A y B experimento tres

**Sobrevivencia de larvas en tanques.**

Se reporta a partir de N(4) hasta PI(25) que fue cuando se sembraron en el estanque rústico las postlarvas.

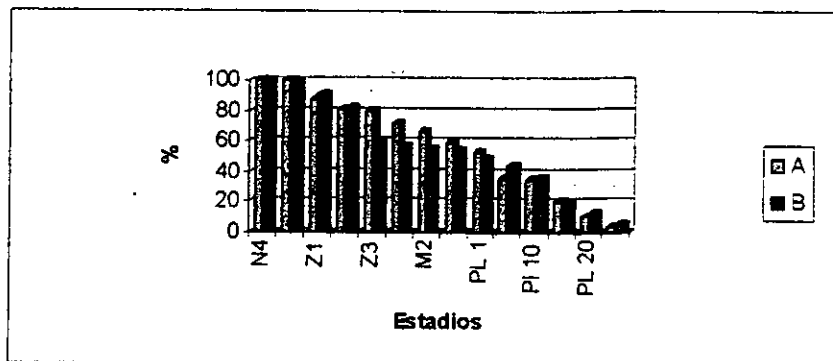


Fig. 27: Sobrevivencia de *F. duorarum* obtenida en tanques de tres mil litros de larvas N (4) hasta PI (25) expresada en porcentaje, experimento tres.

**Crecimiento en el estanque rústico.**

Para los resultados de crecimiento de *F. duorarum* en el estanque rústico se llevó a cabo la siembra de organismos en septiembre 15 pero se reporta a partir de octubre 15, por la dificultad para capturar a los ejemplares en el estanque rústico.

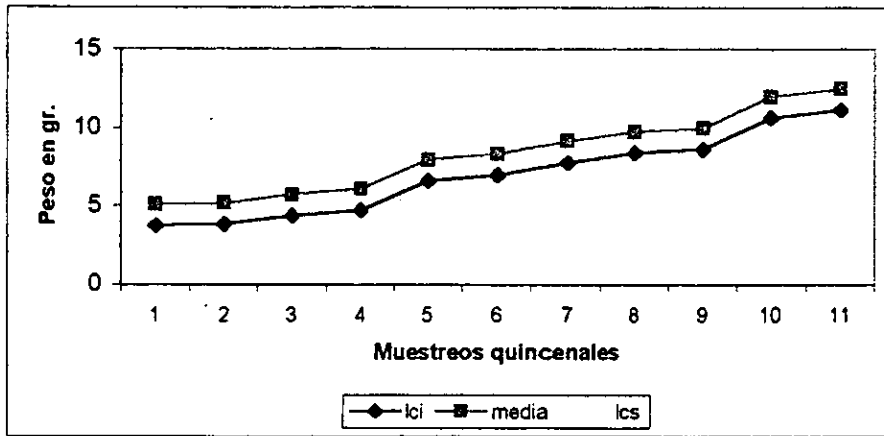


Fig. 28: Incremento promedio quincenal de peso (gr) límites de confianza ( $P \leq 0.05$ ) calculada mediante t de Student de *F. duorarum*.

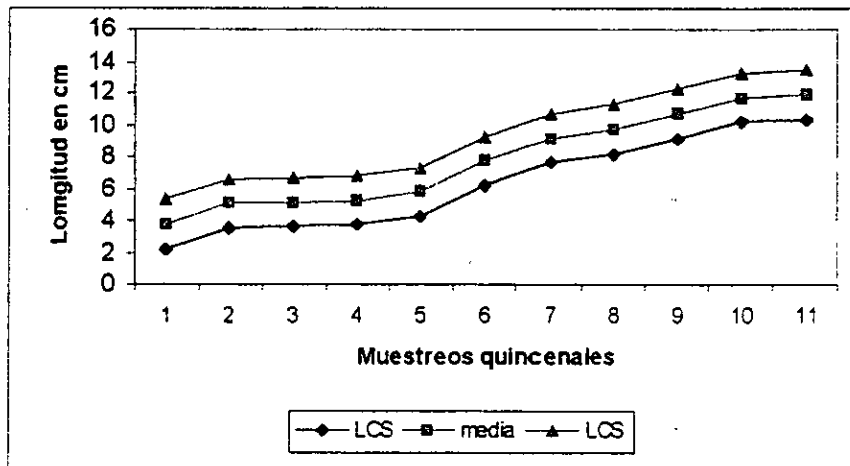


Fig. 29: Incremento promedio quincenal de longitud (cm) de límites confianza ( $P \leq 0.05$ ) calculada mediante t de Student de *F. duorarum*.

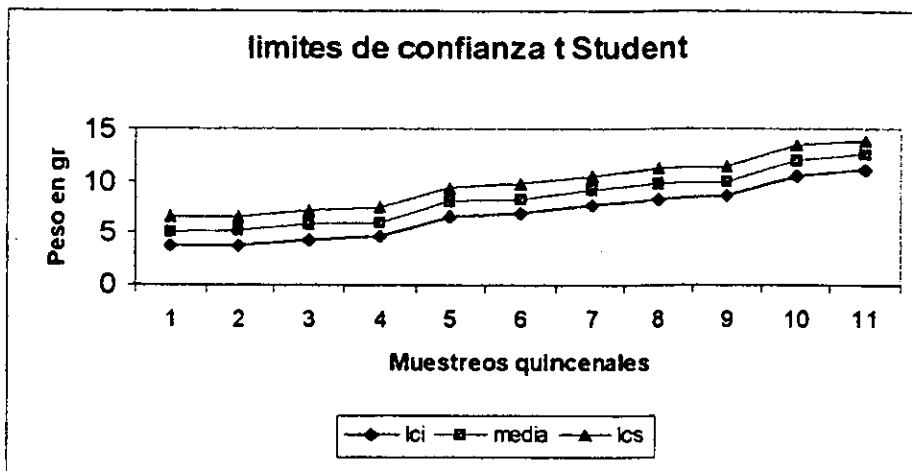


Fig. 30: Limites de confianza ( $P. \leq 0.05$ ) de muestreos de peso (gr) quincenales calculados mediante T de Student de F. duorarum ..

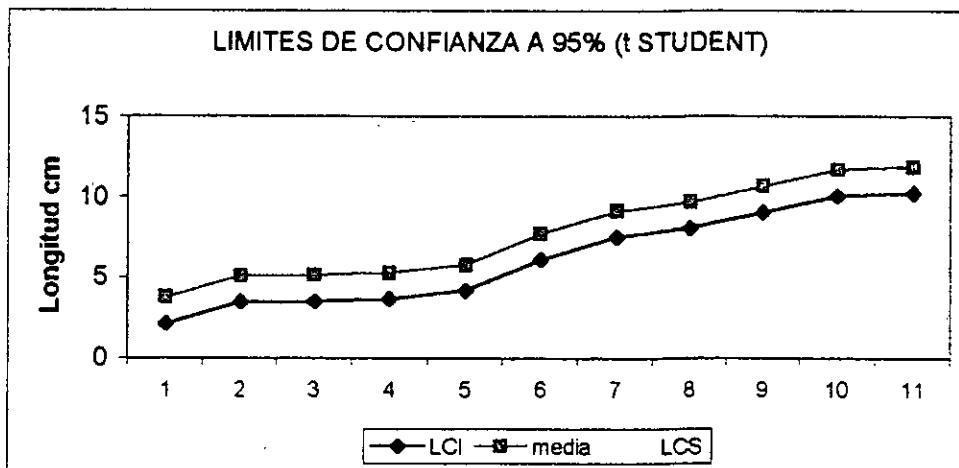


Fig. 31: Limites de confianza ( $P. \leq 0.05$ ) muestreos de longitud (cm) calculados mediante T de Student del incremento promedio quincenal de longitud (cm) de F. duorarum .

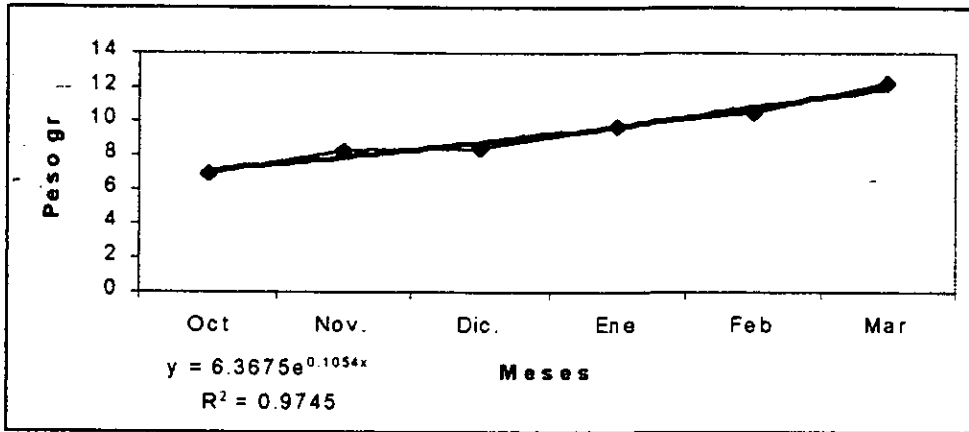


Fig. 32: Parámetros de la ecuación de regresión exponencial del incremento de peso (gr) ( $P. \leq 0.05$ ) de camarón rosado *F. duorarum* en estanquería rústica, experimento tres.

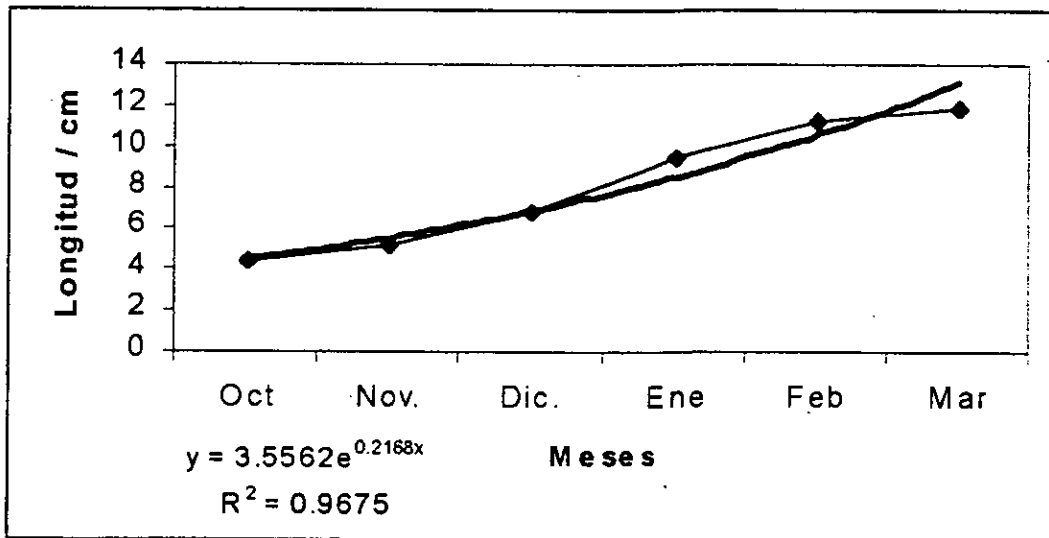


Fig. 33: Parámetros de la ecuación de regresión exponencial del incremento de longitud promedio mensual (cm) ( $P. \leq 0.05$ ) de camarón rosado *F. duorarum* en estanquería rústica, experimento tres.

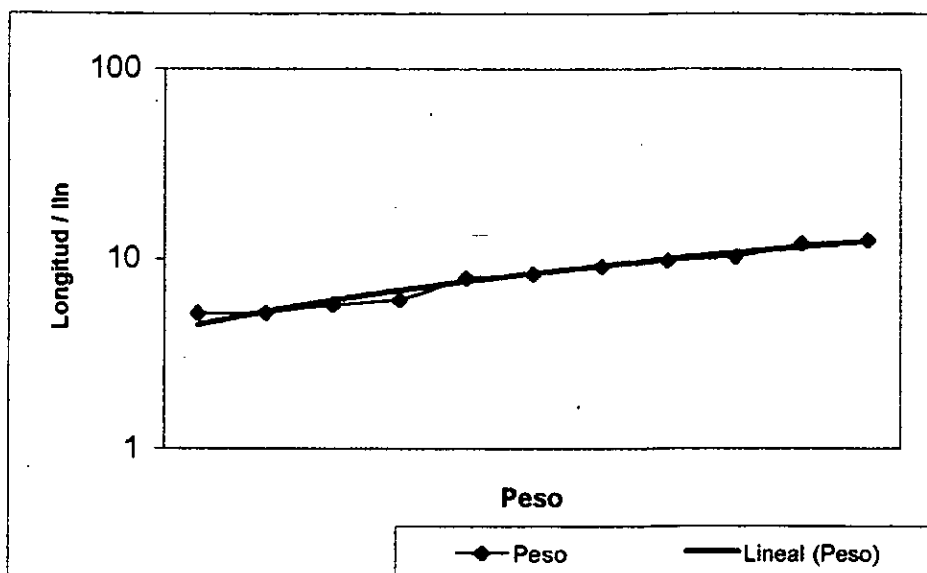


Fig. 34: Parámetros de la ecuación de regresión longitud- peso durante la engorda (*F. duorarum*) en estanque rústico, experimento tres.

Tabla 21: Estadísticos de la regresión peso longitud de camarón rosado para la engorda.

Estadísticas de Regresión	
Coefficiente de correlación	0.9614
Coefficiente de determinación $R^2$	0.9243
$R^2$ Ajustado	0.9159
Error típico	0.3663
Observaciones	11

Tabla 22: Análisis de Varianza para la regresión peso longitud.

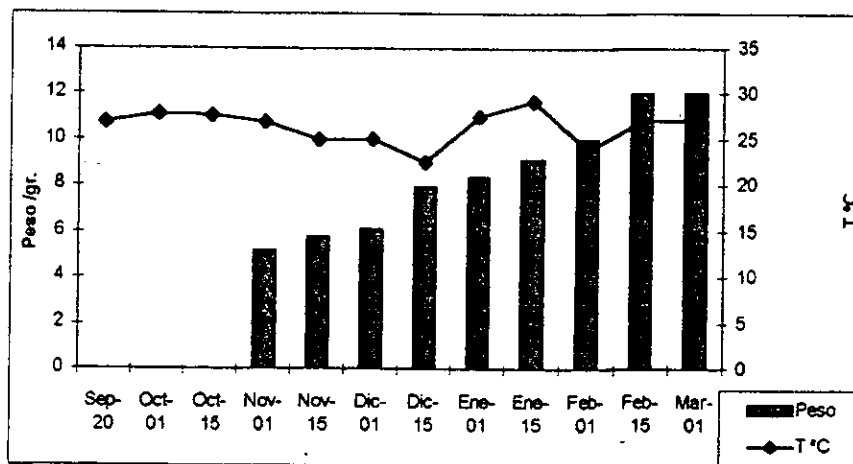
ANÁLISIS DE VARIANZA								
	Graos de libertad	Suma de cuadrados	Promedio de los cuadrados	F	Valor crítico de F			
Regresión	1	14.7512428	14.75124283	109.908829	2.4116E-06			
Residuos	9	1.20792101	0.134213448					
Total	10	15.9591636						
	Coefficientes	Error típico	Estadístico t	Probabilidad	Inferior 95%	Superior 95%	Inferior 95.0%	Superior 95.0%
Intercepción	5.69476593	0.3659697	14.75482024	1.3016E-07	4.82168377	6.56786808	4.82168377	6.56786808
peso	0.46426709	0.04429449	10.48374117	2.4116E-06	0.36408855	0.56444563	0.36408855	0.56444563

**Tabla 23:** Tasa instantánea de crecimiento TIC ( $P \leq 0.05$ ) de camarón rosado durante la engorda experimento tres.

Tasa Instantánea de Crecimiento	
Fecha	Tasa
Nov-01	0.1085
Nov-15	0.0592
Dic-01	0.2703
Dic-15	0.0441
Ene-01	0.0927
Ene-15	0.0888
Feb-01	0.1840
Feb-15	0.0392
Mar-01	0.0392
<b>Promedio</b>	<b>0.1029</b>

### 3.6 Registro de las variables ambientales en estanque rústico.

A continuación se muestran los resultados obtenidos para las variables ambientales en el experimento tres engorda en el estanque rústico de la granja "Pocitos" Tenabo la Costa.



**Fig. 35:** Comparación de los promedios mensuales de peso (gr) ( $P \leq 0.05$ ) y la temperatura en °C durante la engorda (*F. duorarum*) en el estanque rústico, experimento tres.



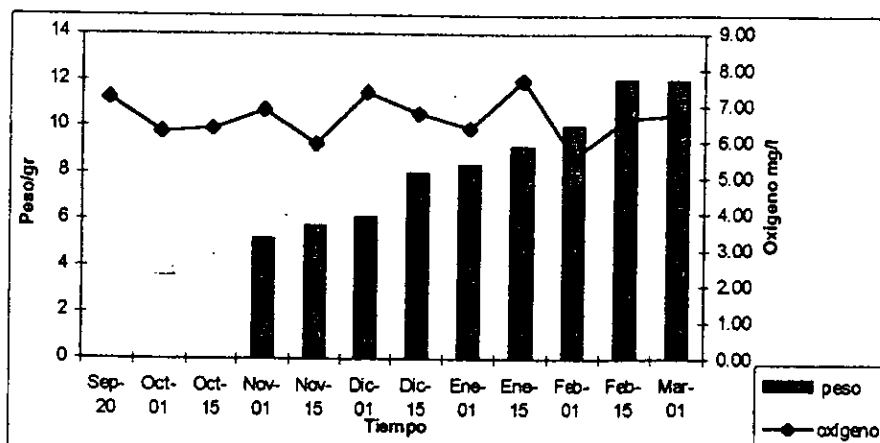


Fig. 36: Comparación de los promedio mensuales de peso (gr) ( $P \leq 0.05$ ) y el oxígeno disuelto en mg/l, durante la engorda (F. duorarum) en el estanque rústico, experimento tres.

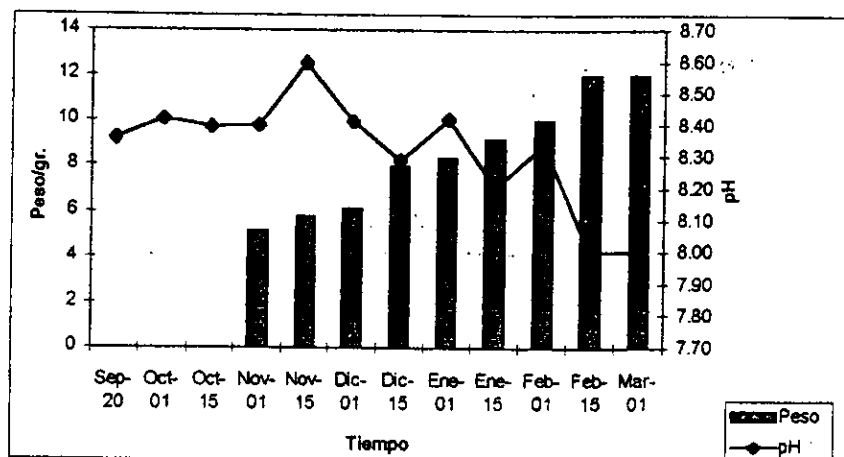


Fig. 37: Comparación de los promedio mensuales de peso (gr) ( $P \leq 0.05$ ) y el pH durante la engorda (F. duorarum) en el estanque rústico, experimento tres.

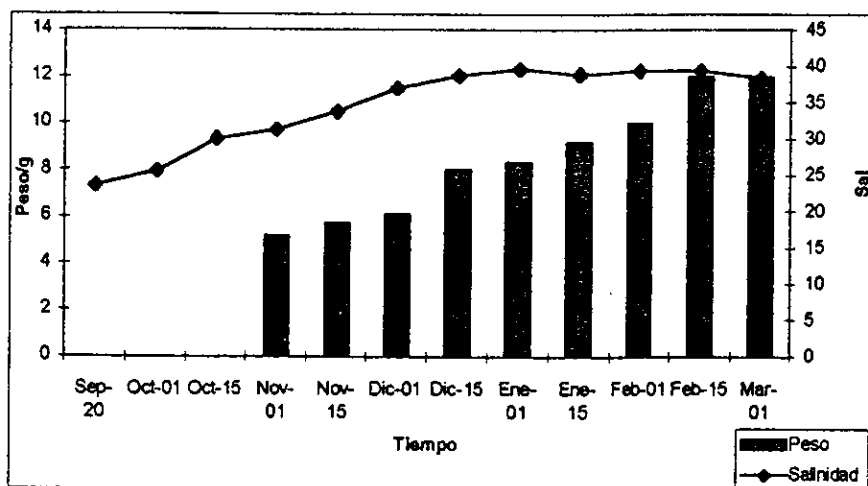


Fig. 38: Comparación de los promedio mensuales de incremento de peso ( $P \leq 0.05$ ) y la salinidad durante la engorda (F.duorarum) en el estanque rústico, experimento tres.

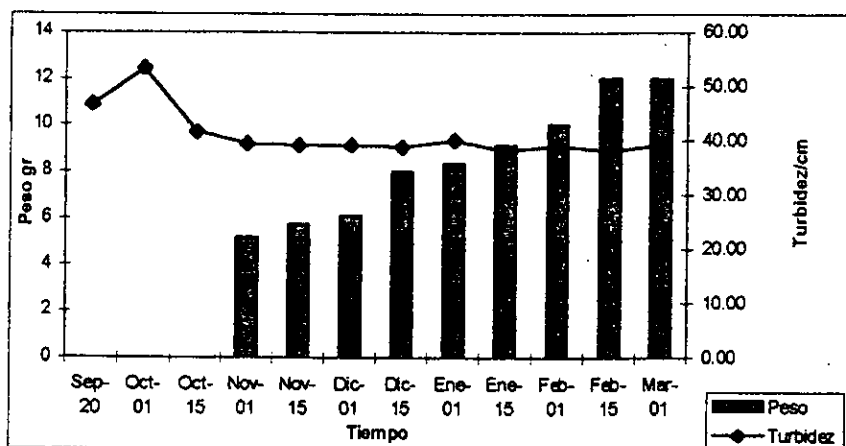


Fig. 39: Comparación de los promedio mensuales de peso (gr) ( $P \leq 0.05$ ) y turbidez durante la engorda (F.duorarum) en el estanque rústico, experimento tres.

**Tabla 24:** Correlación entre el peso ( $P \leq 0.05$ ) y los variables ambientales registradas durante la engorda de camarón rosado en el estanque rústico.

Parámetro	Correlación (r)
Temperatura	0.232
Oxígeno disuelto	-0.0955
pH	-0.0873
Salinidad	0.7553
Turbidez	-0.0388

La variable ambiental que mayor influencia tuvo con el peso fue la salinidad que afecto el crecimiento del camarón en el estanque rústico.

**Tabla 25:** Promedio mensual mañana y tarde de variables ambientales durante la engorda de camarón rosado en el estanque rústico, experimento tres.

Variables Ambientales Registradas Durante la Engorda de <i>F. duorarum</i>														
Variable	Septiembre		Octubre		Noviembre		Diciembre		Enero		Febrero		Marzo	
	AM	PM	AM	PM	AM	PM	AM	PM	AM	PM	AM	PM	AM	PM
Temp... del Agua °C	26.6	28.6	26.4	28.63	24.92	27.01	22.5	26.36	26	29.02	22.9	26.35	25.8	28.33
O <sub>2</sub>	4.02	8.98	4.47	8.15	5.15	7.76	5.11	9.23	4.44	9.00	4.78	8.07	5.23	8.37
Salinidad ‰	26.16	23.6		27.42		32.46		37.64		39.15		39.45		40.00
D. Secchi /cm		48		46.75		39.31		39.02		38.92		38.73		39.33
p.H.		8.36		8.4		8.23		8.31		8.26		8.34		8.10
Profundidad /cm		70.44		75.5		74.77		74.82		74.45		74.64		74.67

### 3.7 Rendimiento de camarón rosado *F. duorarum* en engorda

**Tabla 26:** Se presentan resultados de rendimiento del camarón rosado en el estanque rústico

Rendimiento de <i>F. duorarum</i>	
Densidad inicial	5 PL/ m <sup>2</sup>
Peso medio inicial	0.2375 gr
Peso medio final	12.30 gr
Duración del cultivo	180 días
F.C.A	2.8
Biomasa total	16.31 kg
Sobrevivencia	10.68%
Rendimiento /ha	65.24 kg

## IV. DISCUSION

### 4.0 Experimento uno.

#### ***Crecimiento y alimentación en tanques.***

El desarrollo de estos experimentos de producción de postlarvas de F. duorarum y engorda se llevó a cabo de manera pionera en este trabajo en el estado de Campeche, se obtuvieron los siguientes resultados: las larvas en el tanque A alcanzaron un largo total de 5.0 mm de talla promedio en el tanque B se alcanzó un largo total promedio de 5.02 mm los que comparados con Dobkin (1961) y Tabb (1972) que para este estadio reportan 4.8 mm de largo total para la primera postlarva de F. duorarum, Pastor (1990 y 1991) reporta crecimientos de 5.0 para la misma especie por lo que consideramos un buen crecimiento.

La fertilización de los tanques de cultivo se realizó desde el N(3) pero se reporta a partir de N (5) hasta Pl (1), ya que esta se considera la fase determinante del desarrollo larvario de los peneidos, la concentración de Chaetoceros gracilis y Tetraselmis chuii resultó adecuada lo que se reflejó en el mejor crecimiento en el tanque A mientras que en tanque B fue ligeramente inferior el crecimiento y la concentración de microalgas Ch. gracilis y T. chuii.

Los beneficios de utilizar en la dieta de larvas de peneidos la combinación de una diatomea y un flagelado han sido reconocidos por muchos autores ya que complementan el esquema alimentación de las larvas (Cook y Murphy 1969, Yúfera, 1984, Alfonso, et al., 1988a, 1988b, Leal y Gelabert 1986, López 1998), las larvas son capaces de alimentarse de partículas inferiores a 35  $\mu\text{m}$  en P (1) e inferiores a 50  $\mu\text{m}$  a partir de P (2) (Galgani y Aquacop 1988). Varias especies de fitoplancton con estas características han sido usadas como alimento, en el cultivo de larvas de peneidos para L. seteifirus y F. aztecus se demostró que Tetraselmis sp. es superior a Skeletonema costatum ya que propicia un crecimiento más rápido, También se encontró que Chaetoceros gracilis, en combinación con Tetraselmis sp. que tienen un alto contenido de ácidos grasos como alimento de L. shmittii de protozoa a mysis,

que es efectiva en la obtención de tasas altas de sobrevivencia (Simon 1978 citado en Tobias et al 1982, Gelabert, 1988, Gelabert et al 1988, Kuban et al 1985, Treece et al. 1988). En el presente estudio se utilizó Chaetoceros gracilis que además de sus características nutritivas, como es tener 1.12 % de proteína y 21 % de lípidos (cantidad relativa expresada con respecto a la cantidad total de carbono) (Coll 1983), reportadas por diversos autores es una especie que crece bien con los medios de cultivo convencionales y no ofrece problemas su cultivo (Simon 1978, citado en Tobias et al 1982, Kuban 1985, Treece et al 1988, Lawrence 1985 es consumida bien por F. duorarum durante el desarrollo larval. (Pastor 1990).

Aunque existen diferentes criterios respecto a la alimentación de larvas, aún tratándose de las mismas especies, los cultivadores utilizan distintas proporciones en los esquemas de alimentación para L. vannamei, F. stylirostris, P. monodon, para otras especies comerciales se usan densidades de 100 000 cel/ml en los tanques de larvas. Alfonso et al. (1988 a y b) reportan densidades de 30 000 a 35 000 cel/ml adecuadas para L. schmitti.

En los trabajos realizados con F. duorarum se recomiendan concentraciones de entre 30 000 y 40 000 cel/ml de diatomeas y de flagelados de 5 000 a 7 000 cel /ml hasta M(3) (López 1998) en experiencias anteriores se han utilizado diferentes combinaciones y densidades en el presente estudio la concentración máxima de Chaetoceros gracilis fue en M (1), que fue de 100 500 cel/ml y 50 000 cel/ml en los tanques A y B respectivamente (Fig.4 y 5), se ha observado que en concentraciones altas superiores a las 200 000 cel/ml se producen cordones fecales demasiado largos y se incrementa la mortalidad en P(2), porque se dificulta el nado de las larvas y se aumenta el desarrollo bacteriano, por tanto se deteriora la calidad del agua esto es corroborado por otros autores como Alfonso et al (1988a). En este caso la concentración que se uso coincide con el esquema de alimentación de DICTUS (1996) (Martínez 1999) que recomiendan para L. vannamei y L. stylirostris concentraciones de Chaetoceros mulleri hasta de 120 000 cel/ml en P(2).

Para la alimentación de larvas de camarón se han hecho muchos estudios sobre la conveniencia del uso del género Tetraselmis sp y se ha encontrado que tiene un alto

contenido proteico que es de 1.42 % y de lípidos de .70 % (cantidad relativa expresada con respecto a la cantidad total de carbono, Coll (1983)), siendo favorable en la alimentación de larvas. Lovett y Felder (1990) observaron el mayor consumo en los estadios M(2). En el cuadro de alimentación de DICTUS (1996) se recomienda para L. vannaemi y para L. stylirostris concentraciones de 10 000 cel/ ml que en el caso del tanque B estuvieron por debajo de los requerimientos de las larvas pero según López (1998) fueron adecuadas las concentraciones.

Al no disponer de Artemia franciscana, que tiene un nauplio pequeño y de más fácil consumo, se decidió suministrar rotífero y Artemia regional combinados para aumentar sobrevivencias de las larvas. El rotífero B. plicatilis se proporcionó desde P(2), debido a que los nauplios de Artemia sp que se emplearon resultaron muy grandes para las larvas ya que están dentro en un rango de 220 a 315 $\mu$  de largo, lo que dificultaba el consumo de estos enteros por las larvas de F. duorarum, al proporcionar los rotíferos de esta forma las larvas pudieron consumir organismos de tamaño más pequeño, que además complementaron los requerimientos nutricionales de las larvas.

Los rotíferos B. plicatilis son la especie más cultivada, son de tamaño muy pequeño 250  $\mu$  de longitud. Son filtradores y su extremo anterior esta modificado en un aparato rotatorio ciliado, cuyo movimiento origina corrientes que atraen a los microorganismos de que se nutren, es fundamental para el cultivo de larvas de peces. Para el cultivo de larvas de peneidos los rotíferos entre los estadios P(2) y P(3) han demostrado ser adecuados para la alimentación de larvas, ya que son de fácil digestión ricos en ácidos grasos y aminoácidos. Se alimentan a base de microalgas o dietas inertes, se reproducen rápidamente, muestran la ventaja en cultivos de larvas de preferir filtrar microalgas en la fase exponencial de crecimiento (Yúfera et al 1984 Lovett, 1988).

El rotífero como alimento varia su calidad dependiendo de la alimentación de este, (Yúfera et al 1984, Lovett 1988), puede ser un buen alimento manejándolo en combinación con Chaetoceros sp y Tetraselmis sp. En este caso fueron proporcionados desde P(2) a P(3), los rotíferos deben ser consumidos en grandes

cantidades. López (1998) recomienda para F. duorarum 8 individuos por mililitro de P(2) a P(3), Emerson, (1984), recomendó para F. indicus de 20 a 25 ml<sup>-1</sup>. Yúfera (1984) reportó que la densidad óptima de rotíferos para ser suministrados a F. duorarum es de 8 ind/ml en la fase de P(2) y P(3) y decrece su consumo al aumentar el tamaño de la larva, mientras que para L. shmitti la cantidad adecuada es de 5 ind/ml según Alfonso y Gelabert, (1988).

Para el Tanque A las concentraciones estuvieron por encima de las recomendadas, ya que fueron en M(1) de 70 ind/ml, mientras que en el tanque B fueron de 9 ind/ml que esta por encima de la cantidad recomendada. por Yúfera (1984) y Emerson (1984) y López (1998).

Existen autores como Lovett (1988) que reportan a B. plicatilis con un aporte bajo a la nutrición de Macrobrachium rosenbergii, sin embargo observó que las larvas se alimentaban en los estadios tempranos de los apéndices de Artemia que no pueden consumir el nauplio entero, lo que consideramos sucedió en los tanques de cultivo. Las concentraciones máximas de rotífero alcanzadas durante el experimento fueron 123 ind/ml en el tanque A en M (2) y 12 ind/ml tanque B. En el presente estudio se suministro rotífero desde P(1) y encontramos que F. duorarum lo consume desde P(1)- P (2) lo que coincide con lo reportado por Yúfera (1984), Emerson (1984) y López (1998) quienes encontraron que el consumo de B. plicatilis es a partir de P (2) cuando los ojos de las larvas están bien formados, también reportan una disminución en el consumo de rotíferos cuando aumentan de talla las larvas, por consecuencia decrecen la eficiencia de captura de los rotíferos, teniendo un aporte energético pobre al crecer las larvas.

La adición de Artemia es indispensable en los cultivos de larvas de peneidos esto lo señalan numerosos autores como (Emersom 1984, Kuban 1985, Amat, 1987, Martínez 1993). el valor de nutritivo de la Artemia parece depender ampliamente de la presencia cualitativa y cuantitativa de ácidos grasos poliinsaturados en su composición lipídica (Yúfera 1984, Emerson 1984, Kuban 1985, Amat 1987). Se ha observado un incremento en la velocidad de desarrollo de las larvas con la adición de diatomeas y Artemia en P (2) en L. setiferus, L. vannamei, F. aztecus y F. Indicus, F.

duorarum. La Artemia mide generalmente entre 0.5 y 1 mm de largo con un alto valor nutricional dependiendo del tipo de alimento suministrado y el tipo de cepa. Gradvil (1988). La adición de rotíferos y Artemia incrementa el contenido alimenticio en la dieta, generalmente dos o más fuentes de proteína son mejores que una, por el posible incremento del patrón de aminoácidos de las proteínas, (Rumsey y Kentola 1975, citado en Kuban et al. 1985).

Las concentraciones de Artemia a suministrar varían de acuerdo a la especie, en L. schmitti se encontró que es efectivo alimentar en M(2) de 1 a 1.5 ind/ml y de M(2) a M(3) de 2 a 3 ind/ml (Alfonso y Gelabert 1986) en L. setiferus se administró en P(2) 0.5 ind/ml (Gallardo 1994). Paredes et al (1996) recomiendan el suministro de 1.5 a 2 ind/ml en L. setiferus. Para F. indicus la Artemia es consumida desde P(3) -M(1) a razón de 4.14 ind/ml, (Emmerson 1984).

En el presente estudio en ambos tanques A y B se suministraron 2 ind/ml en M(2) y en M(3) tres ind/ml en ambos tanques. la Artemia se consumió mejor en M(2), consideramos que las larvas en esta fase tienen mayor movilidad lo que les permite consumir organismos más grandes, con mayor facilidad lo que concuerda con los resultados obtenidos por Yúfera (1984), Gallardo (1994), Paredes et al (1996), que reportan una mejor ingestión de Artemia en M(2). López (1998) para F. duorarum recomienda 1.5 en P(3) hasta 2 de M(2) a M(3). La Artemia que se suministro de las salinas de Sisal Yucatán, en este estadio fue bien consumida. Es necesario considerar, para este tipo de cultivo los costos de producción, ya que la utilización de la Artemia regional puede tener posibilidades para la producción de la postlarva.

La velocidad de desarrollo fue de 216 horas en el tanque A y 240 en el tanque B (Fig.11), que son menores que los reportados por Tabb (1972) y como los reportados por Delgado (1984) con 240 horas. El largo promedio de Pl (1) fue de 5.2 y en el tanque B de 5.02 mm, por lo que consideramos que esto puede ser debido al alimento suministrado. consideramos que el tanque A mostró un mejor crecimiento. La combinación de Chaetoceros gracilis y Teraselmis chuii B. plicatilis y Artemia son una buena combinación de alimento para esta especie, por lo que se decidió probar



distintas dietas para determinar la más adecuada para la producción de postlarvas con mejores sobrevivencias en el experimento dos.

### ***Sobrevivencia en tanques.***

La sobrevivencia que se logró de N (4) a Pl(1) fue de un que el tanque A mostró un 17.62%, mientras que el B de 15.85%, (Figura 12), la cual resultó ser baja si se compara con la reportada por otros autores como Chacraborti, et al(1986), Precila (1991), Samocha (1997), Anónimo (1997) en esta misma etapa. Es importante mencionar que tuvimos problemas de depredación en los tanques de cultivo a las larvas por insectos, ya que la luz de malla que se uso para cubrirlos fue insuficiente, lo que alteró los resultados en este punto.

### ***Variables ambientales en tanques.***

Los efectos directos de los factores ambientales sobre los organismos se manifiestan como cambios en el crecimiento siendo la salinidad, temperatura y disponibilidad de alimento los elementos que afectan principalmente la tasa de crecimiento, se ha demostrado que existe una importante influencia en la velocidad de desarrollo de los estadios larvales con la salinidad y la temperatura. Pérez (1974). En el experimento las variables ambientales se mantuvieron estables (Tabla 10 y 24), estando dentro de los rangos recomendados para cultivos de larvas de peneidos (Tabb, 1972, Aquacop, 1983, Treece et al 1988, Gelabert et al 1988, Ray 1992)

La temperatura en el tanque A se observó con un promedio de promedio 25.8° C, el tanque B el promedio fue de 26° C. esta temperatura se encuentra en el limite inferior a la reportada para larvas de peneidos (Aquacop 1982, Beltrán 1989, Brock, 1995). En Coole (1969) citado en Pérez et al (1976), Miao (1996), se menciona que en experiencias con F. duorarum realizadas a diferentes temperaturas, encontró que a  $31 \pm 1 \text{ } ^\circ \text{C}$  se observa una alta mortalidad producto de una proliferación bacteriana encontrando el rango óptimo entre 21° - 26 °C señalando las mejores sobrevivencias a los 26 °C.

Se ha observado que el consumo de oxígeno depende de la temperatura, salinidad talla del espécimen y actividad, al aumentar la temperatura y la salinidad se aumenta el consumo de oxígeno, es mayor en organismos más pequeños y organismos más activos, para L. vannamei se ha observado que la concentración óptima de oxígeno disuelto es 5 mg/l en cultivo, (Kutty 1971, Martínez , 1993) .

El rango óptimo de oxígeno disuelto es de 4 a 7 mg/l, observándose que por debajo de estos rangos el camarón gasta más energía en respiración que en crecimiento (Bautista 1988, Aquacop 1982 y Martínez 1993). De acuerdo con lo antes expuesto consideramos que el oxígeno disuelto que en el tanque A fue de 6.7 mg/l y en el tanque B de 6.6 mg/l, no fue una condición limitante, encontrándose en un rango aceptable.

La salinidad promedio fue en el tanque A de 31‰, en el tanque B de 32 ‰, la salinidad tiene una gran influencia sobre el tiempo de desarrollo de los estadios larvales, se ha observado que es mayor su efecto cuando esta es baja (se retarda el crecimiento sobre todo en especies que son de hábitos más salinos como es el caso de F. duorarum cuyo rango de tolerancia de salinidad es de 30 a 40 ppm. según Lang et al (1980), por lo que consideramos que la salinidad se mantuvo en límites mas bien bajos.

En cuanto al pH se obtuvieron resultados en el tanque A de 8.4 y en el B de 8.5, al ocurrir cambios en los tanques de cultivo, la calidad química del agua se modifica y se debe a los productos nitrogenados excretados por las larvas y por la Artemia así como la degradación del alimento y organismos muertos, el principal problema se presenta con la amonía no ionizada ( $\text{NH}_3$  en los tanques de cultivo) con pH altos, ya que es cuando gran parte del nitrógeno amoniacal total (NAT), pasa a la forma no ionizada, con los nitritos ( $\text{NO}_2$  -N). El nivel máximo recomendado es de 1.0 mg/l tanto para  $\text{NO}_2$  -N. como para  $\text{NH}_3$  -N., debe evitarse que los metabolitos lleguen a valores por encima de los máximos permisibles (Tabla 24) en este experimento los valores de amonio en el tanque A de .00647 mg/l y tanque B de 0028 mg/l lo que nos indica que están muy abajo del límite de tolerancia para peneidos.

**Tabla 24:** Resumen comparativo de diversos autores mostrando resultados de variables ambientales para la producción de diferentes especies de camarones peneidos.

Especie	Temperatura C°	Salinidad ppm	pH	Oxígeno disuelto mg/l	Amonio total mg/l	Nitritos mg/l	Turbidez p.p.m.	Autor
<u>L. vannamei</u> larvas y adultos	26 - 30° óptimo	27 - 35 óptimo	7.5 - 8.9 óptimo	50 - 110	0.1	2.0	15	Aquacop 1983
<u>F. duorarum</u> adultos	25 - 29.6° óptimo	24 - 34.8 óptimo	7.8 - 8.6 óptimo					Lang <u>et al</u> 1980
Peneidos larvas	26 - 28° óptimo	24 - 34 óptimo	8.0		25 µg at/l			Treese <u>et al</u> 1988.
Peneidos larvas y adultos	24 - 30° óptimo	15 - 35 óptimo	6.5 - 8.5 óptimo	4.0 - 10	0.05	0.1	30 - 40	SEPESCA 1994
<u>L. shmitti</u> larvas	26.0 - 29.5° óptimo	34 - 36 óptimo	7.9 - 8.05 óptimo	4.90 - 5.52				Gelabert <u>et al</u> 1988.
<u>L. vannamei</u> juveniles y adultos	26 - 28° óptimo	10 - 40 óptimo	7.9 - 9.0 óptimo	2.0 - 6.0 óptimo	0.13 - 0.01 óptimo			Yaniselli . 1987
<u>L. vannamei</u> cultivo juveniles adultos.	12 - 15° 34 - 38° valores críticos	menos de 10 valor críticos	4.0 y 11.0 valores críticos	Hasta 1.5 valor críticos	1.29 valor críticos	3.4 valor críticos		Wickings 1986.
<u>F. monodon</u> postlarvas					1.15 mg/l óptimo	1.355mg/l óptimo		Ray 1992

#### **4.1 Experimento dos.**

##### ***Crecimiento y alimentación en acuarios.***

Se planteó este experimento para determinar la mejor dieta para las larvas, que les permitiera obtener una mejor sobrevivencia con menor desgaste por búsqueda de alimento por lo que se diseñó este experimento en acuarios con tres diferentes regímenes de alimentación. En virtud de que las sobrevivencias en tanques en el experimento uno no fueron buenas se consideró llevar a cabo un seguimiento de las larvas con diferentes dietas, con un mayor control..

Se encontró que el crecimiento en los acuarios tratamientos A con un crecimiento promedio en P1(1) de 4.3 mm, igual que para el tratamiento B, no mostraron diferencias significativas, mientras que el C las larvas murieron antes de alcanzar este estadio. Esto puede explicarse si se comparan los resultados con los obtenidos por Pastor (1990) y López (1998) que encontraron que las larvas de *E. duorarum* requieren de un alimento intermedio que les permita sobrevivir mientras tienen una mayor capacidad de consumo de alimento, este debe ser de tamaño adecuado con un bajo gasto energético para consumirlo.

En cuanto a las postlarvas al continuar con el experimento, mostraron un crecimiento promedio para A de 10,05 mm., muy similar crecimiento promedio en B que fue de 10.7 mm, no se encontraron diferencias significativas, ( $P < 0.05$ ) en el crecimiento para ambas dietas, por lo que se considera que tanto la dieta A como la B fueron bien consumidas con una proporción de proteína igual a la que se emplea en cultivos comerciales de 35 % que es inferior a la recomendada para esta especie de 50 % de proteína según Rosas et al (1996), García et al (1998), pero que comercialmente resulta poco costoso.

##### ***Desarrollo en acuarios.***

El desarrollo de P (I) a M (3) (Tabla 6) fue cubierto en un total de 160 horas manteniéndose muy similar en los tratamientos A y B pero en el tratamiento C a las

96 horas mostró un retraso en P (2) que se mantuvo hasta P (3) Este alteración coincidió con una alta mortalidad en los acuarios de tal modo que a las 144 horas no había sobrevivientes en C3 y C4 y a las 168 horas tampoco había individuos en las unidades C1 y C2, pudiendo observarse que la Artemia que se les proporcionó se consumió poco, las larvas no llegaron a metamorfosis en este tratamiento. (Fig.16). Los otros dos tratamientos A y B mantuvieron valores de ID de Kanasawa y Villegas constantes no se observaron variaciones en los variables ambientales (Lang *et al* 1980, Bautista 1988, Aquacop 1982 y Martínez 1993).

### **Sobrevivencia en acuarios.**

Para este experimento se probó con densidad inicial de 100 nauplios /lt en acuarios de 40 litros en cuanto a la sobrevivencia (Tabla 9, Figura 8), los porcentajes más altos fueron obtenidos con el tratamiento A (alimento microencapsulado comercial, Frippak), de N(5) a P1 observada en el tratamiento B (alimento vivo y B. plicatilis), fue de 17,2 , 18, 15, 8.9% con un promedio de 14.8%, con una sobrevivencia menor en promedio. El porcentaje del tratamiento C (alimento vivo sin B. plicatilis), fue de 0, es importante mencionar que para este experimento a diferencia de la anterior se proporcionó Artemia comercial, y la mortalidad fue total a pesar de que el tamaño del nauplio de esta Artemia es menor, lo que nos permite apoyar los resultados del primer experimento para esta especie es necesaria el suministro de un alimento de tamaño adecuado para el consumo de las larvas. De acuerdo con los resultados de sobrevivencia hasta PL(1) en las series A , B y C al no sobrevivir el tratamiento C se continuó el experimento con estas dos series evaluándose de P1 (1) a P1 (25).

La diferencia encontrada en sobrevivencia fue significativa siendo la mayor obtenida con el tratamiento A con alimento microencapsulado con un 52% más alta que B . Sin embargo la sobrevivencia fue muy baja si se compara con la reportada para especies como L. vannamei y F. stylirostris y L. shmitti. (Caillovet 1972, Tatum 1977 Gelabert *et al* 1988), a este respecto se considera que los organismos de esta especie, pueden estresarse por su permanencia en los acuarios, ya que según la literatura son muy sensibles a la luz, tendiendo a permanecer enterrados durante el día.

Es importante destacar que en este experimento la única variable a la que es atribuible la diferencia en la sobrevivencia es la alimentación, dado que la variable de densidad fue uniforme en todos los acuarios, los parámetros fisicoquímicos se mantuvieron estables. Según lo que pudo observarse para el cultivo larvario de esta especie es conveniente un tamaño intermedio de partícula que le permita alimentarse a las larvas a partir de P(2) y hasta M(1) ya sea el rotífero o el alimento microencapsulado. Pastor (1990) López (1998).

Al morir el tratamiento C, se continuó con el experimento en los tratamientos A y B variándose la densidad a 57 Pl /l, de Pl (1) hasta Pl (125) (Fig.17 y 18), se observó una sobrevivencia con Frippak tratamiento A de 27.8, 35 y 29.9% con un promedio de 30.9, mientras que para el tratamiento B con el alimento de Acuacultura Campechana fue de 10.4, 16 y 13.3 %. con un promedio de 13.23 % que duplica la obtenida por Acuacultura Campechana de 13.23 %. Esto puede explicarse debido a que los alimentos microencapsulados tienen un tiempo mayor de permanencia en el agua conservando sus propiedades mientras que los alimentos molidos tienden a degradarse más rápidamente perdiendo sus propiedades atractantes y perdiendo nutrientes al disolverse en el agua. De acuerdo con lo que menciona Bautista (1988), el alimento de Acuacultura Campechana tendía a disolverse más rápido. En este caso la mortalidad durante los primeros cuatro días fue muy elevada normalizándose después, no ocurrió así con el alimento de Frippak, por las características que tiene este al preservar los nutrientes del alimento.

#### **4.2 Variables ambientales en acuarios.**

En relación a las variables ambientales durante el desarrollo de esta experiencia desde N(4) a Pl (25) en las series A, B, C (Tabla 9) la temperatura en los acuarios no mostró variaciones y se mantuvo en un promedio de 27°, con un máximo de 28° y un mínimo de 25° lo que nos da un rango de variación de tres grados, que es muy poco. La salinidad se observó en 34 ‰ ppm, en promedio en un rango máximo de 36‰ y un mínimo de 32‰. El pH se mantuvo en promedio de 8.7 con valores máximos de 8.9 y mínimos de 8.2, estos parámetros se encuentran dentro de los rangos aceptables

para el cultivo (Tabb et al 1970, Treece 1988, Bautista 1988, Aquacop 1982, Alfonso et al 1993, Martínez 1993).

Se registró nitrógeno amoniacal con un rango de máximo de 0.0435 mg/l y un mínimo de 0.0010. Estos parámetros permanecieron constantes, sin afectar el crecimiento de las postlarvas. (Coole 1969 citado en Pérez et al 1976).

#### **4.3 Experimento tres producción de postlarvas y engorda.**

##### ***Producción de postlarvas en tanques.***

Con las experiencias adquiridas en los experimentos anteriores se planteó llevar a engordar las postlarvas de camarón rosado para ver las posibilidades reales de cultivo comercial.

Se obtuvo 1a. postlarva en un total de 10 días, en los resultados de crecimiento en la primera postlarva P1 (1) se encontró un crecimiento mayor en tanque B de .1 mm más que el tanque A (Tabla 14, Figura 9), para ambos tanques la densidad se mantuvo constante, con 100 nauplios /litro, la proporción de alimento vivo suministrado fue igual en ambos tanques, proporcionándoseles alimento microencapsulado, que es con el que se obtuvieron las mejores sobrevivencias, como pudo observarse en el experimento dos, se logró un desarrollo uniforme, también al producirse las postlarvas para este experimento..El tamaño de la partícula que es suministrada a las larvas es una importante condición en el cultivo de larvas Jones et al (1979) encontró que 10  $\mu\text{m}$  es el tamaño óptimo de alimento para P(1) de M. japonicus alimentado con microencapsulados, Yang (1975 ) citado en Tobias et al (1992).reporta que P(1) tiene capacidad para alimentarse con partículas en un rango de 3- 5  $\mu\text{m}$  en P (3) el tamaño de la boca crece y puede ingerir partículas mayores que 200  $\mu\text{m}$ ..

Se encontraron diferencias importantes en las tallas obtenidas en segundo experimento y las obtenidas en este experimento, ya que se observó que el valor promedio de crecimiento en el tanque A fue de 5.04 mm en P1(1) en la tanque B fue de 5.19 mientras que en el experimento dos fue de 4.3 mm en ambos acuarios,se observa que hay una gran diferencia, esto puede explicarse por los hábitos que

presenta el camarón rosado de una gran sensibilidad a la luz, el estar expuesto a los cambios de luz afectó el crecimiento ya que en los tanques debido a la profundidad hay una menor penetración de luz.

En este experimento pudo observarse que el alimento comercial Freepak incremento sobrevivencias pero no crecimiento.

### ***Sobrevivencia de postlarvas en tanques.***

Las sobrevivencias que se obtuvieron hasta P1 (1) en el experimento en tanque A fue de 53 % mientras que en el tanque B se obtuvo una sobrevivencia del 48.64 % .Las sobrevivencias observadas en este experimento y en el uno fueron mayores a las observadas en el experimento dos lo que consideramos se debió a la constante exposición a la luz de los organismos y al estrés que esto les produce, ya que se reduce la sobrevivencia y el crecimiento. Durante el experimento se observó en buenas condiciones a las larvas y no se presento ningún tipo de contaminación, sin embargo se comenzó a incrementar la mortalidad de las larvas en los tanques hasta la siembra, ya que es en esta etapa que los animales comienzan a mostrar la tendencia a permanecer enterrados.

### ***4.4 Variables ambientales en tanques.***

La energía potencial de crecimiento es la suma total de las respuestas de los organismos a las variables ambientales (Bayne *et al* 1976., Widdows y Jhonsosn, 1988 y 1990 citados en Vanegas 1993) por lo que cualquier alteración por efecto de los factores ambientales (oxígeno disuelto, salinidad y pH NH<sub>4</sub>) modificará el equilibrio energético de los organismos Aguilar *et al* (1996).

Los parámetros fisicoquímicos se mantuvieron constantes y prácticamente no hubo variaciones importantes. El amonio estuvo en una media de .07mg/l a pesar del suministro del alimento micrencapsulado, manteniéndose la calidad del agua.

Los resultados obtenidos de las mediciones realizadas a las P(1) de ambos tratamientos y de acuerdo al análisis estadístico se encontró que el crecimiento en ambas tanques fue similar.



En general el metabolismo de los animales puede ser presentado por la respiración o por el consumo de oxígeno. La influencia de la salinidad (osmo- reguladora) y el oxígeno sobre el metabolismo pueden ser estimados sobre su influencia en el consumo de oxígeno, incrementando la tasa metabólica cuando el material ingerido es procesado bioquímicamente (Watcher *et al* 1991, Taboada 1995).

Se ha reportado que para los estadios larvales del género Penaeus los niveles de temperatura en los que se encuentran las mayores sobrevivencias o rango óptimo de temperatura está entre 34- 37 °C (Coole 1969 citado en Pérez *et al* 1976), señalando que para L. setiferus y F. aztecus el rango óptimo es entre 28° y 30 °C. Se ha reportado que el rango de tolerancia para L. schmitti, L. vannamei, F. duorarum, entre 25. 5 y 35.5 °C, (Pérez *et al* 1976, Lang 1980, Aquacop 1983, Treece *et al* 1988, Yamiseli 1987, Gelabert *et al* 1988, SEPESCA 1994).

En experiencias con F. duorarum Ewald (1965), señaló las mejores sobrevivencias a los 26°C ,La temperatura tiene una considerable influencia sobre la velocidad de desarrollo de los estadios larvales, al afectar el metabolismo.

Como ya se mencionó la salinidad tiene una considerable influencia sobre el tiempo de desarrollo de los estadios larvales, siendo mayor su efecto a salinidades más bajas, Lang (1980) señala que en adultos de F. duorarum el óptimo esta en un rango de 24 - 34.8 C que por debajo de este rango se retarda el crecimiento. En el presente experimento, los parámetros fisicoquímicos se mantuvieron estables, no hubo variaciones significativas que alteraran los resultados de crecimiento.

### **Engorda de F. duorarum en el estanque rústico.**

#### **Crecimiento y Supervivencia.**

Los camarones peneidos son conocidos por usar proteínas como fuente de energía y por lo tanto la determinación de sus requerimientos nutricionales puede considerar suministro de aminoácidos para ser usados en crecimiento y carbohidratos para la producción de quitina y síntesis de lípidos (Renault, 1979 1981 citados en Tacón 1990). La adición de varias fuentes de alimento incrementa el patrón de ácidos

grasos, generalmente dos o más fuentes de proteínas son mejores por el incremento en el perfil de aminoácidos de las proteínas (Rumsey y Kentola 1975, citados en Tobias et al 1992).

En los crustáceos el crecimiento se produce por mudas o por ecdisis sucesivas. Se llama exuviación al momento en el cual el animal se desembaraza de su antiguo integumento o exuvia. Dratch 1939 citado en Martínez 1993, elaboró un sistema que permitía una buena comprensión de la evolución de la morfología y de la fisiología de los crustáceos durante diferentes etapas que se desarrollan de una exudación a otra. Inmediatamente después de perder la exuvia el animal aumenta el volumen por absorción de una importante cantidad de agua, pero muy blando aún no puede alimentarse por varias horas e incluso varios días a partir de la muda. Solo las reservas acumuladas por el periodo anterior a la muda le permitirán sobrevivir a esta crisis fisiológica, natural, no hay que perder de vista que en los crustáceos el crecimiento es discontinuo y se caracteriza por el ciclo de almacenamiento de reservas nutritivas y consumo de reservas en el curso de cada periodo de intermuda y que la frecuencia de muda disminuye con la edad.

Se ha observado que el camarón rosado tiende a enterrarse en condiciones naturales, al parecer este hábito se ha desarrollado para protegerse de enemigos naturales, parece que este hábito esta controlado por la intensidad de la luz, la temperatura y el oxígeno disponible. (Fuss 1964, Subrahmanyam 1976, Martínez 1993). Se ha reportado que F. duorarum muestra una persistente actividad nocturna y a mayor actividad un consumo mas alto de oxígeno, en la medida que este disponible en el medio natura,l su actividad esta relacionada con los ciclos de marea, ciclos lunares y ciclos diurnos de luz, tienden a permanecer enterrados durante el día y salen cuando no hay luz.

El camarón rosado excava a diferentes profundidades de acuerdo con el tamaño del organismo, estableciendo un sistema mecánico de circulación de agua que consiste en dos pequeños agujeros en el sustrato, por medio de los cuales elimina sus desechos biológicos (Fuss 1964, Subrahmanyam 1976).

Tabla 25: Resumen comparativo de diversos autores mostrando resultados sobre engorda de camarón con diferentes densidades y especies.

Especie	Origen de la postlarva	Densidad org/m <sup>2</sup>	Alimento % de proteína	Tasa de crecimiento gr./semana	Peso promedio ind /gr.	Rendimiento kg/ha	Tiempo de cultivo días	Sobrevivencia %	Temperatura °C	Autor
<u>P. monodon</u>	Silvestre	40	46		26.1	329.3	105	60	17° 30"	Chacraborti, <i>et al</i> 1986.
<u>F. duorarum</u>	Lab	293.6	45	.31	5.75	60.861	144	62.9	-	Samocha 1997.
		695.1	45	.38	4.73	29.510	99	13.1		
<u>L. setiferus</u>	Lab	562.0	45		5.65	233.1	136	94.4	-	Samocha 1977.
		194.0	45		6.80	902.7	91	40.6		
<u>L. setiferus</u>	Lab.	11.0	50	1.3	18.5		100	70		Anónimo 1990
<u>F. monodon</u>	Silvestre.	35 00.0		2.31	30.5	95	86	89.3	28.6	Subosa 1991
	Silvestre	70 00.0		2.17	28.5	193	86	92.2	28.6	
<u>L. shmitti</u>	Lab.	4.0	33	.76	13.02		120	94	28.5	Jaime 1996
<u>F. japonicus</u>	Lab	150.0			26.2		90			Lanari <i>et al</i> 1989.
<u>L. vannamei</u>	Lab.	2 132 m <sup>3</sup>	35	1.59	10.8	1140/ha	146	48	26 -30°	Reid <i>et al</i> 1992
	Lab	970 m <sup>3</sup>	35	3.29	14	1100/ha	173	82		
<u>L. vannamei</u>	Lab.	60.0	40	.94	17.1	7187	65	69.5	26.5	Sandifer 1993.
<u>L. setiferus</u>	Lab.	40.0	40	.79	13.5	5259	145	97.5	27°	Sandifer 1993.
<u>L. vannamei</u>	Lab	40.0	38	1.83	13.9		46	100	27.5°	Shaun 1992
<u>L. setiferus</u>	Lab	25.0	30		5.27		85	75	24.5°	Castro 1992.
		41.0			5.3			59		
<u>F. duorarum</u>	Lab	75.0			7.6	399	81	85	24- 29°	Tatum 1977 .
					8.4	409	81	78		
					6.8	239	81	56		
<u>F. duorarum</u>	Lab	75.0			12,5		156	50		Caillovet <i>et all</i> 1972
<u>F. duorarum</u>	Lab	62.0	35	.48	12.5	65.24	180	24		Este trabajo

En el estudio realizado por Quintin (1992), en la misma temporada un año antes, en la misma granja, cultivando L. vannamei en dos estanques de 2 ha reportó crecimientos para un estanque de 12.65 gr. de peso y para el otro de 26.05 gr. en 180 días de cultivo, no se reporta la densidad de siembra, ni los rendimientos por ha, lo que al comparar con el crecimiento presentado por F. duorarum bajo condiciones similares, tenemos un crecimiento menor.

Lovell et al(1973), llevó a cabo un experimento con dietas artificiales para observar el efecto de lípidos carbohidratos grasas en el crecimiento y sobrevivencia de F. duorarum en 12 semanas, en acuarios de 60 litros, con porcentajes de sobrevivencia máximos de 64.7 %.

En este estudio no se tuvieron buenas sobrevivencias, uno de los factores que influyó fue el mal diseño de estanques y de los filtros, ya que se tuvieron muchos problemas con depredadores en el estanque, al realizar la cosecha se colectaron las siguientes especies junto con el camarón, en las siguientes proporciones: Callinectes sapidus 10.8 kg., Floridichthys hubus 7.5 kg, Mugil cephalus 6.4 kg., Cynocion sp 5.4 kg.. Estas especies son muy voraces depredaron a los camarones y compitieron por el alimento lo que alteró los resultados, contribuyendo a incrementar el estrés de los organismos en el cultivo y al bajo rendimiento mostrado.

Caillouet et al (1972), experimentando en Turkey Point en el sur de Florida, con F. duorarum, a una densidad de 7.5 organismos por m<sup>2</sup>, en 156 días de cultivo obtuvo 12.5 g. promedio de peso, con un 50% de sobrevivencia. En otro experimento de crecimiento y engorda de camarón rosado F. duorarum, con dos diferentes densidades una de 7.5 larvas por m<sup>2</sup> y 15 por m<sup>2</sup>, se sembraron PL 25 con un promedio de 0.01 gr, se proporcionaron dos diferentes tipos de alimento a base de bagre con un 26% de proteína y de trigo con un 14.5 %, con dos diferentes niveles de alimentación de 19 kg./ha/día y 12 kg./ha/día. los mejores resultados se obtuvieron a menor densidad con ambos alimentos, el camarón cultivado a 7.5 postlarvas por m<sup>2</sup>, presentó el crecimiento más rápido con un peso promedio de 8 gr. en 92 días. Solo el camarón alimentado con bagre se le dejó continuar por 64 días más alcanzando un peso

promedio de 12.5 g con un 50 % de sobrevivencia, con un rendimiento de 471 kg./ha. El rango de supervivencia oscilo entre 75 - 94% en el camarón cosechado de 90 a 92 días, 6.0g. fue la talla más grande alcanzada. Por lo que se considera que la densidad de siembra no fue un factor determinante en este caso.

Con el alimento elaborado a base de bagre, a una densidad de 15 postlarvas por m<sup>2</sup>, el máximo rendimiento fue de 555/kg./ha con un peso promedio final de 4.8 en 90 días con alimento a base de trigo a una densidad de 7.5 postlarvas por m<sup>2</sup>, por un periodo de 156 días, el rendimiento fue de 471 kg./ha.,(Caillouet et al 1973).

Caillouet et al (1973) llevo a cabo otro experimento con camarón rosado con postlarvas con un promedio de peso de 0.01g con dos diferentes densidades de 4.8 Pl y de 9.3 Pl por m<sup>2</sup> por un periodo de 100 días, se alimento con alimento a base de trigo en una proporción de 15.8 kg./ha/día por cuatro días y después se alimento con alimento a base de bagre a razón de 34.6 kg./ha/día por 7 días. Se cosechó con un promedio de peso de 4.2 gr. la sobrevivencia fue de 86 % en 99 días el rendimiento con cabeza fue de 180 kg./ha con la menor densidad y 318 /kg./ha con la máxima densidad.

Crecimientos de 1.5 gr por semana han sido obtenidos por autores como Ogle (1992), quién reporta este crecimiento en cultivo de L. vannamei, con fertilización de los estanques de cultivo. Reid *et al* (1992 ) reportan crecimientos de 3.29 gr/semana con un peso total de 14 gr con una densidad de 970 org/m<sup>2</sup>, si se compara estos resultados con los obtenidos para esta especie tenemos un crecimiento pobre, que puede considerarse poco competitivo comercialmente. Samocha et al (1997) reportó un bajo rendimiento de F. duorarum en 100 días de cultivo teniendo un crecimiento pobre en engorda en raceways y estanques con sobrevivencias del 13.1 al 62 % con biomásas del .38 al .89 kg/m<sup>2</sup> reportando una baja resistencia al estrés que ocasiono altas mortalidades, señalando que el bajo desempeño de esta especie en cultivo no fue ocasionado por enfermedades. Estos resultados coinciden con lo encontrado en este experimento, es necesario destacar que tuvimos algunos problemas con cambio de alimento durante el primer mes, lo que también influyó el crecimiento que fue en promedio de .46 g por semana.

Varios autores han demostrado que las proteínas son la más importante fuente de reserva durante prolongados ayunos en crustáceos, que los lípidos y carbohidratos son utilizados en condiciones normales de alimentación o durante ayunos cortos (Dalla y Smith 1986, Winget *et al* 1977, Rosas *et al* 1992). Por lo que el cambio de alimento pudo también contribuir al pobre crecimiento mostrado por *F. duorarum*.

Whitaker (1981 citado en Sandifer 1993) hace una recopilación de las tasas de crecimiento encontrando que la tasa estimada para *L. settiferus* es de .13- .65 mm/día, para juveniles y adultos, sin dejar de considerar factores como temporada del año temperatura y demás factores. Para *F. duorarum* Alvarez *et al* (1987) estimaron en poblaciones naturales una tasa de crecimiento de juveniles con un rango de 0.58 a 1.13 mm/día en la Laguna Términos Campeche, México. Para camarón rosado en este experimento encontramos que la tasa de crecimiento es de .10 mm/quincenales en cultivo, en cuanto a ganancia en peso tenemos .49 gr /semana. Lo que nos da un crecimiento muy bajo similar al reportado por otros autores para esta especie.

#### **4.5 Variables ambientales en el estanque rústico.**

La productividad primaria que se desarrolla en los estanques resulta ser un importante aporte en la nutrición de las postlarvas en la preengorda. (Cam 1991; Ogle 1992, Reid 1992). La energía potencial de crecimiento es la suma total de las respuestas de los organismos a las variables ambientales (Bayne *et al* 1976, Widdows y Johnsons 1990). En general las variables ambientales no inciden de manera directa sobre el crecimiento sino a través del metabolismo Vanegas (1993). El crecimiento en los organismos acuáticos ha sido considerado un indicador de amplio espectro debido a que refleja el efecto neto de las condiciones ambientales, incluido el alimento, sobre las respuestas fisiológicas de los organismos Breamish *et al* (1975 citado en Aguilar 1996). Por lo que se puede considerar como un indicador de la capacidad de adaptación de los organismos a un ambiente determinado (Vanegas 1993)

Aguilar *op cit* señala que en estudios en crustáceos eurihalinos se ha mostrado que el rango de consumo de oxígeno aumenta bajo condiciones de estrés osmótico. Se ha propuesto que el incremento en la tasa de consumo de oxígeno es debido a la

combinación del incremento del trabajo osmoregulatorio y un incremento en actividades locomotoras o de nado (Lars Hagerman, 1970, Baldwin, 1982). En un estudio realizado por Smith, y Baldwin, 1982 con 28 especies de crustáceos, observó una tendencia general a la disminución en el consumo de oxígeno, al incrementar la profundidad. Por lo que consideramos que el incremento en la salinidad, la poca profundidad en el estanque de cultivo, la incidencia directa de luz solar, afectaron el crecimiento del camarón rosado ya no se cubren los requerimientos específicos para esta especie, consideramos que esta consumió bajo estas condiciones demasiada energía en automantenimiento.

En el caso de este experimento se encontró que la variable de mayor influencia sobre la ganancia de peso en gr fue la salinidad, es conveniente considerar que la salinidad desempeña un papel importante en la fisiología de los organismos acuáticos, modificando el efecto de otros factores del medio alterando las respuestas funcionales y desencadenando los mecanismos reguladores (Kinne 1971). Un aumento en la salinidad disminuye la tasa de consumo de oxígeno y aumenta la tasa metabólica (Rosas, et al 1995, Dalla, 1986) Por lo que esta salinidad afectó a los organismos, teniendo estos un fuerte gasto de osmoregulación, en estas condiciones, teniendo un mayor consumo de energía y una baja disponibilidad de esta para crecimiento, consecuentemente también influyó la incidencia solar directa en el estanque y la temperatura estresando a los organismos, lo que no les permitió crecer. Según Diana, (1983) la variable ambiental más importante, que determina la sobrevivencia de los organismos durante el cultivo es el oxígeno disuelto Martínez (1993) señala que debe mantenerse por arriba de 4 mg/l. para obtener sobrevivencia por encima del 50 % durante la engorda. Durante el desarrollo del presente experimento el oxígeno disuelto alcanzó valores de 4.02 mg/l. como valor promedio, durante el mes de septiembre en las mañanas lo que nos pone en el límite inferior de tolerancia, esto también afectó el crecimiento, al influir los valores bajos de oxígeno el rendimiento mostrado. Lange et al (1972) demostró que la tasa de difusión del oxígeno en aguas salinas varía proporcionalmente a la solubilidad del oxígeno, esta

disminuye con el incremento de la salinidad, lo que suponemos significó un importante desgaste de los organismos en el cultivo.

La salinidad en el último mes se incrementó hasta 40 ‰ por arriba de los rangos que propone Lang *et al* (1980) de 34.8 como máximo dentro de lo óptimo para *F. duorarum*, colocando a los organismos en una situación de estrés repercutiendo en el crecimiento esperado, ya que *F. duorarum* es un regulador hiperosmótico que se encuentra en medios marinos y salobres admitiendo disoluciones de medios exteriores, presentando un comportamiento osmótico en cada una de estas situaciones, lo que le significa desgaste energético.

En cuanto al pH Tsai (1990) considera que valores por debajo de 4.8 y por encima de 10.6 son letales para peneidos, un rango que garantiza el crecimiento eficiente en un rango entre 6.6 y 8.5, por lo que en el presente estudio el pH se encontró dentro de los límites tolerables. La misma autora señala la importancia de la temperatura y la salinidad, al considerar que la salinidad puede acompañar disminución del pH. La salinidad como factor que influye el proceso de crecimiento de especies euryhalinas, podría actuar principalmente a través del gasto de energía para la osmorregulación, consecuentemente, la temperatura, el fotoperíodo o cualquier otro factor puede actuar para modificar la salinidad óptima de osmorregulación.

El amonio es el producto final del catabolismo de las proteínas representando entre el 40 y el 90 % de las excreciones nitrogenadas por lo que la contaminación por catabolitos y el exceso de alimentación con altas densidades en los cultivos, resulta en altas concentraciones de amonio que es uno de los principales causantes de muerte entre los crustáceos en cultivo Ray (1992), esto no se presentó en este caso.

En cuanto a los valores de turbidez en estanquería no son recomendables valores de Secchi en un rango mayor a 30 o 40 cm, estos límites fueron excedidos durante el cultivo aunque no de manera muy importante, por lo que consideramos que este factor también contribuyó aunque con una influencia menor.

El camarón rosado *F. duorarum* es una especie nativa con excelente presentación y un mercado potencial que debe aprovecharse mediante el cultivo, ya que su disponibilidad en el mercado es cada vez menor por la caída que ha sufrido la



pesquería, pero debe diseñarse tecnología que permita un mejor rendimiento de la especie adecuando las técnicas para la engorda.

Por tener F. duorarum requerimientos proteicos tan altos y un metabolismo adaptado al uso de fuentes de energía proteica o de origen proteico su cultivo en situaciones de estrés como es el caso de la tecnología que se emplea actualmente para el cultivo de L. vannamei, con poca profundidad en los estanques una alta incidencia solar, donde los organismos no pueden excavar para ocultarse durante el día y permanecen en condiciones ambientales adversas genera un consumo muy alto en automantenimiento teniendo un crecimiento pobre comparado con otras especies más tolerantes como L. vannamei, haciendo a F. duorarum poco competitiva desde el punto de vista comercial.

Alimento	Estadio
	Estadio
<u>Chaetoceros gracilis</u>	N (4) 30 000 a 100 000 cel /ml
<u>Tetraselmis chuii</u>	N (4) 5 000 a 20 000 cel/ml
<u>Brachionus plicatilis</u>	P(2) y P(3) 8 in/ml
Artemia franciscana o Regional	P(3) 1 ind/ml M(3)2, ind/ml ,PL(1) 4 ind/ml
Alimento microencapsulado P (2) a M(3)	3g/m <sup>3</sup> de agua PL(1) hasta Pl (25)
Alimento peletizado 40 % de proteína. partículas de.05mm hasta Pl (5)	10g/m <sup>3</sup> por día

Fig. 40: Cuadro de alimentación propuesto para F. duorarum

## V CONCLUSIONES

- Las postlarvas se obtienen en un promedio de 10 días para F. duorarum.
- Durante la etapa larvaria consideramos que esta especie puede ser alimentada con buenos resultados con Chaetoceros gracilis y con Tetraselmis chuii esta combinación resultó efectiva para la producción de larvas de N(4) a P1 (1) Se propone un cuadro de alimentación.
- Es conveniente suministrar un alimento de tamaño intermedio desde P(2) que permita obtener una mayor sobrevivencia de las larvas, ya sea alimento microencapsulado o rotífero.
- El uso de Artemia sp regional puede resultar una buena alternativa que debe considerarse para abatir costos durante la producción de larvas en maricultivos.
- Es posible considerar ante las actuales técnicas de cultivo para esta especie, tres cosechas anuales a tallas cocteleras (pacotilla peso cola de 5.7 a 6.5 gr) con muy buenos resultados.
- No es comercialmente redituable cultivar F. duorarum bajo las actuales técnicas en ciclo completo.

## VI SUGERENCIAS.

Por las características que tiene la Sonda de Campeche de poca profundidad y poco oleaje es posible implementar técnicas para esta especie y tener un mejor aprovechamiento con condiciones más favorables que le permitan, a esta especie tener más energía disponible para crecimiento y menos desgaste por estrés, las condiciones locales de la costa pueden resultar un importante factor que puede usarse en favor del cultivo de esta especie.

- Es conveniente probar el cultivo de F. duorarum en jaulas a mayor profundidad protegiendo a los organismos de la incidencia solar directa.
- Deben diseñarse técnicas alternativas de cultivo y experimentar con la engorda para esta especie.

## VII RECOMENDACIONES

Después de realizado el presente estudio consideramos que debe probarse la engorda en condiciones de mayor profundidad y con variables ambientales más estables, cercanas a los valores óptimos, jaulas o policultivos, pueden resultar buenas alternativas, que no deben dejar de considerarse, es conveniente recordar que cada especie tiene sus propios requerimientos y no siempre lo que funciona para una especie funciona para todas. . .

Debe experimentarse con la engorda de esta especie y el fotoperíodo, ritmos circadianos etc.

## VII. LITERATURA CITADA.

- Ahamad S., 1982. Relative efficiencies of pelletized compounded with different animal proteins and effect of protein level on the growth of the prawn Penaeus indicus. Proc. Symp. Coastal Aquaculture, 1982, 1 : 321-328.
- Alarcón F.T., 1989 Evaluación de existencias del camarón rosado (Penaeus duorarum) en el Banco de Campeche. Informe Técnico Instituto Nacional de la Pesca, México.
- Alfonso y Gelabert R, 1986 Metodología para la producción de postlarvas de el camarón blanco Penaeus shmitti. Rev. De invest. Marinas Vol. IX N° 1:47-58p.
- Alfonso E., Martínez , R. Gelabert y S. Leal. 1988 a Alimentación de larvas de camarón P. smithii, I. Diatomea y Flagelados. Rev. Invest. Mar. Vol. IX No.1. Cuba.
- Alfonso E., Martínez, L., R. Gelabert y S. Leal 1988.b Alimentación de larvas de camarón Penaeus schmitti. Diatomeas y Flagelados. Rev. de Invest. Mar. Vol. IX No.1
- Alfonso, E. Martínez, L., 1988c. Medio de cultivo para microalgas marinas. Rev. Invest. Mar., 9: 39-46
- Alfonso, E. Ramos, L., Díaz E., García T., Rosas C., 1993. Manual del Curso Internacional de producción de postlarvas de camarones peneidos del Atlántico de América Campeche México, 150 p.
- Alvarez F., A. Gracia, y L. Soto 1986 Crecimiento y Mortalidad de las Fases Estuarinas del Camarón Rosado Penaeus (Farfantepenaeus) duorarum Burkenroad, 1939 en la Laguna de Términos, Campeche, México. An. Inst. del Mar y Limnol. Univ. Nal. Autón. México 14(2):207-220.
- Allan G.L. y Maguire G.B. 1992. Effects of pH and salinity on survival, growth and osmoregulation in Penaeus monodon Fabricius Aquaculture 33-47.
- Amat., F Hontoria, J.C. Navarro y M. Gonzalvo 1987. Resultados preeliminares sobre el valor nutritivo de nauplios de Artemia para larvas de

crustáceos decápodos en cultivo. Inv. Pesq. 51(Supl.1) 533 - 543 p.

- Anónimo 1980.** Programa Coordinado de Estudios Ecológicos en la Sonda de Campeche, Gobierno del estado. 100p
- Anónimo 1975.** Informe Técnico del Camarón de Campeche Convenio México - Cubano de Investigaciones Conjuntas México. Informe Interno. Cuba. 30p
- Anónimo 1990.** The effect of Four Manufactured Diets On The Intensive Tank Culture of Penaeus setiferus. Waddell Mariculture Center. Technical Report. USA. 12 p.
- Aquacop, 1983.** Penaeid larval rearing in the Centre Oceanologique du Pacifique. In Hand Book of Mariculture, Vol.1: 123 -127 Crustacean Aquaculture J Press Inc. Boca Raton, Florida. USA.
- Artiles M. A., B. Jaime y J. Galindo. 1996.** Manejo del alimento en el engorde semi- intensivo del camarón blanco (Penaeus schmitti) utilizando comederos. Rev. Cubana de Invest. Pesqueras. Enero - Junio 11- 14 p
- Balzas G. and T. Ross 1973** Preliminary studies on the preparation and feeding of crustacean diets. Aquaculture 2 (1973) Elsevier Scientific Publishing Company Amsterdam. 369 - 397 p.
- Bautista M. F. Parado F., O. Millamena., and E. Borlongan. 1991.** Large Scale Hatchery Production of Penaeus Monodon using natural Food and Artificial Diets. Aquaculture Departament Southeast Fishery Development. Iloilo Philippines. The Israeli Journal of Aquaculture. Bamidgah, 43(4), 137- 144
- Bautista M., and P. Subosa 1997.** Changes in shrimp feed quality and effects on growth and survival of Penaeus monodon juveniles. Elsevier Science, Aquaculture 151, 121-129 p
- Bautista, P.C., 1988,** Crustáceos Tecnología de Cultivo Ediciones mundi- prensa, Madrid p. 31- 34.
- Beltran F. J. 1989.** Captura y desove de camarón P. vannamei (Boone) y P. stylirostris (Simpson). Curso teórico práctico\_a bordo de embarcaciones camaroneras. Rev. Universidad Autónoma de Sinaloa No.10 Epoca 1 año 10 -16.

- Bray, A. and Laurence. A.. 19 Reproduction of Penaeus species in captivity Chapter 5, p110.
- Caillouet , C., J. Norris, E.J. Herald, and D.C. Tabb.1972 Growth and Yield of Pink Shrimp (Penaeus duorarum Burkenroad) in a Feeding Experiment in Ponds.Proocedings Anual Work Shop World Mariculture Society 4:125 -129
- Caillouet, C. W., J. Heinen and D.C. Tabb, 1973, Pink shrimp feeding experiments whit wheat bran, Proocedings Anual Workshop, World Mariculture Society 3: 415 -459.
- Can D. P. Rollet, A. Mariotti, J.Guillaume 1991. Contribution relative de la productivite naturelle et de aliment composé dans la nutrition de Penaeus japonicus éleve en conditions semi. intensives.Aquqc. Living Resour.1991.4. 1975-180.
- Castille,F.L. Samocha T,M, Lawrence A.L. He H., Frelier P., and Jeanke J. 1993 Variability in growth and survival of early postlarval shrimp Penaeus vannamei, Boone 1931), Aquuculture, 113:65 – 81.
- Castro G. O., 1992. Efectos de la Densidad de Siembra sobre el Crecimiento y la Sobrevieencia de Penaeus setiferus y su acción sobre la Meiofauna Béntica en condiciones experimentales en cultivo. Tesis. Univ. Auton. Del Carmen. Fac. Cienc. Pesq. 65 p.
- Coll, D., Finkel, A y Gussman, N. 1976. On the role of algae in larviculture of Macrobrachium rosenbergii. Aquaculture : 199-207.
- Contreras F. 1984. Manual de Técnicas hidrobiológicas Univ. Auton. Metropolitana, Iztapalapa. México D.F. 149 p.
- Cook , H. and M. Murph 1969. The culture of larval Peneid shrimp. Trans. Amer. Fish Soc. Vol 98 n°4 p 751- 754.
- Cictus 1984 Taller de cultivo de camarón IV, Universidad de Sonora p 3 – 130.
- Cummings, Williams.1961 Maturation an Spawning of the Pink Shrimp Penaeus duorarum. (Burkenroad), Reprinted from Transaction of American Fishery Society, Vol90, N° 4, October,. pp462 -468.
- Chapa, S. H., 1882. La Biología y el cultivo del camarón. Dir. Gral. de Cienc. y Tec. del Mar, SEP, México, D. F., 72 p.

- Chakraborty, R.K., Halder, D.D. Das, N.K., Mandal S.K, and Bhowmik, M.L.** 1986. Growth of Penaeus monodon Fabricius under different enviromental conditions. *Aquaculture*, 51 : 189 - 194.
- Dalla V.J. and Smith** 1986. Salinity responses of the juvenile penaeid shrimp Penaeus japonicus I.- Oxygen Consumption and Estimations of productivity. *Aquaculture* 55. 297-306 p.
- Daniels W.**1979 *Bioestadística. Bases para el Análisis de las Ciencias de la Salud.* Ed. LIMUSA 485 pp
- Diana, J.S.** 1983. An energy budget for northern pike (Esox lucius). *Can J. ZOOL.* 61: 1968- 1975.
- De la Cruz A** 1989. La selección del tamaño de las partículas alimenticias de las larvas del camarón blanco Penaeus shmiti *Rev. De Invest Marinas* Vol. X N° 2
- Delgado S.P., V. Itzá; C. Almeida; R. Delgado** 1986. Informe Técnico. Cultivo experimental de Camarón en un estanque del relleno sanitario de Campeche Instituto Nacional de la Pesca. Centro Regional de Investigación Pesquera de Campeche. Informe interno del CRIP-Lerma enero.20p
- Dobkin, Sheldon,** 1960, Early development stages of pink shrimp Penaeus duorarum from Florida Waters, United States Department of the Interior. p.325- 340.
- Emmerson, W.D.,** 1984. Predation and energetics of Penaeus indicus (Decapoda : Peneidae) larvae feeding on Brachionus plicatilis and Artemia nauplii, *Aquaculture*, 38 : 201- 209.
- Espinosa, P. H., Gaspar D. M., Fuentes, M.P.,** 1993. Listados Faunísticos de México, los Peces Dulceacuícolas Mexicanos. Unam . p.p 35.
- Ewald, J.J.** 1965. The lavoratory rearing of pink shrimp Penaeus duorarum (Burkenroad)*Bull. Mar Sci.*, Vol15, N° 2,pp 436 - 449.
- FAO** 1993. *Aquaculture production 1985- 1991.* F.A.O. Fisheries circular. Roma Italia: 213p.
- Farmer, A. S.D.** 1979. Experimental rearing of Penaeid shrimp in Kuwait. *Proc. World Mariculture, Soc*, 10: 489-502.



- Fuss, C.M., JR 1964. Observations on burrowing behavior of the pink shrimp, Penaeus duorarum Burkenroad. Bull. Mar. Sci. Gulf Caribb.14 : 62 - 73.
- Galgani, M., and Aquacop 1988. Replacement of live unicellular algae by microparticulate diet during larval rearing of zoeal stages of some penaeid prawns. Aquaculture 69, 115-127p
- Gallardo, P. 1994 Alimentación de larvas de P. setiferus (Lineo 1967) Chaetoceros ceratosporum, Tetraselmis chuii y Artemia franciscana. Tesis de licenciatura Facultad de Ciencias UNAM 60p\*
- García T., G. Gaxiola, T. Garcia, R., Pedroza, L. Soto, N. López y C. Rosas. 1998. Influencia de las proteínas dietéticas sobre el crecimiento, la sobrevivencia y el rendimiento de las postlarvas del Camarón Blanco (P. setiferus) y del Camarón Rosado (P. duorarum) del Golfo de México. Rev. Aquatic Num 2, 11p Febrero de 1998.
- Grajcer, D., Neal, R. 1972 .Growth of hatchery- Reared Penaeus aztecus on experimental diets. Proc. 3th Ann. Workshop World mariculture Soc.461-467 Janury26-27. St. Petersburg, Florida.
- Gelabert, R. 1988, "Alimentación de larvas de camarón. P.schmitti con alimento artificial", Revista de Investigación Marina vol IX No. 1. La Habana, Cuba. 9 p
- Gelabert, R Alfonso, Hernández y Leal 1988. Experiencias de alimentación de larvas de camarón P. schmitti con levaduras obtenidas industrialmente Rev. de Invest. Marinas. Vol. IX Nº1 1985.
- Guillard, R. 1973. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates, p 29 - 60. En : culture of marine invertebrates animals (M.L. Smith y M. H. Chanley, eds.) Plenum Press., New York,338 p.
- Haiqi, H., Addison L, Lawrence y Ruiyu L. 1992. Evaluation of dietary essentiality of fat soluble vitamins A, D, E, and K for penaeid shrimp (Penaeus vannamei) Aquaculture, 103, 177-185p
- Heinz K. H, 1988 Manual Técnico para el cultivo y engorda del Langostino Malayo. FONDEPESCA. 132 p.
- He , H., A.L. Laurence and R.Y. Liu. 1992. Evaluation of dietary essentially of fat-soluble vitamins A, D, E and K for penaeid shrimp Penaeus vannamei. Aquaculture 103: 177-185.
- INEGI 1984 Anuario Estadístico de Campeche . México 14-17p

- ITESM, BANCOMEXT 1994** Acuacultura 2000 "Una Oportunidad para el Nuevo Siglo" Tomo II, p 8- 16
- INEGI 1987** Secretaria de Gobernación y Gobierno del Estado de Campeche. 1a Edición en México 90 p
- Jaime B.J. Galindo, Alvarez J. S. y Arencibia G. 1999.** La frecuencia de alimentación y su efecto sobre el crecimiento de juveniles de Penaeus schmitti. Rev. Cubana de Invest. Pesq. Enero - Junio 5p.
- Jannake T., 1973** An improved method for detecting ovarian maturation in Pink shrimp. World Mariculture Society 185 - 195p.
- Jones A. Kanasawa A and Abdel R.1979.** Studies on the preparation of Artificial Diets for rearing the larvae of Penaeus japonicus Bate Aquaculture: Vol 17: 33 -45p.
- Jones. D.A., Kumarly, K. and Ashard,A., 1987 :** Penaeid shrimp hatchery trials using microencapsulated diets. Aquaculture, 64 : 133- 146.
- Jannake T., 1973.** An improved method for detecting ovarian maturation in Pink shrimp. World Mariculture Society 185-195 p.
- Khannapa A., 1977.** The effect of various protein levels on growth and survival rates of Penaeus monodon Fabricius Q. Res. Aquacult. Dept S.E Asian Fish. Dev. Center. Vol. 189. 24 - 26 p.
- Kittaka, J., 1976.** Food and growth of Peneid shrimp Proc. First Int. Cont. Aquacult. Nutr. Delaware. Sea grant Program and United States Japan Natural Resources. Aquaculture. Panel. October 1975 249 - 285 p.
- Kuban F., Laurence A. and Wilkenfeld J. 1985.** Survival metamorphosis and growth of larvae from four Penaeid species fed six combinations. Aquaculture 47: 151-162 p
- Kutty M., G. Murugapopathy y T. Krishnan 1972.** Influence of salinity and temperature on oxygen consumption in young juveniles of the Indian prawn Penaeus indicus. Marine Biology 11,125-131.
- Lanari, P. R. Ballerstrazzi and E. Tibaldi 1989** Effects of Fertilization and Stocking Rate on The performance of P. japonicus (Bate) in Pond Culture. Aquaculture , 83 : 269 .279.

- Lange, R. Staaland H. and Mostand A. 1972.** The effect of salinity and temperature on solubility of oxygen and respiratory rate in oxygen-dependent marine invertebrates. *J. Exp. Mar Biol. Ecol.* 217-219 p.
- Lawrence, A., Castille F. Sturmery L. and Akiyama D.M 1986** Nutritional response of marine shrimp to different levels of soybean in feeds. In: D. M. Akiyama(de) American Soyabean Asociation. Texas.
- Lee, C.S., Swency y Brichends FAO 1985** The effects of the Stocking Density on growth and survival of *Penaeus vannamei* in cow Marine Enriched Pard. 170 pIn. Taki. JH Primavera and J.A. Llovera Ceds, Proceedings of the First Int. Conf on the Culture of Penaeid Prawns/ Shrimps Iloilo Philippines.
- Leal, S., Alfonso, E and Gainza, A., 1985** Recomendaciones sobre la alimentación de larvas de camarones *Penaeus notialis* y *Penaeus schmitti* en cultivo, rev. de Invest. Mar., 6:87- 91.
- Leal S. y Gelabert, R., 1986.** Uso de del rotífero *Brachionus plicatilis* concentrado y congelado en la alimentación de mysis de camarón en cultivo. Rev.de Invest. Marinas Vol. IX, N° 1, 1988.
- López, N. A. 1998.** Densidad Optima de Alimento Vivo para larvas de camarón Rosado *Penaeus duorarum* Burkenroad, 1939, y su posible sustitución con alimento microencapsulado. Tesis de Maestría UNAM. Fac. de Ciencias.78 p.
- Lovell, V. Sick and James W. Andrews. 1973** The Effect of Selected Dietary Lipids, Carbohydrates and Proteins on The growth, Survival and body composition of *Penaeus duorarum*. Proceedings of The fourth Annual Workshop. World Mariculture Society January 23 - 26. Luisiana State University
- Lovett, D. L. and Felder, D.L., 1988.** Evaluation of rotifer *Brachionus plicatilis* as a substitute for Artemis in feeding larvae of *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture*, 71 : 331-338.
- Loya - Javellana, G.N., 1989.** Ingestion saturation and growth responses of *Penaeus monodon* larvae to food density. *Aquaculture*, 81 : 329 - 336.
- Machado A., V. M. Alba y R. Cruz, O. 1992.** Resumen de las Condiciones Metodológicas Registradas en la estación de Investigaciones Marinas "El Carmen", Durante el año de 1981 en anales del Instituto de Geofísica UNAM. Vol. 27- 28/1982 p 73- 87.

- Martínez, C. L., 1993** Camaronicultura. Bases Técnicas y Científicas para el cultivo de camarones peneidos. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas Univ. de Sonora. Agt Editor. 233p.
- Martínez, E. y Gelabert, T., 1988**, Alimentación de larvas de camarón Penaeus schmitti I. Diatomeas y Flagelados. Rev. de Invest. Mar. Vol. IX No. 1, La Habana, Cuba. 9 pp
- Mac-Vey J. 1986**. C.R.P. Hand Book of Mariculture Vol. 1 Crustacean Aquaculture Impreso USA 3er Edition 3- 413 p.
- Miao S. 1992**. Growth and survival models of red tail shrimp Penaeus penicillatus (Alock) according to manipulating stocking density. Bull. Inst. Zool., Academia Sinica 31(1) :1-8.
- Moss S., Gary D. Pruder K., M. Leber y J.A. Wyban 1992**. The relative enhancement of Penaeus vannamei growth by selected fractions of shrimp pond water . Elsevier Science. Aquaculture 101, 229- 239.
- Navarrete, A., Uribe, J., 1993**. Evaluación de la Pesquería Industrial de Camarón de Altamar del Puerto de Campeche, México en el Periodo de 1981 a 1990. Ciencia Pesquera 10, pp 33-41.
- New, M. 1987** Feed and Feeding of fish and shrimp. Manual on the preparation of Compound feeds for shrimp and fish in Aquaculture. ADCP/Rep/87/96.
- NOA 1994**. World Shrimp Culture . VOL: 2 Part Two. Central América. USA. 463-567 p.
- Oliva Mario, E. García S. Valderrama 1982**. Variaciones de los lípidos tisulares durante la vitelogénesis en el camarón rosado Penaeus notialis Rev. Invest. Marinas Vol.I No 3. 269- 278.
- Ogle J. T., 1992** Variability in growth of postlarval Penaeus vannamei Bull Research. Report. Vol. 8 No 4, 423- 426p-
- Ortiz de Ora F., 1994**. Recurso Artemia de la Península de Yucatán. Informe Interno. 20 p.p. SEPESCA..
- Ozkizilcik, S., LinF., E. Chu 1994**. Evaluation of Omega 3 - Fatty Acid Enrichment of Artemia naupli as food for Striped Bass Morone saxatilis Walbaum Larvae. Journal of World aquaculture Society. Vol. 25 N° 1 March.

- Paniagua, Michel , J. L., F. Buckle, Granados C., Machuca D H., L. Salinas. 1986 Manual de Metodología y alternativas para el cultivo de microalgas. UABC Fac. Cienc. Marin. 94p : 11 :25 Informe Especial
- Paredes, A., P. Gallardo, C. Rosas, C. Pascual .1996 Quistes Descapsulados de Artemia franciscana como fuente proteica en la alimentación de larvas de Penaeus setiferus. RN/O/34 4p.
- Pastor, M. Marcet, G., Itzá V. 1990. Resultados Preelementales para la producción de postlarvas de camarón rosado Penaeus duorarum. Instituto Nacional de la Pesca N° 31 Noviembre 14 p.
- Pastor, M. Marcet G., Itzá V. 1991. Utilización de alimento microencapsulado para la producción de postlarvas de camarón rosado Penaeus duorarum. Congreso de Oceanografía. Mazatlán Sin. México. Oct. 1991.
- Pastor, M.G., 1996. Algunas Consideraciones sobre el Cultivo de Camarón en México Memorias de la Reunión Técnica sobre Cultivo de Camarón en El Golfo de México y Mar Caribe. Instituto Nacional de la Pesca. SEMARNAP Dic. 1995 35- 37 p.
- Pérez, D., Ros R., 1974. Cultivo experimental de postlarvas del camarón blanco Penaeus shmitti (Burkenroad) Investigaciones Marinas Serie 8 n° 10 sep1974 La habana Cuba 42p.
- Pérez, D., Oliva M., 1976. Cultivo experimental de los estadios larvales del camarón blanco P. schmitti Burkenroad. Serie 8. Invest. Marin. N° 26 La Habana Cuba 7- 60.
- Percy, Z. and J. Rodríguez 1992. Effects of Temperature and Salinity stress on osmoionic regulation on adults and oxygen consumption in larvae and adults of Machrobrachium amazonicum. Caracas Venezuela. Comp. Bio. Chim. Physid. Vol. 101 N° 1 505 - 509 p Great Britain.
- Primavera, J.H., 1985. A review maturation and reproduction in closed thelycum peneids. Proc .First Inter. Confer.. of The culture Penaeid Prawns/Shrimps Iloilo Philipines 47 - 64.
- Quintín, J.T. 1992. Cultivo de Penaeus vannamei en estanquería rústica en la Granja de Pocitos Tenabo Campeche. Tesis ITMAR. Veracruz. Ver. 120 p.
- Ray, W.M. and Ch. Y. Hu 1992 Effects of stocking density and aged sediment on tiger prawn, Penaeus monodon, nursery system. Aquaculture, 104 231-248.

- Ré, Regis. M. 1989, "Madurez Gonadal del Camarón Rosado P. duorarum (Burkenroad 1939), en la Sonda de Campeche" Memorias X Congreso Nacional de Zoología 25- 28 de Octubre sede UNAM. México D.F.
- Reid B., Arnold C.R., 1992 The intensive culture of the Penaeid Shrimp Penaeus vannamei Boone in a Recalculating Raceway System Journal of World Aquaculture Society Vol. 23 No 2 June
- Reyes Z. E., 1993. Aislamiento y caracterización de una especie de fitoplanctónica del sistema lagunar Boca del Río Ver. Para su uso acuacultural y contribución al cepario de Boca del Río Ver. México. Tesis Instituto Tecnológico del Mar Ver SEP. 196p.
- Rosas C., A. Sánchez, Gallardo P., Quiroz, J., Gaxiola G., Díaz E. Soto L. 1995. Oxygen consumption and ingestion rate of Penaeus setiferus larvae fed Chaetoceros ceratosporum, Tetraselmis chuii and Artemia nauplii, Aquaculture Nutrition 13 - 20 p Blackwell Science USA.
- Rosas, C., A. Sánchez. E. Díaz, L. Soto. G. Gaxiola, R. Brito., , 1996. Effect of Dietary Level on Apparent Heat Increment and Post- Prandial Nitrogen Excretion of Penaeus setiferus, P. schmitti, P. duorarum and P. notialis Postlarvae Journal of World Aquaculture Society Vol. 27, Nº 1 March 1996, 92-102 p.
- Rosas, C., A. Sánchez. E. Díaz, R. Brito., E. Martínez, L. Soto. 1997. Critical dissolved oxygen level to Penaeus setiferus and Penaeus schmitti postlarvae (PL10-18) exposed to salinity changes. Aquaculture .Ed. Elsevier Science 259-272 p
- Samocha, N. Unziel and C.L. Browdy 1989. The effect of feeding two prey organisms nauplii of Artemia and rotifers, Brachionus plicatilis (Muller), upon the survival and growth of larval marine shrimp, Penaeus semisulcatus (de Hann) Aquaculture 77, 11 - 19 Elsevier Science Publisher B. U. Netherlands.
- Samocha T., M., A. Rojas, Ray Sutter, Addison L. Lawrence and FrankL. Castille. 1997. Production of Bait Ahrimp Penaeus setiferus and P. duorarum in Texas using raceways and ponds. Resumen, Taes Shrimp Mariculture Reserch, Corpus Cristy TX. USA. 468 p
- Sandifer, P. A. J. Hopkins, Stokes. A.D. y Browdy. C.L. 1991. Preliminary compactions of the native Penaeus setiferus white shrimp for pond culture y South Carolina U.S.A J. World Aquacult. Soc. 24: 295 - 303.

- Sandifer P. A. J. Hopkins and A.D. Stokes 1987** Intensive culture potential of Penaeus vannamei. Journal of the World Aquaculture Society 18(2): 94-100.
- Sandifer P. A. Alvin D. Stokes and J. Stephen Hopkins 1993.** Further intensification of pond shrimp culture in South Carolina 1993. Sandifer P. A. (ed) Advances in World aquaculture, World aquaculture, Soc. pp 84-96
- Sarma S.S.S. 1996.** Rotifer culture systems. In: International Workshop on Rotifer Culture Systems. UNAM. Campus Iztacala. México. 28-56 p
- SEPESCA 1994.,** Desarrollo Científico y Tecnológico del Cultivo del Camarón Blanco del Golfo Penaeus setiferus en Estanques Circulares. Convenio SEPESCA CINVESTAV Mérida. Dirección Gral de Acuacultura Agosto de 1994. 45 pp.
- SEMARNAP 1999.** Anuario Estadístico de Pesca Subsecretaria de Pesca México, 271p
- Shaum M., Moss Gary D. Pruder, Kenneth M. Leber and James A. Wyban. 1992** Aquaculture, 101 Elsevier science 229-239p
- Subosa P., 1991.** Influence of stocking density and fertilization Regime on growth, Survival and Gross Production of Penaeus monodon Fabricius in Brackishwater Ponds. The Israeli Journal of aquaculture Bamidged 43 (2), 69 - 76 p
- Sociedad Cooperativa de Productos Pesqueros, 1986** Proyecto de granja de camarón de ciclo completo s/p. Informe Interno.
- Subrahmanyam. C.B. 1976,** Tidal and diurnal Rhythms of locomotory activity and oxygen consumption in the Pink shrimp, Penaeus duorarum. Contributions in Marine Science, Vol 20. 123-131p
- Tabb, D. C., Won T. Yang., and Hiorono y J. Hein 1972,** "A manual for culture of Pink shrimp P. duorarum , from eggs to post-larvae suitable for stocking", Sea grant special Bull. No. 2, 35147 University of Miami 60 p.
- Taboada G., G. García R. Sánchez A. Soto L.A., y Rosas C., 1995.** Oxygen consumption and ammonia -N excretion related to protein requirements for growth of Penaeus setiferus juveniles.

- Tacon A.G. J., 1990. Standard methods for the nutrition and feeding of fish and shrimp. vol.1 The essential nutrients. Argent Laboratories. Press. Redmond. Washington D.C.
- Tatum W. M., and W. C. Trimble 1977. Monoculture and Policulture Pond Studies with Pampano (Trachinotus carolinus) and Penaeid Shrimp (Penaeus aztecus, P. duorarum and P. setiferus.) in Alabama NOAA 433- 445 p.
- Tiusley, A., Soifer N. Kerm J. Mand WeberC. 1984. Hoseflay Meal as a Protein Source for Controlled Environment Aquaculture shrimp. Nutrition Reports International Vol. 29 N°2 February.
- Treece G., M.E, Yates 1988. Laboratory Manual for culture of Peaneid Shrimp Larvae Texas A. M University. Sea Grant Laboratory USA. 96p.
- Tobias E., and Villegas C., 1992 Growth survival and macronutrient composition of Penaeus monodon (Fabricius) larvae fed with Chaetoceros calcitrans and Tetraselmis chuii Aquaculture 29:253 - 260 p.
- Tsai. C. K. 1990 Water quality management, IN: D.M. Akiyama (Editor)Proc. Southeast Asia Shrimp Farm Management Workshop. Philippines. Indonesia
- Tzachi, M. Samocha, A. Rojas, R. Sutter, A. Laurence, and F. Castille 1996. Production of Rait Shrimp Penaeus setiferus and P. duorarum in Texas Using Raceways and Ponds. TAES Shrimp Mariculture Research Corpus Christy USA. 458 p.
- Uribe - Martinez J. A., 1994. Determinación del Inicio y duración de la temporada de pesca de camarón en la sonda de Campeche. INP, CRIP Lerma Campeche, Camp. Dictamen Técnico (inédito) :17pp (4 gráficas).
- Valerezo., L.S. 1987. El muestreo y su importancia en el control de Parámetros Productivos Nutrimar. N°3 Agosto Guayaquil Ecuador.23p
- Van Wormhoudt A. C. Bellon, 1980. Bases biológicas del cultivo de los crustáceos. Bases Biológicas y Ecológicas de la Acuicultura Editorial Acribia España. Cap. 3 223-276 .
- Venkataramiah, A. J.G. Lakshmi and G. Gunter 1974. Studies on the effects of salinity and temperature on the commercial shrimp Penaeus aztecus Ives, with special regard to survival limits growth, oxygen consumption and ionic regulation. Gulf research Laboratory Ocean Springs, Mississippi 134p.



- Vega A. J., A. de la Cruz. 1988. Efecto de la temperatura, la salinidad y el pH sobre las larvas del camarón blanco, Penaeus Schmitti, Rev. de Invest. Marin. Vol. IX, No. 1, 1988
- Vanegas C., 1993 . Efecto de la salinidad y la temperatura sobre el balance energético de juveniles de camarón café Penaeus aztecus Ives (crustacea, Decapoda). Tesis de maestría.. Facultad de Ciencias. - UNAM: 85p
- Vernberg W. B. and Vernberg F.J. 1972. Environmental Physiology of marine animals Edit. Springer. Verlog. New York. U.S.A: 346p.
- Villalobos G. 1996 Camaronicultura en Campeche (Sur del Golfo de México) Una visión sustentable Jaina, 7(3-4) 10p.
- Wickings J. 1984. The effect of reduced pH on caparace calcium, strontion and magnesium levels in rapidly growing prawns (Penaeus monodon Fabricius). Aquaculture, 41: 49-60.
- Yufera, M., A. Rodríguez , L. M., Lubian. 1984 Zooplankton ingestion and feeding behavior of Penaeus keratus larvae reared in laboratory .Aquaculture, 42 :217-224

**MI MÁS SINCERO AGRADECIMIENTO A:**

**GERMINAL MARCET OCAÑA, AGUSTÍN  
HERNÁNDEZ YANGA, JUAN TIBURCIO  
QUINTÍN, JORGE IZTÁ NOH, HUMBERTO  
RAMÍREZ LIGONIO,**

**POR SUS ATINADOS COMENTARIOS Y  
SUGERENCIAS A ABRAHAM NAVARRETE  
DEL PROÓ, CARLOS ROSAS VÁSQUEZ,  
CECILIA VANEGAS, GABRIELA GAXIOLA,  
PILAR TORRES Y CRISTINA RÉ**

**GRACIAS POR TODO.**