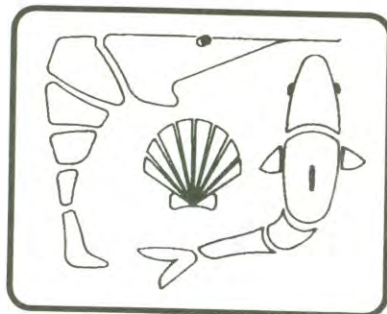




EL SABER DE MIS HIJOS
HARA MI GRANDEZA

UNIVERSIDAD DE SONORA
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS Y TECNOLÓGICAS

PROGRAMA REGIONAL DE POSGRADO EN ACUACULTURA



**ESTUDIO DE LOS PRINCIPALES COMPONENTES DE LA PRODUCTIVIDAD
NATURAL EN ESTANQUES DURANTE LA PREENGORDA DE
Penaeus vannamei Boone, 1931.**

TESIS

que para cubrir parcialmente los requisitos necesarios para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS, con especialidad en Cultivo de Crustáceos
presenta:

RAMÓN HÉCTOR BARRAZA GUARDADO



**BIBLIOTECA
C. I. C. T. U. S.**

REENTRO NUMERO

338

Universidad de Sonora

Repositorio Institucional UNISON



**"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"**



Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

ÍNDICE

RESUMEN.	Página i
ABSTRACT.	ii
ÍNDICE DE FIGURAS.	iii
ÍNDICE DE TABLAS.	vi
I.- INTRODUCCIÓN Y ANTECEDENTES.	1
II.- OBJETIVOS.	7
II.1.- Objetivos generales.	7
II.2.- Objetivos particulares.	7
III.- MATERIAL Y MÉTODOS.	9
III.1.- Localización geográfica del área donde se realizó el estudio.	9
III.2.- Diseño del experimento.	9
III.3.- Instalaciones utilizadas durante el cultivo.	11
III.3.1.- Estructuras de drenaje.	11
III.3.2.- Abastecimiento de agua.	12
III.3.3.- Gasto de agua manejado.	13
III.4.- Preparación y llenado de los estanques antes de la siembra.	13
III.4.1.- Transporte y siembra de postlarvas.	14
III.4.2.- Rutina y criterio de fertilización después de la siembra.	15
III.5.- Medición del crecimiento.	16
III.6.- Estudio de comunidades bióticas.	17
III.6.1.- Trabajo de campo.	17
III.6.2.- Trabajo de laboratorio.	19
III.7.- Registro de parámetros fisicoquímicos.	22
III.7.1.- Trabajo de campo.	22
III.7.2.- Trabajo de laboratorio.	23
III.8.- Alimentación	24
III.9.- Análisis de datos.	25
IV.- RESULTADOS.	27
IV.1.- Crecimiento y sobrevivencia del camarón.	27
IV.2.- Abundancia del fitoplancton.	32
IV.2.1.- Fitoplancton total.	32
IV.2.2.- Fitoflageladas.	34
IV.2.3.- Navículas.	34
IV.2.4.- Nitzschias.	37

ÍNDICE (continuación)

IV.3.- Correlación de Spearman (rs) para el fitoplancton total y grupos mas abundantes.	37
IV.4.- Clorofila "a".	40
IV.5.- Transparencia del agua.	42
IV.6.- Zooplancton.	44
IV.6.1.- Zooplancton total.	44
IV.6.2.- Nauplios.	47
IV.6.3.- Larvas de poliquetos.	47
IV.6.4.- Copépodos.	51
IV.6.5.- Larvas de gasterópodos y resto de grupos del zooplancton.	53
IV.7.- Correlación de Spearman (rs) entre el zooplancton total y sus grupos mas abundantes.	57
IV.8.- Abundancia del bentos.	59
IV.8.1.- Bentos total.	59
IV.8.2.- Poliquetos.	62
IV.8.3.- Anfipodos.	64
IV.8.4.- Resto de grupos del bentos.	66
IV.9.- Materia orgánica (MO) en el sedimento.	68
IV.10.- Correlación de Spearman (rs) entre bentos total, materia orgánica y grupos mas abundantes.	70
IV.11.- Parámetros fisicoquímicos.	70
IV.11.1.- Nitratos.	70
IV.11.2.- Ortofosfatos.	74
IV.11.3.- Temperatura del agua.	76
IV.11.4.- Salinidad.	78
IV.11.5.- Oxígeno disuelto.	80
IV.11.6.- pH.	82
IV.12.- Valores de correlación de Spearman (rs) entre los componentes de la productividad y parámetros fisicoquímicos.	84
V.- DISCUSIÓN.	88
V.1.- Crecimiento y sobrevivencia.	88
V.2.- Productividad natural.	89
V.3.- Parámetros fisicoquímicos.	102
VI.- CONCLUSIONES.	106
VII.- RECOMENDACIONES.	109
VIII.- LITERATURA CITADA.	110

ÍNDICE (continuación)

APÉNDICE I	118
APÉNDICE II	123

RESUMEN

La composición y abundancia de la productividad natural en los estanques de cultivo del camarón *Penaeus vannamei* ha sido poco estudiada. Por la importancia que tienen este tipo de estudios para los cultivos comerciales del camarón, se realizó el presente trabajo durante la preengorda de *P. vannamei* para evaluar su crecimiento y sobrevivencia. Se sembraron ocho estanques experimentales de cultivo semiintensivo a una densidad de 20 postlarvas/m² bajo los siguientes tratamientos: Control (C), Fertilizado (F), Alimentado (A) y Alimentado + Fertilizado (AF). La productividad natural en los estanques, medida como clorofila *a*, densidad fitoplanctónica, zooplancton y zoobentos, no presentó diferencias significativas entre los cuatro tratamientos probados ($p > 0.05$). Los promedios de clorofila *a* oscilaron de 0.0129 a 7.569 mg/m³. El fitoplancton total promedio varió de 3 a 453 x 10⁶ cel./l y estuvo dominado principalmente por fitoflageladas con abundancias de 21 a 419 x 10⁶ cel./l, navículas con 316 x 10³ a 67.6 x 10⁶ cel./l y nitzschias con 43.59 x 10³ a 8.75 x 10⁶ cel./l. El zooplancton total promedio estuvo entre 64 y 9,692 orgs./l y fue constituido principalmente por larvas nauplios de copépodos con abundancias de 18 a 4,826 orgs./l, larvas de poliquetos con <1 a 6,151 orgs./l y copépodos con 13 a 5,834 orgs./l. La composición específica del grupo del zooplancton estuvo dominada por los copépodos: *Pseudodiaptomus euryhalinus*, *Acartia bacorehuisensis*, *Labidocera diandra*, *L. trispinosa*, *Microsetella* sp., *Euterpina acutifrons*, *Metis* sp. y *Oithona nana*. De estos grupos *Pseudodiaptomus* y *Acartia* fueron los más abundantes. El zoobentos, quedó representado por *Polydora socialis* y *Capitella capitata*, anfípodos (*Corophium baconi* y *Pontogeneia opata*) e insecta (Chironomidae). El grupo de los poliquetos fue el más abundante y varió con 2 a 50 orgs./1000 cc. De este análisis, al final de la preengorda de *P. vannamei* se concluye que a pesar de no haber encontrado diferencias en la productividad natural entre los tratamientos probados, el crecimiento en peso total promedio fue significativamente mayor en AF con 4.84 ± 1.14 g, seguido de F con 4.47 ± 0.94 g. En el resto de los tratamientos, en A se obtuvo un peso de 3.47 ± 0.77 g y en C 3.27 ± 0.95 g. El mayor crecimiento registrado en F y AF podría ser atribuible a la respuesta temporal de los florecimientos zooplanctónicos, debidos a la fertilización, ya que estos se presentaron mas tempranamente (una semana), que en los tratamientos C y A. De igual manera *P. vannamei* registró una mayor sobrevivencia en los tratamientos fertilizados (F y AF). Sin embargo, la sobrevivencia en general fue baja debido posiblemente a dos factores: baja calidad de las postlarvas y la presencia masiva de macroalgas, las cuales influyeron en el cultivo.

ABSTRACT

Species composition and abundance of the natural productivity in culture ponds of the white shrimp, *Penaeus vannamei*, have been poorly studied. Due to the importance of these kind of studies for the commercial shrimp farms, a study was carried out to evaluate the growth and survival of *P. vannamei*, during the postlarval-juvenile culturing. Eight experimental semi-intensive ponds were stocked with 20 postlarvae/m² under the following conditions: Control (C), Fertilized (F), Fedded (A), and Fedded+Fertilized (AF). The natural productivity, measured as chlorophyll *a*, phytoplanktonic density, zooplankton and zoobenthos abundance, did not show significant differences among the tested conditions ($p>0.05$). Mean values of chlorophyll *a* were from 0.0129 to 7.569 mg/m³. Total phytoplankton mean densities were from 3 to 453 × 10⁶ cell/l, dominating phytoflagellates with densities from 21 to 419 × 10⁶ cell/l, naviculas with 316 × 10³ to 67.6 × 10⁶ cell/l, and nitzschias with 43.59 × 10³ to 8.75 × 10⁶ cell/l. The total zooplankton mean abundance ranged from 64 to 9,692 organisms/l, and was constituted mainly by copepod nauplii (18 to 4,826 organisms/l), polychaeta larvae (<1 to 6,151 organisms/l), and copepods (13 to 5,834 organisms/l). The zooplankton species composition was dominated by copepods: *Pseudodiaptomus euryhalinus*, *Acartia bacorehuisensis*, *Labidocera diandra*, *L. trispinosa*, *Microsetella* sp., *Euterpina acutifrons*, *Metis* sp. and *Oithona nana*, being *P. euryhalinus* and *A. bacorehuisensis* the most abundant species. The zoobenthos was represented by polychaeta (*Polydora socialis* and *Capitella capitata*), amphypods (*Corophium baconi* and *Pontogeneia opata*), and insecta (Chironomidae). The polychaeta was the most abundant group with 2 to 50 organisms/1000 cc. We concluded that, even when we did not find differences on the natural productivity among the four conditions tested, the total weight of shrimp was significantly greater on AF (4.84±1.14 g) followed by F (4.47±0.94 g), A (3.47±0.77 g), and C (3.27±0.95). The greatest growth of shrimp registered on AF and F could be attributable to the temporal zooplankton blooms (due indirectly to fertilization) because they were present earlier by one week in AF and F than in A and C. In the same way, *P. vannamei* showed a greater survival on F and AF. However the general survival was low possibly due to two factors: low quality postlarvae and massive presence of macrophytes, which had a bad influence on the culture.

ÍNDICE DE FIGURAS.

Figura	Página
1. Localización geográfica de la Unidad Experimental Kino, en Bahía de Kino, Sonora.	10
2. Curva de crecimiento del peso total en el tiempo del experimento para <i>Penaeus vannamei</i> , en cada tratamiento durante la preengorda. Los valores observados de cada medición se expresan en promedios con su desviación estándar. **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$. C = Control; A = Alimentado; F = Fertilizado y AF = Alimentado + Fertilizado.	28
3. Crecimiento de <i>P. vannamei</i> en peso total promedio, obtenido en los cuatro tratamientos durante la preengorda.	29
4. Crecimiento en peso total y longitud total obtenido por <i>P. vannamei</i> al final de la preengorda en los cuatro tratamientos. (a) y (c): promedio \pm desviación estándar. (b) y (d): promedios e intervalos de confianza al 95%; tratamientos con letras diferentes denotan diferencias significativas ($p < 0.05$).	30
5. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) del fitoplancton total en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> .	33
6. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de fitoflageladas en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> .	35
7. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de navículas en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> .	36
8. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de nitzschias en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> .	38
9. Comportamiento promedio semanal (\pm d.e.) de clorofila <i>a</i> , en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> .	41
10. Variación promedio semanal (\pm d.e.) de la transparencia del agua en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> . La franja sombreada indica los niveles normales de transparencia.	43
11. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) del zooplancton total en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> .	45

ÍNDICE DE FIGURAS (continuación)

12. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de larvas nauplios en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 48
13. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de larvas de poliquetos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 49
14. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de los copépodos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 52
15. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de las larvas de gasterópodos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 54
16. Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) del resto de grupos del zooplancton en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 55
17. Abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) del bentos total en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 60
18. Abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) de los poliquetos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *P. vannamei*. 63
19. Abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) de los anfípodos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 65
20. Abundancia promedio quincenal del resto de grupos del bentos (\pm d.e.) en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 67
21. Comportamiento promedio semanal (\pm d.e.) de la materia orgánica en el sedimento, en los cuatro tratamientos durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. El valor de la semana 1, corresponde al muestreo realizado antes de la siembra. Para convertir a porcentaje: $\% = \text{mg MO/g sedimento} / 1000 \times 5 \times 100$. 69
22. Variación promedio (\pm d.e.) de los nitratos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 73
23. Variación promedio (\pm d.e.) de los ortofosfatos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. 75

ÍNDICE DE FIGURAS (continuación)

- | | | |
|-----|---|----|
| 24. | Variación promedio de la temperatura del agua en los cuatro tratamientos, a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> . | 77 |
| 25. | Variación promedio de la salinidad en los cuatro tratamientos, a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> . | 79 |
| 26. | Variación promedio del oxígeno disuelto en los cuatro tratamientos, a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> . | 81 |
| 27. | Variación promedio del pH en los cuatro tratamientos a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de <i>Penaeus vannamei</i> . | 83 |

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Página
I. Valores observados y porcentajes de sobrevivencia en los cuatro tratamientos, al final de la preengorda.	31
II. Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$), para fitoplancton, realizado entre tratamientos y entre semanas de cada tratamiento (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).	32
III. Valores de correlación de Spearman para el fitoplancton total y grupos mas abundantes. a).- Tratamiento Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal. b).- Tratamiento Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal.	39
IV. Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para clorofila <i>a</i> y andeva LSD (al 95%) para transparencia, entre tratamientos y entre semanas por tratamientos (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).	40
V. Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para zooplancton, entre tratamientos y entre semanas de cada tratamiento (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).	46
VI. Valores de correlación de Spearman entre zooplancton total y grupos mas abundantes. a).- Condición Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal. b).- Condición Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal.	58
VII. Composición y abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) del bentos (No.Orgs/1000 cc) en los cuatro tratamientos. El símbolo (-) indica ausencia de organismos.	61
VIII. Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para el bentos y andeva LSD (solo para M.O.), entre tratamientos y entre semanas por tratamientos (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).	62
IX. Valores de correlación de Spearman entre bentos total y sus grupos más abundantes. a).- Tratamiento Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal. b).- Tratamiento Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal.	71
X.- Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para nutrientes, entre tratamientos y entre semanas por tratamiento (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).	72

ÍNDICE DE TABLAS (continuación)

- XI. Prueba *a posteriori* del andeva de K-W (Tabla X), para nitratos y ortofosfatos entre tratamientos. 72
- XII. Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para parámetros fisicoquímicos, entre tratamientos a las dos horas de muestreo (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$). 78
- XIII. Prueba *a posteriori* del andeva de K-W (Tabla XII), para salinidad, oxígeno disuelto y pH, entre los tratamientos. 80
- XIV. Valores de correlación de Spearman entre los componentes de la productividad y parámetros medioambientales (*: $0.01 < p \leq 0.05$; n.s. = no significativo).
a).- Tratamiento Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal. b).- Tratamiento Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal. 85

I.- INTRODUCCIÓN Y ANTECEDENTES.

El camarón blanco del Pacífico, *Penaeus vannamei*, es una especie estuarina y marina que vive hasta los 72 m de profundidad y se encuentra distribuida desde la parte norte del Golfo de California, México, hasta Tumbes, Perú (Pérez-Farfante, 1988). Esta especie apoya sustancialmente las pesquerías comerciales y es de las más importantes en la acuicultura en el hemisferio occidental (Wyban *et. al.*, 1995). Más del 90% de las 132,000 toneladas de camarón cultivado en este hemisferio en 1993, fueron de *P. vannamei*, y los principales países productores de camarón de granja son Ecuador (68.2%), Colombia, Honduras, México (cada uno con 6.8%) y E.U.A (2.3%) (Rosenberry, 1994).

En México los principales estados productores de camarón cultivado son Sinaloa, Sonora y Nayarit. Para 1993, Sinaloa aportó 7,962.8 toneladas lo que significó un 72.41% del total producido en el país, seguido por Sonora que produjo 2,214.8 toneladas contribuyendo con un 20.14% del total, y Nayarit con una producción de 485.4 toneladas aportando un 4.41% del total generado. El resto fue aportado por Chiapas, Baja California Sur y Tamaulipas, que juntos contribuyeron con el 3.0% restante (Ochoa-Muñoz, 1994).

La biotecnia del cultivo de camarón en nuestro país requiere de una amplia participación científica para mejorarla. En particular, el estudio de la productividad natural en estanques es uno de los aspectos con poca información, aún cuando el alimento natural es tomado en cuenta en los diferentes sistemas que se practican en México.

Se considera que en todos los estanques de cultivo se encuentra una biota de valor nutricional para el camarón (Maguirre y Bell, 1981; Anderson *et. al.*, 1987; González, 1988; Raymond y Lagardere, 1990). En los estanques así como en otros ecosistemas acuáticos, el

papel de las bacterias en la descomposición de la materia orgánica para la redistribución de los nutrientes, significa una relación trófica con el meiobentos y el camarón. Asimismo son de importancia la fauna y la flora tanto en la columna de agua como en el fondo de los estanques, ya que representan un alimento potencial para el camarón (Rubright *et. al.*, 1981; Nailon, 1985; Coleman y Edwards, 1987; Fry, 1987; Moriarty *et. al.*, 1987; Ordner y Lawrence, 1987). Lanari *et. al.* (1989) y Akiyama y Chwang (1990), recomiendan reducir las tasas de alimentación en cultivos con densidades de siembra bajas, ya que el alimento natural contribuye significativamente a la dieta del camarón. Sin embargo, la composición y abundancia de esta productividad no ha sido debidamente estudiada para *P. vannamei*.

En los estanques de cultivo la productividad es considerada en menor o mayor grado dependiendo del control que se ejerza sobre el sistema, es decir que la productividad contribuye como alimento para el camarón y puede ser más o menos significativa dependiendo del tipo de cultivo o del grado de intensificación del mismo (Arredondo-Figueroa, 1990). Al respecto, Ochoa-Muñoz (1994) destaca que en el sistema extensivo los rendimientos que se obtienen dependen básicamente de la productividad natural autóctona: fitoplancton, zooplancton y bentos. En este sistema se consideran como estanques cientos de hectáreas en forma de tapos o encierros, con escasos recambios de agua por mareas, una fertilización escasa y con una producción entre 100 y 300 kg/ha, sembrando entre 20 y 30 mil postlarvas por hectárea (pl/ha). El sistema semiintensivo, con un mayor grado de tecnificación, involucra precriaderos, bombeo constante de agua, utiliza fertilizantes para incrementar la productividad natural, asimismo se suministra alimento balanceado suplementario y se procura establecer un control en el manejo de las densidades de población y la calidad del agua. De ésta manera se

manejan siembras entre 60 y 200 mil pl/ha, y se obtienen rendimientos entre 1 y 2 toneladas por hectárea (t/ha). Finalmente, en el sistema intensivo, con un alto desarrollo tecnológico, el camarón depende más del alimento artificial con un alto contenido de proteínas, contribuyendo en menor proporción la productividad natural. Aquí se emplean estanques pequeños (2 a 5 ha.), con aireación, recambios altos (30 a 50% diario), con densidades de siembra entre 400 y 900 mil pl/ha y se obtienen rendimientos entre las 4 y 10 t/ha.

En México, aproximadamente el 80% de las granjas establecidas operan bajo el sistema semiintensivo. Refiriéndose a este sistema, Garmendia-Núñez (1994), menciona que el costo principal en la producción lo constituyen el alimento balanceado y la adquisición de postlarvas; ambos representan el 64.54% de los costos variables y el 48.97% del costo total de producción. Ante este panorama, destaca la importancia de hacer un uso más adecuado de la productividad natural como fuente de alimento para el camarón.

El fitoplancton, el zooplancton, así como la fauna y flora bentónicas, son los principales componentes de la productividad natural en los estanques. El objetivo de la fertilización es estimular el crecimiento del fitoplancton y por consecuencia la proliferación de organismos zooplanctónicos y bentónicos, sobre los cuales el camarón se alimentará (Apud *et. al.*, 1985; Clifford, 1985). También el propósito de la fertilización es mantener las microalgas en su fase exponencial de crecimiento, y una adecuada rutina de fertilización disminuye las posibilidades de que el crecimiento del fitoplancton se inhiba debido a algún nutriente limitante (Villalón, 1991). Asimismo, otro factor crítico que determina el crecimiento y la sobrevivencia del camarón es la calidad del agua. Todas las actividades del camarón se ven afectadas por las condiciones fisicoquímicas en los estanques, y la producción óptima está

directamente relacionada al manejo óptimo de los parámetros hidrológicos. Boyd (1990) menciona a la temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, concentración de nutrientes, turbiedad por terrígenos, pH, amonio y nitritos, entre otros, como los principales factores que afectan la fisiología del camarón y la productividad natural en los estanques.

Trabajos en cultivos de peces y crustáceos, han reportado una alta correlación positiva entre los niveles de productividad primaria y producción acuacultural. Goodyear *et. al.* (1972) encontraron una relación directa entre productividad por fitoplancton y la producción del pez mosquito, *Gambusia affinis*. Melack (1976) reportó que la producción de peces en lagos del África y de la India se incrementó con el aumento de la fotosíntesis bruta. En un estudio de la Universidad de Auburn, Almazan y Boyd (1978) demostraron altas correlaciones entre diferentes mediciones de densidad de plancton (fitoplancton, fotosíntesis bruta, clorofila *a* y disco de Secchi) y producción de *Tilapia aurea*. Boyd (1990) menciona que en estanques fertilizados, sembrados con pez sol (*Lepomis* spp.) y *Micropterus salmoides*, el fitoplancton representó la base del escalón alimenticio, lo cual culminó en la producción de peces.

Con respecto al camarón, Rubright *et. al.* (1981), en estanques fertilizados sembrados con *P. stylirostris*, reportaron que la producción de camarón respondió favorablemente con niveles altos de clorofila *a*, densidades altas de zooplancton y abundancias de organismos bentónicos. Barraza-Guardado *et. al.* (1993) en un estudio experimental en estanques fertilizados con una dosis baja de alimento contra estanques sin fertilización con suministro de alimento, reportaron resultados satisfactorios de producción de *P. vannamei* en ambos tratamientos, encontrando que la densidad del zooplancton fue significativamente mayor en los estanques fertilizados. Clifford (1994) concluyó que la producción exitosa de *P. vannamei* en

una granja comercial se debió, entre otros factores, a la alta productividad (densidad alta de fitoplancton y zooplancton) en los estanques, resultado de una fertilización controlada y una agua rica en silicatos y otros nutrientes.

Se han realizado estudios ecológicos sobre plancton no relacionándolos con la producción, en granjas de camarón en el estado de Sinaloa. Por ejemplo Esparza-Leal (1994), estudió la composición y abundancia del fitoplancton en dos granjas: una semiintensiva y otra intensiva. En ambos sistemas se dió una baja diversidad de especies, donde el fitoplancton total estuvo representado por el grupo de las cianofitas por arriba del 99%, las diatomeas y los dinoflagelados le siguieron con menor abundancia. Rodríguez-Lara (1992) y Pérez-Flores *et al.* (1994) estudiaron la composición y abundancia del zooplancton en granjas semiintensivas, de donde reportan que los grupos más abundantes fueron los nauplios de copépodos, copépodos adultos y juveniles, larvas de poliquetos, rotíferos, huevos y larvas de peces y tintínidos.

La preferencia alimenticia del camarón sobre los diferentes componentes de la productividad natural en los estanques es de especial importancia ya que mediante su conocimiento específico permitirá el manejo óptimo del plancton. Quick y Morris (1976) reportan para el medio natural que *P. vannamei* incluye en su alimentación materiales del bentos como microcrustáceos, bacterias, protozoarios, diatomeas, algas bentónicas, nemátodos y poliquetos. Castro-González *et al.* (1983) en el estero El Verde, Sinaloa, demostraron que *P. vannamei* consumió preferencialmente detritus, incluyendo también restos de crustáceos, diatomeas, copépodos, foraminíferos, cumáceos, rotíferos y cladóceros. Para estanques comerciales con *P. vannamei* en cultivo, Clifford (1994) menciona rangos adecuados de

densidades tanto de fitoplancton como de zooplancton dado que con esos niveles logró buenas producciones de camarón. Sin embargo, estudios que indiquen que existe un consumo directo sobre el plancton por esta especie se desconocen, ya que los existentes han sido correlacionados de una manera indirecta.

Con respecto a la ingestión directa de zooplancton por el camarón, Chen y Chen (1992), demostraron en un estudio de laboratorio que juveniles de *P. monodon* consumieron eficazmente zooplancton y que juveniles de tallas mayores consumieron densidades más altas. En cuanto a *P. vannamei* el consumo directo de zooplancton es factible, no solamente por la relación indirecta que se ha observado en cultivos comerciales, sino considerando que las dietas naturales para larvas y postlarvas de camarón en cultivos larvarios se basan generalmente sobre zooplancton, como nauplios de artemia y rotíferos (Shigueno, 1975; Emerson, 1984; Rodríguez-Marín y Reprieto-García, 1984; Chu y Shing, 1986).

Dada la importancia de la productividad natural en estanques de cultivo, se propuso en el presente trabajo llevar a cabo un estudio integral donde se consideraron los tres componentes más importantes de esta productividad, como lo son el fitoplancton, el zooplancton y el bentos.

En este estudio se plantea comprobar que la productividad natural generada en los estanques de cultivo influye determinantemente en el crecimiento. Por lo tanto el camarón puede ser preengordado prescindiendo del alimento artificial.

II.- OBJETIVOS.

II.1.- Objetivo general.

El objetivo general del presente trabajo fue estudiar el crecimiento y sobrevivencia de *Penaeus vannamei* durante su fase de preengorda en un cultivo semiintensivo en relación a la disponibilidad de la productividad natural inducida y no inducida; esto con el propósito de determinar el rendimiento del camarón blanco con el manejo de la productividad natural.

II.2.- Objetivos particulares.

Para cumplir con el planteamiento general, se llevó a cabo un seguimiento de la calidad biológica y fisicoquímica de la columna de agua y del sedimento en los estanques, así como del desarrollo del camarón en cultivo, proponiéndose las siguientes investigaciones específicas a realizar:

- 1).- Determinar el crecimiento semanal del camarón, registrando el peso total y su longitud total, en todos los estanques del experimento, hasta lograr su talla de preengorda (3.0 g).
- 2).- Cuantificar la biomasa fitoplanctónica, mediante la determinación semanal de clorofila *a* presente en los estanques.
- 3).- Llevar a cabo un análisis cualitativo y cuantitativo de la comunidad fitoplanctónica.
- 4).- Determinar periódicamente la abundancia y composición de la comunidad zooplanctónica, en los estanques.
- 5).- Cuantificar la abundancia bentónica presente en el sedimento.
- 6).- Determinar el contenido de la materia orgánica en el sedimento de los estanques.

7).- Determinar los niveles de ortofosfatos (PO_4) y nitratos (NO_3) disponibles en los estanques manejados bajo un régimen de fertilización y sin fertilización.

8).- Caracterizar el marco ambiental del cultivo, mediante el registro de las principales variables fisicoquímicas, como son la temperatura, salinidad, oxígeno disuelto, pH y transparencia del agua.

9).- Correlacionar los componentes de la productividad natural con el desarrollo del crecimiento del camarón en los diferentes tratamientos probados.

III.-MATERIAL Y MÉTODOS.

III.1.- Localización geográfica del área donde se realizó el estudio.

El presente estudio se llevó a cabo entre mayo y junio de 1995 en la Unidad Experimental Kino (U.E.K.), dependiente del Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora (D.I.C.T.U.S.). La Unidad se encuentra ubicada en Bahía de Kino, Sonora, y se localiza geográficamente entre los 28°45' de latitud norte y los 111°55' de longitud oeste (Fig. 1).

III.2.- Diseño del experimento.

Se utilizó un diseño experimental simple con 2 repeticiones en un arreglo completamente al azar. Se emplearon 8 estanques de 250 m², sembrados a una misma densidad (20 pl/m²), y se consideraron cuatro tratamientos. El arreglo a probar fue de la siguiente manera.

Tratamiento I: Control o testigo (C).- Los camarones fueron preengordados sin alimento y sin fertilización.

Tratamiento II: Alimentado (A).- Los camarones se preengordaron suministrándoles alimento artificial, no fertilizando los estanques.

Tratamiento III: Fertilizado (F).- Los camarones se preengordaron fertilizando solamente los estanques.

Tratamiento IV: Alimentado y Fertilizado (AF).- Los camarones fueron preengordados suministrándoles alimento artificial y fertilizando los estanques.

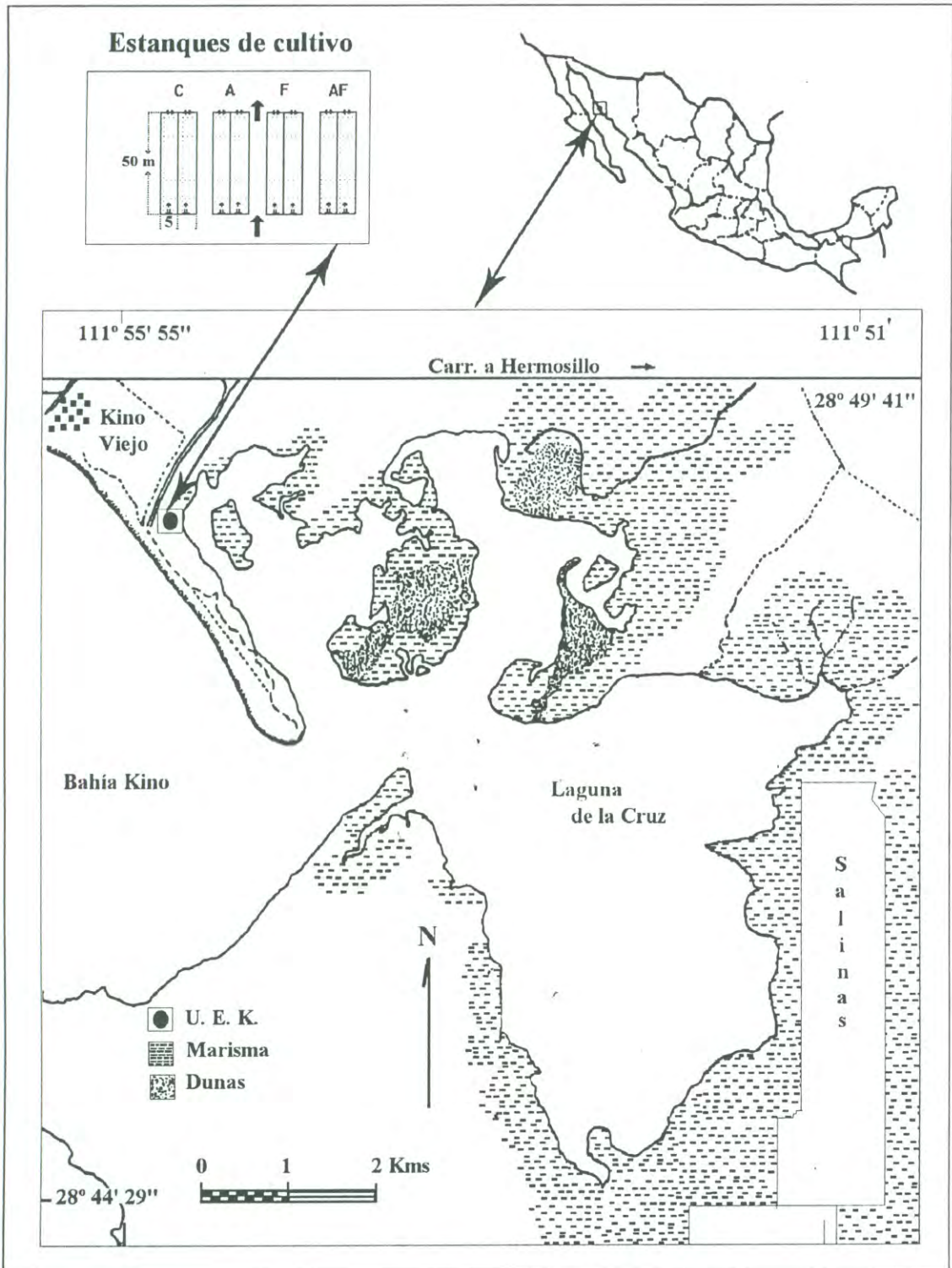


Fig. 1.- Localización geográfica de la Unidad Experimental Kino, en Bahía de Kino, Sonora.

III.3.- Instalaciones utilizadas durante el cultivo.

Se emplearon estanques de tierra a cielo abierto, rectangulares con medidas de 5 x 50 m, con una profundidad promedio de 1 m.

III.3.1.- Estructuras de drenaje:

Para el drenaje y el mantenimiento constante de la columna de agua en los estanques, se utilizaron compuertas de concreto armado tipo "monge" (Huet, 1979). Cada estructura medía 1.50 m de alto y 0.50 m de ancho y con paredes de 0.20 m de grosor, y estaba provista de un tubo de concreto de 10 pulgadas de diámetro colocado en la base de la compuerta para drenar el agua. Entre las paredes laterales se colocaron dos cortinas de madera forradas de plástico negro y un filtro. La colocación y la función de estos accesorios se describen enseguida.

La primer cortina se colocó lo más cercana a la pared del fondo de la compuerta, fijada desde el piso hasta una altura preestablecida de 1.10 m. Su función fue la de mantener la columna de agua a ese nivel y sobre él empezar a drenar. La segunda cortina, con las mismas medidas, se colocó enfrente de la primera, pero separada 0.25 m del piso de la compuerta. De tal forma que la segunda cortina quedó más alta que la primera, y con ello se aseguró que se drenara el agua del fondo y no de la superficie. Este sistema favorece el drenado del agua con una menor calidad por la presencia de metabolitos tóxicos, además se evita una mayor acumulación de materia orgánica (Fondepesca, 1988).

Enfrente de las cortinas se colocó un filtro de tela de mosquitero de 1.0 mm de luz de malla, para evitar la fuga de los camarones. Durante las dos semanas posteriores a la siembra se mantuvo colocada encima del filtro una tela fina de nailon de 500 μ de luz de malla, para

evitar la salida de las postlarvas. Para sellar completamente los marcos de las cortinas de madera y del filtro, se aplicó una pasta elaborada a base de manteca de res y cal a una proporción de 1:10 (Villalón, 1991).

III.3.2.- Abastecimiento de agua.

Se utilizó agua del estero de la Cruz, a partir de un canal de llamada conectado desde el estero a las instalaciones. Las medidas que presenta el canal son 200 m de longitud total, 15 m de ancho y una profundidad promedio de 2.0 m.

Para el suministro de agua a los estanques se utilizó una bomba eléctrica autocebante de 5.0 H.P. de 3 pulgadas de diámetro de entrada y salida. Para la succión del agua se utilizó manguera flexible de 3 pulgadas de diámetro, equipada con una pichancha de bronce en el extremo para evitar la descarga de la bomba y facilitar las operaciones de encendido y apagado. El agua que se succionó siempre pasó a través de un filtro que se colocó alrededor de la pichancha con la finalidad de evitar la presencia de depredadores y competidores por alimento en los estanques.

El envío del agua se hizo a través de tubería de PVC hidráulico de 4 pulgadas de diámetro. Para el abastecimiento, se instaló una línea de tubería tendida sobre la cabecera de los estanques. A partir de esta línea se hicieron las tomas de agua colocando tubos surtidores de PVC de 3 pulgadas de diámetro, para cada estanque. En el extremo de cada tubo surtidor se colocó una válvula de 2 pulgadas para regular el gasto de agua. El sistema de envío de agua contó con una tubería de retorno hacia el estero, para desfogar o aliviar el exceso de agua no utilizada y proteger el equipo de bombeo.

III.3.3.- Gasto de agua manejado.

Se trató de ajustar y mantener un gasto de agua, para todos los estanques, entre el 8 y 10% de recambio diario. Este porcentaje es recomendado a utilizarse en cultivos semiintensivos comerciales. Durante la preengorda este gasto puede ser suficiente para mantener una buena calidad del agua, en condiciones normales de cultivo (Rodríguez-Marín y Reprieto-García, 1984; Fondepesca, 1988).

III.4.-Preparación y llenado de los estanques antes de la siembra.

La preparación consistió en colocar el equipo de bombeo, tubería e instalación de válvulas reguladoras de flujo. También se acondicionaron las compuertas, para ello en el taller se elaboraron las cortinas de madera, los marcos de los filtros y la colocación de la malla de mosquitero sobre ellos.

Otra actividad en la preparación fue airear el sedimento del fondo de los estanques con dos propósitos: el primero para llevar a cabo una descomposición aeróbica de la materia orgánica (Boyd, 1990) y de esta manera reducir sus niveles de la misma, ya que los estanques habían sido utilizados en engordas anteriores y presentaban altos contenidos de materia orgánica. El segundo fue para eliminar la mayor parte posible de la fauna bentónica que había sobrevivido con la humedad del fondo de los estanques, al estar vacíos. Con ello se supuso que los estanques quedaron limpios para estudiar el zoobentos desde su colonización durante el experimento.

El volteo del sedimento se hizo manualmente una sola vez, utilizando una pala de concha cóncava, de esta manera se aireó aproximadamente una superficie de 2000 m².

Los estanques fueron llenados 10 días antes de la siembra, para asegurar el establecimiento de una productividad natural adecuada. Con ello se dispuso de alimento natural al momento de la siembra de las postlarvas con la finalidad de asegurar una mayor sobrevivencia de las mismas (Rubright, *et. al.*, 1981; Leber y Pruder, 1988; Villalón, 1991; Figueroa, 1991).

El llenado y la fertilización inicial se hizo de acuerdo con las recomendaciones sugeridas por Sepesca (1987) y Clifford (1994). El proceso consistió en aplicar inicialmente, en los estanques vacíos, una dosis de 1000 kg/ha de fertilizante orgánico (gallinaza), seguidamente en llenarlos hasta un nivel de 30 cm y mantenerlos estáticos durante un día. La gallinaza favorece la liberación prolongada de nutrientes y provee alimento a los organismos bentónicos. Posteriormente se continuó con el llenado de los estanques hasta su nivel operacional. Durante el proceso se aplicó fertilizante inorgánico líquido a una dosis de 50 kg/ha de urea como fuente de nitrógeno y 20 kg/ha de fosfato diamonio como fuente de fósforo. Se tomó como referencia de alta productividad las lecturas de transparencia, medidas con el disco de Secchi, entre los 30 y 35 cm, para declarar listos los estanques y realizar la siembra del camarón.

III.4.1.-Transporte y siembra de postlarvas.

La densidad de los organismos durante el transporte, así como la velocidad de aclimatación por temperatura y salinidad durante la siembra, se llevó a cabo tomando en cuenta los criterios sugeridos por Rodríguez-Marín y Reprieto-García (1984) y Clifford (1994). Estos autores recomiendan que postlarvas entre 8 y 12 días de edad sean transportadas

en bolsas de plástico a densidades entre 750 y 1000 pl/l. En cuanto a la velocidad de aclimatación, ésta dependerá de la calidad de las postlarvas.

Las postlarvas utilizadas en el presente experimento fueron adquiridas en el Centro Reproductor de Especies Marinas del Estado de Sonora (CREMES), dependiente del Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora. El Centro se encuentra ubicado en Bahía de Kino, Sonora, a 15 km de la Unidad Experimental donde se realizó el experimento.

Las postlarvas fueron transportadas en bolsas de plástico colocadas en hieleras, a una densidad de 500 orgs/l, la temperatura del agua durante el transporte fue de 28°C y la salinidad de 37‰. En total se transportaron 8 hieleras, cada una con 5,000 postlarvas.

Antes de la siembra los organismos fueron aclimatados por temperatura y salinidad en un tiempo aproximado de tres horas. Las bolsas fueron colocadas en el centro de los estanques fijadas a un costado de los puentes de muestreo. Durante la aclimatación se aplicó aireación a las postlarvas. La temperatura y salinidad del agua de los estanques al momento de la siembra fueron de 28.5°C y 44.0‰ respectivamente. Las postlarvas fueron liberadas una vez que se igualaron la temperatura y la salinidad de las bolsas con respecto a los estanques. Los estanques fueron manejados con una densidad de siembra de 20 pl/m², es decir cada estanque se sembró con 5,000 pl.

III.4.2.- Rutina y criterio de fertilización después de la siembra

La fertilización rutinaria se hizo aplicando dosis de 50 y 100% a partir de las cantidades arriba mencionadas, cada vez que fue requerido. El criterio para fertilizar estuvo básicamente gobernado por las lecturas de transparencia registradas con el disco de Secchi. De esta manera la regla fue fertilizar con lecturas mayores de los 30 cm. Si las lecturas fluctuaban

entre los 25 y 30 cm la fertilización se suspendía temporalmente y se aumentaba el recambio de agua hasta un 25% hasta que la transparencia se incrementara arriba de los 30 cm. Para asegurar una mejor asimilación de los nutrientes por el fitoplancton, antes de fertilizar se bajó 10 cm el nivel operacional de la columna de agua para evitar el lavado del fertilizante.

III.5.- Medición del crecimiento.

Se registró el crecimiento del camarón en peso total y longitud total. La colecta de los organismos se hizo utilizando al principio del cultivo redes de cuchara de malla fina, posteriormente se usó una atarraya de cáñamo de 1.0 m de radio y con luz de malla de 0.6 cm. En cada muestreo se colectaron entre 30 y 50 camarones que se obtuvieron de diferentes partes del estanque.

Se registró semanalmente el peso total promedio, para ello los camarones fueron trasladados al laboratorio, allí se depositaron en una red de cuchara para extraer al máximo el agua contenida entre ellos. Se registró el peso total de todos los organismos y posteriormente se contaron, obteniéndose el peso total promedio. Los camarones fueron regresados a su respectivo estanque. Se hicieron un total de cinco muestreos durante el experimento.

Solamente se registró el peso total y la longitud total individual, durante los dos últimos muestreos, dado las pequeñas tallas al principio del cultivo. El peso total promedio y el peso total individual se registraron en una balanza Mettler P1200, con capacidad máxima de 1200 g y mínima de 10 mg. La longitud total se midió con una regla graduada y se consideró desde el extremo anterior del rostrum hasta la parte posterior del telson.

III.6.- Estudio de comunidades bióticas.

Los muestreos para el estudio de las comunidades bióticas se hicieron semanalmente, excepto la colecta de bentos que se hizo quincenalmente. El muestreo se realizó al medio día. Para los análisis de plancton y nutrientes se tomaron muestras de agua a nivel de superficie. Para escoger el sitio de muestreo, se aplicó el criterio de tomar muestras en forma aleatoria y estratificada. Para ello, los estanques se dibujaron a escala y fueron divididos en dos secciones, con el propósito de ubicar un sitio de muestreo para cada sección del estanque. Cada sección se dividió en cinco partes iguales y se enumeraron del 1 al 5, representando cada parte un superficie real de 5.0 x 2.5 m. En un recipiente se depositaron los 5 números escogiéndose uno en forma aleatoria para cada sección. Se hizo un sorteo para cada muestreo. En los dos sitios escogidos de cada estanque se hicieron las mediciones descritas a continuación.

III.6.1.- Trabajo de campo.

Clorofila *a*.- Para la colecta de agua se utilizaron recipientes de plástico de 2 litros de capacidad y oscuros para evitar la alteración en la biomasa del fitoplancton.

Fitoplancton.- Para la colecta del fitoplancton se tomaron muestras de agua en botellas de plástico de 200 ml de capacidad, las cuáles se llenaron hasta la base del cuello, con el propósito de dejar espacio para el fijador.

Zooplancton.- Para el muestreo del zooplancton se filtraron un total de 40 litros de agua del estanque a través de una malla de 64 μ de abertura de poro. Se utilizó una cubeta de plástico de 20 litros de capacidad que se usó como medida durante la colecta y otra cubeta de 10 litros que se usó como filtro, ésta provista de una ventana con la malla de 64 μ . La muestra obtenida se depositó en frascos de vidrio de boca ancha, de 100 ml de capacidad, fijándose con

formol al 5%. Se evitó el uso de arrastres con red de plancton debido a lo somero del estanque ya que al hacer el arrastre se provoca turbulencia, se estresan los camarones y el alimento en el fondo se altera al pisarlo.

Bentos.- La colecta del sedimento se hizo empleando un nucleador de PVC hidráulico de 4 pulgadas de diámetro. El nucleador consistió de un tubo de 1.0 m de largo, provisto en su interior de un émbolo colocado en el extremo posterior, con un deslizamiento libre de 0.11 m, para alojar el sedimento, el volumen promedio de sedimento colectado fue de 1000 centímetros cúbicos. La muestra colectada se depositó en bolsas de plástico para su procesamiento inmediato.

Las muestras obtenidas fueron lavadas con agua corriente, para retener los organismos se utilizaron tamices de 5000, 1000, 500 y 250 μ . Los tamices de 500 y 250 μ retuvieron sedimento fino el cual se depositó en frascos de plástico de 500 ml de capacidad; se fijaron con formol al 10% para su revisión posterior a través del microscopio.

Materia orgánica.- Para la obtención de la muestra se utilizó el mismo nucleador empleado para los muestreos de bentos. El propósito fue evaluar la materia orgánica de la superficie del fondo del estanque, con la cual el camarón por sus hábitos alimenticios, mantiene un mayor contacto. Tomando en cuenta lo anterior, una vez obtenido el núcleo con la muestra se tomaron los primeros centímetros superficiales, con espátula. Esta muestra se depositó en charolas y se deshidrató en una incubadora a 70 °C durante 24 horas. Posteriormente se depositaron en bolsas de plástico debidamente etiquetadas, para su procesamiento posterior en el laboratorio.

III.6.2.- Trabajo de laboratorio.

Determinación de clorofila *a*.- La determinación del pigmento se hizo siguiendo la técnica descrita por Parsons *et. al.* (1984). Las muestras obtenidas de los estanques fueron primeramente filtradas considerando volúmenes entre 0.5 y 1.0 litros, dependiendo de la abundancia del fitoplancton. En este paso se utilizó una bomba de vacío G.E. Gast modelo 0523 y un equipo de filtración. Se emplearon filtros de fibra de vidrio Whatman GF/C de 4.7 cm. Los filtros fueron congelados y envueltos en papel aluminio, estos se fueron procesando cada dos muestreos. Para la extracción de la clorofila, los filtros se colocaron dentro de tubos para centrífuga con acetona al 90%, se trituraron y se almacenaron en refrigeración durante 24 horas. Para la obtención de la muestra y su posterior lectura, los filtros fueron centrifugados durante 5 minutos, el sobrenadante se decantó dentro de celdas de 10 mm de diámetro y se midió la extinción en un espectrofotómetro Spectronic 21, a las longitudes de onda requeridas (750, 664, 647 y 630 nm).

Fitoplancton.- Las muestras fueron fijadas con una solución de acetato-lugol (Vollenweider, 1969) a una proporción de 100:1. La identificación se hizo a nivel de grupos y géneros, con la ayuda de manuales ilustrados (Sournia, 1978 y Hasle, 1978). La cuantificación del fitoplancton se llevó a cabo por el método de recuento diametral de Utermohl (1928), citado por Schwoerbel (1975), usando cámaras tubulares de 2 ml de capacidad. Se utilizó un microscopio invertido Karl Zeiss, empleando los objetivos 40x y 100x para el conteo diametral, realizando cuatro transectos por muestra.

Zooplancton.- Para llevar a cabo la cuantificación e identificación de los organismos, a partir de la muestra de agua colectada, se hizo lo siguiente: Se decidió trabajar con tallas

homogéneas y de esta manera obtener de cada una la submuestra o alícuota representativa del zooplancton en sus diferentes formas, desde nauplios de copépodos, copépodos adultos, larvas de peces y otros organismos. Para esto, las muestras se estratificaron utilizando tres filtros: 341, 190 y 64 μ . Así en el primer filtro se retuvo al zooplancton mayor, en el segundo se retuvo la fracción de zooplancton compuesto principalmente por copépodos juveniles y el tercer filtro se retuvo a las larvas nauplios y larvas de gasterópodos.

Los organismos retenidos en el filtro de 341 μ , por su poca cantidad y gran tamaño, fueron cuantificados totalmente. Para la obtención de la alícuota de las muestras retenidas en los filtros de 190 y 64 μ , éstas se depositaron en probetas de 50 y 100 ml respectivamente. Enseguida se agitaron suavemente las probetas varias veces, e inmediatamente se extrajo un mililitro de submuestra con una pipeta automática de dicha capacidad. Para el conteo de la alícuota, ésta se depositó en cajas de petri cuadrículadas y la revisión se hizo a través de un microscopio estereoscópico Baush & Lomb, con aumento de 0.7 a 4.0x.

El conteo de los grupos en las tres fracciones de la muestra, se sumó y se estandarizó a número de organismos por litro. La identificación de los grupos se hizo con el apoyo de claves ilustradas de Tregouboff y Rose (1957), Newell y Newell (1963), Smith (1977) y Todd y Laverack (1991).

El volumen de agua colectado en los estanques, así como el criterio de estratificación y toma de alícuotas, se hizo de acuerdo con Paranaguá y Neumann (1980); Núñez-Pastén, *et. al.* (1992), Rodríguez-Lara (1992) y Pérez-Flores *et. al.* (1994).

Bentos.- El trabajo de laboratorio fue dividido en dos fases: separación de organismos y conteo e identificación. Para realizar la separación, las muestras de sedimento con

organismos se depositaron en una charola de fondo negro con agua, al remover el sedimento la mayoría de los organismos flotaron, el agua fue drenada y filtrada en un tamiz de 70 μ . El lavado se realizó varias veces y de ésta manera se separó del sedimento la mayor parte de los organismos. El sedimento que quedó después del lavado se revisó a través del microscopio para extraer el resto de organismos. Antes del proceso de separación las muestras con sedimento se fijaron con rosa de bengala en alcohol al 70%, para teñir los organismos presentes y facilitar su reconocimiento. Al separar la muestra del sedimento, se obtuvieron los organismos junto con restos de vegetales y macroalgas. A través de un microscopio estereoscópico, se separaron los diferentes grupos y se depositaron en frascos de vidrio etiquetados y fijados con formol al 10% para su posterior identificación. Para el conteo e identificación de los organismos se utilizó un microscopio compuesto marca Karl Zeiss, con objetivo de 40x. Durante la identificación de los organismos se utilizaron las claves de Light (1978), Barnard (1979), Kudenov (1980), Roth y Brown (1980) y Brusca (1980).

Materia orgánica.- Para la determinación del porcentaje de materia orgánica en el sedimento, se utilizó la técnica de pérdida por ignición (Alexander y Byers, 1932). Ayub y Boyd (1994) recomiendan este método como aplicable para el análisis de materia orgánica en estanques de cultivo. Estos autores mencionan que el método es útil secando las muestras a 105°C y que la temperatura de ignición no exceda los 350°C. Con ello se minimiza que algunas arcillas que retienen agua la liberen a temperaturas superiores, evitando mediciones erróneas, ya que al liberarse el agua la diferencia puede asumirse como materia orgánica.

Las muestras de sedimento ya secas, fueron primeramente trituradas con un mortero hasta que el sedimento pasara por un tamiz de 500 μ . Para el análisis se utilizó una submuestra

y se empleó el criterio empleado por De la O-Villanueva y Villalba-Atondo (1986), el cual consiste en depositar el sedimento en una hoja flexible para su homogeneización y realizar cuarteos hasta obtener el tamaño deseado. Previo al análisis de sedimento los crisoles se secaron a temperatura constante (100°C) durante cuatro horas, se enfriaron en un desecador con sílica activada y se pesaron. Posteriormente se pesaron 5 g de sedimento de la submuestra, que se depositó en crisoles colocados en una mufla a 105°C por cuatro horas para eliminar la humedad y obtener el peso constante, al enfriarse se registró el peso. Finalmente las muestras se sometieron a ignición durante 8 horas a una temperatura de 350°C , se enfriaron y se registró el peso. La diferencia de peso o la pérdida durante la ignición, se tomó como la cantidad de materia orgánica de la muestra. Los análisis se hicieron por triplicado. Durante el registro del peso se utilizó una balanza analítica con escala de 0 a 160 g y con una precisión de 1 mg. Las lecturas se tomaron a tres decimales.

III.7.- Registro de parámetros fisicoquímicos.

Se hicieron mediciones de temperatura, salinidad, oxígeno disuelto y pH dos veces por semana, con dos muestreos al día (06:00 y 15:00 hrs) al nivel medio de la profundidad del estanque, excepto transparencia del agua que se registró diariamente. Nitratos y ortofosfatos fueron medidos una vez al día (15:00 hrs) a nivel de superficie. Se hicieron dos muestreos por estanque, las muestras se colectaron en la cabecera y en la salida del agua.

III.7.1.-Trabajo de campo.

Temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y oxígeno disuelto (mg/l).- Estos parámetros se midieron directamente por medio de un oxímetro de campo con escala para temperatura de -5 a 45°C , con una precisión de $\pm 0.2^{\circ}\text{C}$ y escala para oxígeno de 0 a 15 mg/l, con una precisión de ± 0.2

mg/l. El aparato se calibró periódicamente haciendo determinaciones de oxígeno por el método químico de Winkler (Strickland y Parsons, 1972).

Salinidad (%).- Se determinó directamente por medio de un refractómetro de mano con escala de 0 a 100% y precisión de $\pm 1\%$. Para cada lectura se ajustó previamente a cero con agua destilada.

pH, nitratos (NO_3) y ortofosfatos (PO_4).- Para los análisis se colectaron muestras de agua en botellas de plástico de 200 ml de capacidad, para pH, y de 1 litro de capacidad para nutrientes. El traslado de las muestras para nutrientes se realizó en oscuridad, y se congelaron para su análisis posterior.

Transparencia del agua.- Se tomó la lectura en el centro de cada estanque por medio del disco de Secchi. El disco se hizo de madera de "triplay" de 30 cm de diámetro y se pintó con secciones blancas y oscuras alternadas, al centro se le colocó un estadal de madera sólida, graduado en centímetros, el cual sirvió para tomar las lecturas y de agarradera. El punto en que aparece y desaparece el disco a la vista del muestreador, se tomó como el nivel de la transparencia del agua.

III.7.2.- Trabajo de laboratorio.

pH.- Se utilizó un potenciómetro con escala de 0 a 14 unidades y con una precisión de ± 0.1 unidad. En cada muestreo, durante las determinaciones, el aparato fue calibrado varias veces con soluciones buffer.

Nutrientes.- Para su determinación las muestras se descongelaron hasta tener la temperatura ambiente del laboratorio. Los análisis se realizaron con un espectrofotómetro

programable de lectura directa marca HACH mod. DR/2000, equipado con célula de flujo para trabajar muestras en serie.

Las determinaciones de nitratos se hicieron por el método de reducción de cadmio para análisis en agua de mar, usando reactivos en polvo. Se trabajó con escalas de Medio Rango (0 a 4.5 mg/l NO_3^- -N) y Bajo Rango (0 a 0.40 mg/l NO_3^- -N), usando estas escalas de acuerdo a las concentraciones de nitratos en las muestras.

Las determinaciones de fosfatos, se realizaron por el método Fósforo Reactivo o también llamado Ortofosfato Fosver 3 (Acido Ascórbico) para análisis en agua de mar. Se trabajó con un solo rango de 0 a 2.50 mg/l PO_4 .

III.8.- Alimentación.

Las dosis y criterios de alimentación, así como de sobrevivencia, se llevaron a cabo de acuerdo con las tablas propuestas por Villalón (1991) y Clifford (1994).

Desde el momento de la siembra y hasta 1.0 g de peso, los camarones fueron alimentados por superficie, suministrando una dosis de 4 kg/ha/día de alimento granular. Posteriormente los camarones se alimentaron tomando en cuenta la biomasa de los organismos; a partir de 1.0 g y hasta los 3.0 g de peso se consideró un 6% de su biomasa, tomando en cuenta la sobrevivencia. La sobrevivencia teórica fue considerada tomando en cuenta la edad y peso, de tal forma que al momento de la siembra se consideró un 100% de sobrevivencia y posteriormente de acuerdo a la edad y peso se fue disminuyendo la sobrevivencia hasta terminar con un 77% a los 3.0 g de peso.

La presentación del alimento que se suministró fue granular cuando los camarones estuvieron entre un peso de 0 a 0.35 g y peletizado (3/32") entre los 0.35 a 3.0 g de peso. Se utilizó alimento comercial marca Rangen, con un 35% de proteína.

III.9.- Análisis de los datos.

En el diseño del experimento, se probaron cuatro tratamientos con dos repeticiones y se tomaron dos muestras por repetición. Es decir, que en cada muestreo se colectaron cuatro muestras por tratamiento. El análisis del experimento se hizo comparando los resultados entre tratamientos, para ello en el caso del graficado y análisis estadístico, se consideraron los cuatro datos de las dos repeticiones por tratamiento en cada muestreo.

A todos los datos generados en el experimento se les aplicó la prueba de homogeneidad de varianzas de Hartley y Cochran (Fry, 1993). De acuerdo con estas pruebas, cuando los datos no mostraron homogeneidad de varianzas se procedió al uso de estadísticos no paramétricos y los que presentaron homogeneidad se les aplicó estadísticos paramétricos. Los análisis no paramétricos usados fueron el andeva de Kruskal-Wallis con análisis *a posteriori* (Conover, 1971) y el coeficiente de correlación de Spearman (Daniel, 1993). El análisis paramétrico fue el andeva de una vía utilizando la prueba Diferencia Mínima Significativa (LSD).

Con el análisis de varianza se compararon los resultados de los parámetros biológicos y fisicoquímicos entre los cuatro tratamientos. Así los componentes de la productividad natural y parámetros ambientales se analizaron entre los tratamientos.

A los datos de crecimiento en peso del camarón, se les aplicó además de las pruebas de homogeneidad arriba mencionadas, la prueba de bondad de ajuste de Kolmogorov-Smirnov

(Daniel, 1993). El crecimiento en peso se sometió a un análisis de ajuste de tipo potencial por medio del paquete Excel ver. 5.0, con el objeto de determinar la ecuación de crecimiento obtenida por cada tratamiento. El crecimiento fue comparado al final del cultivo, realizándose análisis de varianzas para el peso total y para la longitud total.

El análisis de correlación de Spearman determinó si las variables de plancton, bentos, nutrientes y parámetros ambientales eran o no mutuamente independientes, es decir si estaban directa o inversamente correlacionadas. Para el caso, se hicieron correlaciones primero por grupos separados y después agrupando todas las variables consideradas en el experimento. Se correlacionó al fitoplancton, zooplancton y bentos entre sus grupos mas abundantes.

Los datos fueron procesados en una PC-486 empleando los paquetes estadísticos Statgraphics ver. 5.1 (STSC, Inc.) y Microsoft Excel 5.0 para Windows (Soft-Art, Inc.).

IV.- RESULTADOS.

IV.1.- Crecimiento y sobrevivencia del camarón.

Para el análisis de crecimiento, se sometieron los datos a un ajuste de tipo potencial y de esta manera se obtuvo la curva teórica o calculada para cada tratamiento, quedando definida para C como $PT = 5 \times 10^{-8} (t)^{4.3054}$; para A: $PT = 4 \times 10^{-8} (t)^{4.3537}$; para F: $PT = 5 \times 10^{-8} (t)^{4.3911}$ y para AF: $PT = 3 \times 10^{-8} (t)^{4.4959}$ (Fig. 2). El análisis reveló un ajuste altamente significativo para C y A ($p = 0.00084$ y $p = 0.00087$, respectivamente) y muy significativa para F y AF ($p = 0.00125$ y $p = 0.00139$, respectivamente).

El crecimiento en peso total promedio obtenido para *P.vannamei* durante la preengorda, en los cuatro tratamientos fue similar hasta la penúltima medición (Fig. 3). Sin embargo, en la última medición de crecimiento se registraron los valores promedios más altos en los tratamientos fertilizados (F y AF) y el promedio más bajo en C ($C = 3.27 \pm 0.95$ g, $A = 3.47 \pm 0.77$ g, $F = 4.47 \pm 0.94$ g y $AF = 4.84 \pm 1.14$ g).

De acuerdo al andeva LSD, los cuatro tratamientos (Fig. 4a y b) presentaron diferencias altamente significativas entre ellos ($p < 0.0001$) y el análisis de rangos múltiples encontró diferencias significativas en todos los promedios de cada tratamiento al contrastarse entre sí, excepto entre C y A. Estas diferencias indican un crecimiento en peso significativamente más alto (1 g) en los tratamientos donde se fertilizó (F y AF), mientras que C y A presentaron un crecimiento similar entre ellos. Asimismo, entre los tratamientos fertilizados (F y AF) se obtuvo un mayor crecimiento en el tratamiento donde se fertilizó y se alimentó (AF).

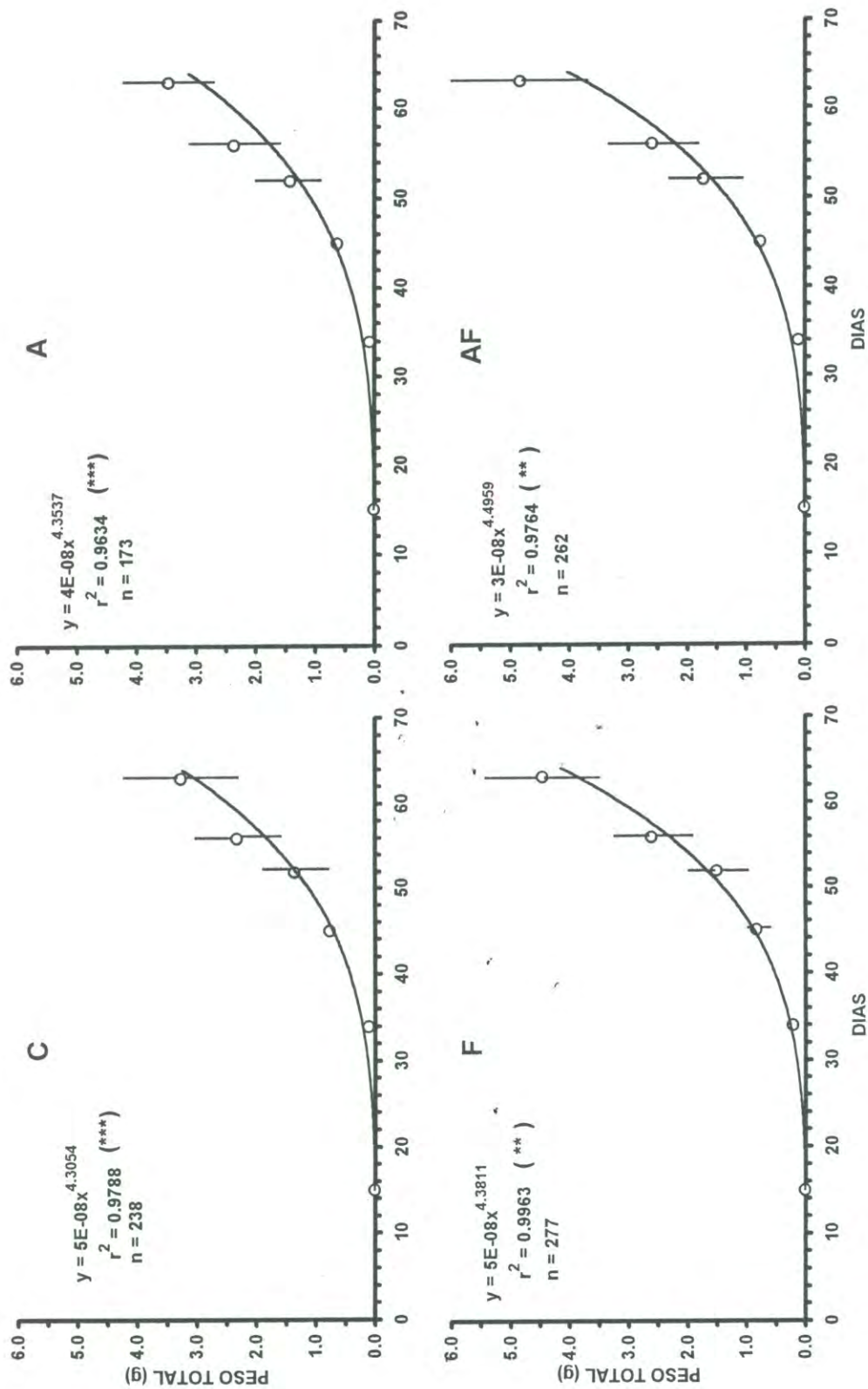


Fig. 2.- Curva de crecimiento del peso total en el tiempo del experimento para *P. vanamei*, en cada tratamiento durante la preengorda. Los valores observados de cada medición se expresan en promedios con su desviación estándar. ** = $0.001 < p \leq 0.01$; *** = $p \leq 0.001$. C = Control; A = Alimentado; F = Fertilizado y AF = Alimentado + Fertilizado.

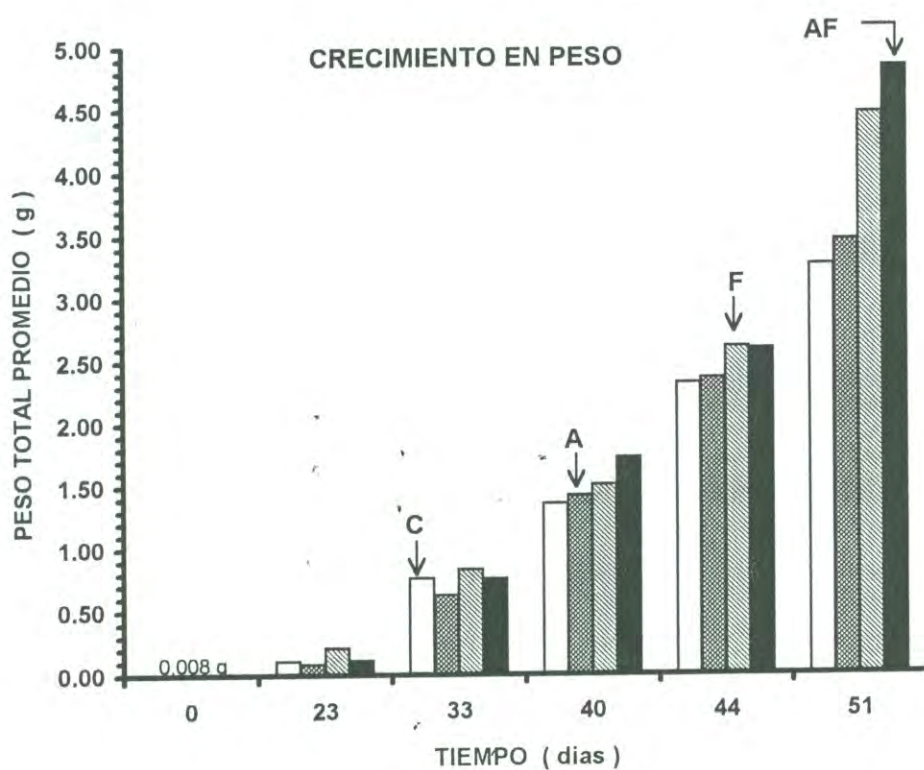


Fig. 3.- Crecimiento de *P. vannamei* en peso total promedio, obtenido en los cuatro tratamientos durante la pre-engorda.

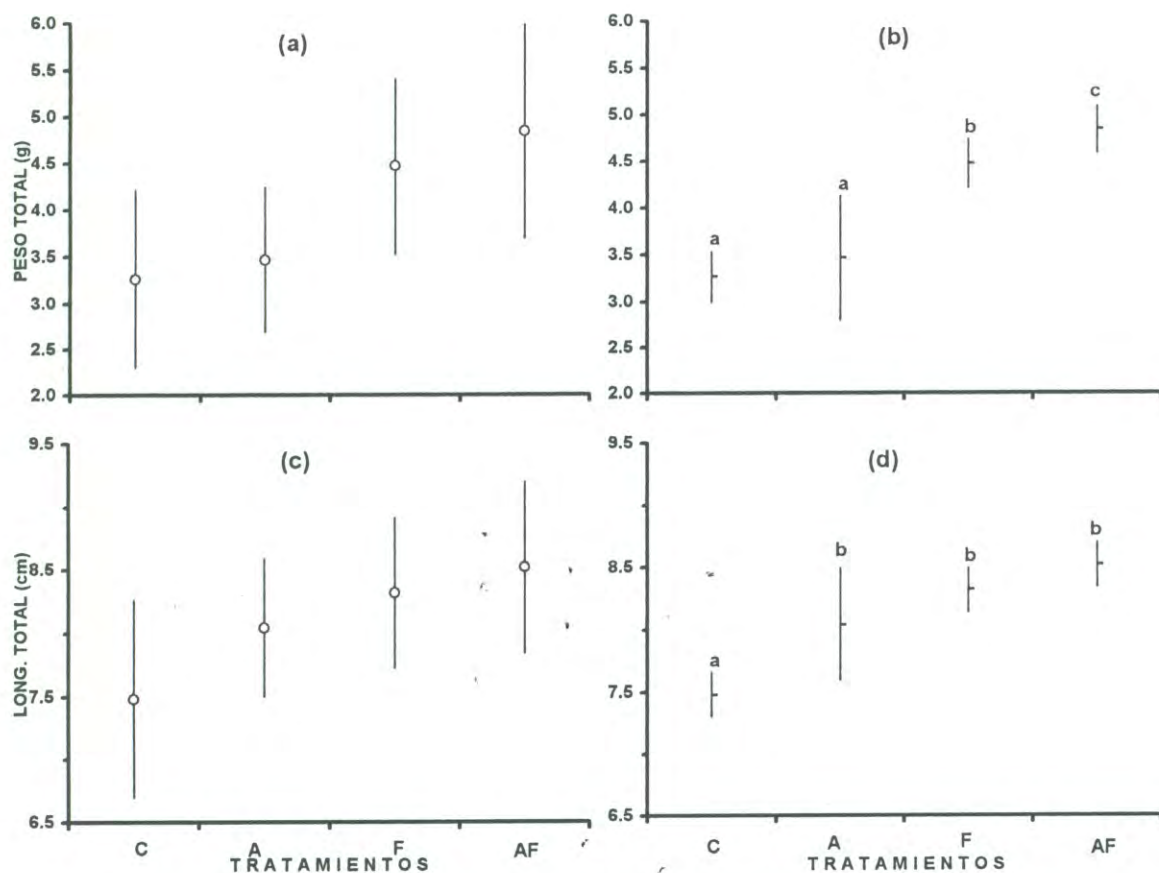


Fig. 4.- Crecimiento en peso total y longitud total obtenido por *P. vannamei* al final de la preengorda en los cuatro tratamientos. (a) y (c): promedio \pm desviación estándar. (b) y (d): promedios e intervalos de confianza al 95%; tratamientos con letras diferentes denotan diferencias significativas ($p < 0.05$).

La longitud total promedio para los camarones al final del cultivo (Fig. 4c y d) para cada tratamiento, fue en C de 7.48 ± 0.78 cm, en A de 8.04 ± 0.54 cm, en F de 8.32 ± 0.59 cm y en AF de 8.52 ± 0.68 cm. Estos valores, de acuerdo al andeva LSD, presentaron diferencias altamente significativas entre ellos ($p < 0.0001$). El análisis de rangos múltiples reveló que al contrastar estos promedios entre sí, se encontró un bloque homogéneo entre A, F y AF con respecto a C. Lo cual indica que los camarones del tratamiento C presentaron al final del cultivo la menor talla, y también que los camarones de los tratamientos A, F y AF, registraron una longitud total similar entre ellos.

Después de haber transcurrido 51 días de cultivo, *P. vannamei* registró valores de sobrevivencia (Tabla I) más altos en los tratamientos donde se fertilizó (F) y donde se alimentó y se fertilizó (AF). Los porcentajes promedios de sobrevivencia obtenidos por F y AF fueron de 40.60 y 40.67%, respectivamente, mientras que para C y A fueron de 30.33 y 23.16%, respectivamente.

Tabla I.- Valores observados y porcentajes de sobrevivencia en los cuatro tratamientos, al final de la preengorda.

TRATAMIENTOS	C	A	F	AF
No. CAMARONES	1447 y 1584	1279 y 1039	2066 y 1994	1700 y 2367
SOBREVIVENCIA (%)	28.94 y 31.68	25.58 y 20.74	41.32 y 39.88	34.00 y 47.34
SOB. PROMEDIO (%)	30.33	23.16	40.60	40.67

IV.2.- Abundancia del fitoplancton.

IV.2.1.- Fitoplancton total promedio.

En general se identificaron tres grupos del fitoplancton: fitoflageladas, navículas y nitzschias. Las primeras fueron las más abundantes, las cuales pertenecen a formas del nanofitoplancton por su tamaño menor ($< 20 \mu$).

Para los cuatro tratamientos, la abundancia del fitoplancton (Fig. 5) registró valores promedios mínimos y máximos durante el cultivo, de la siguiente manera: Control (C) de 31×10^6 a 159×10^6 cel/l; Alimentado (A) de 3.0×10^6 a 158×10^6 cel/l; Fertilizado (F) de 26×10^6 a 453×10^6 cel/l y Alimentado + Fertilizado (AF) de 22×10^6 a 266×10^6 cel/l. Aún cuando los tratamientos F y AF registraron valores promedios más altos, el análisis reveló que no hubo diferencias significativas entre ellos ($p = 0.63$; Tabla II).

Tabla II.- Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$), para fitoplancton, entre tratamientos y entre semanas de cada tratamiento (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).

GRUPOS	ENTRE TRATAMIENTOS	C	A	F	AF
FITOPLANCTON TOTAL	0.63 n.s.	0.0078 **	0.0029 **	0.0059 *	0.00025 ***
FITOFLAGELADAS	0.69 n.s.	0.0036 **	0.0011 **	0.00032 ***	0.00021 ***
NAVICULAS	0.92 n.s.	0.0036 **	0.0054 **	0.0011 **	0.0019 **
NITZSCHIAS	0.87 n.s.	0.014 *	0.003 **	0.00037 ***	0.00006 ***

Los andeva entre semanas para cada tratamiento revelaron que hubo diferencias significativas en todos ellos (Tabla II). La prueba *a posteriori* indicó que en todos los tratamientos al inicio del cultivo (2da. semana) se registró una alta concentración de fitoplancton total, ya que en esa semana se presentaron picos de abundancia con diferencias significativas para la mayoría del resto de las semanas. Solamente C y AF en las semanas 7 y 8

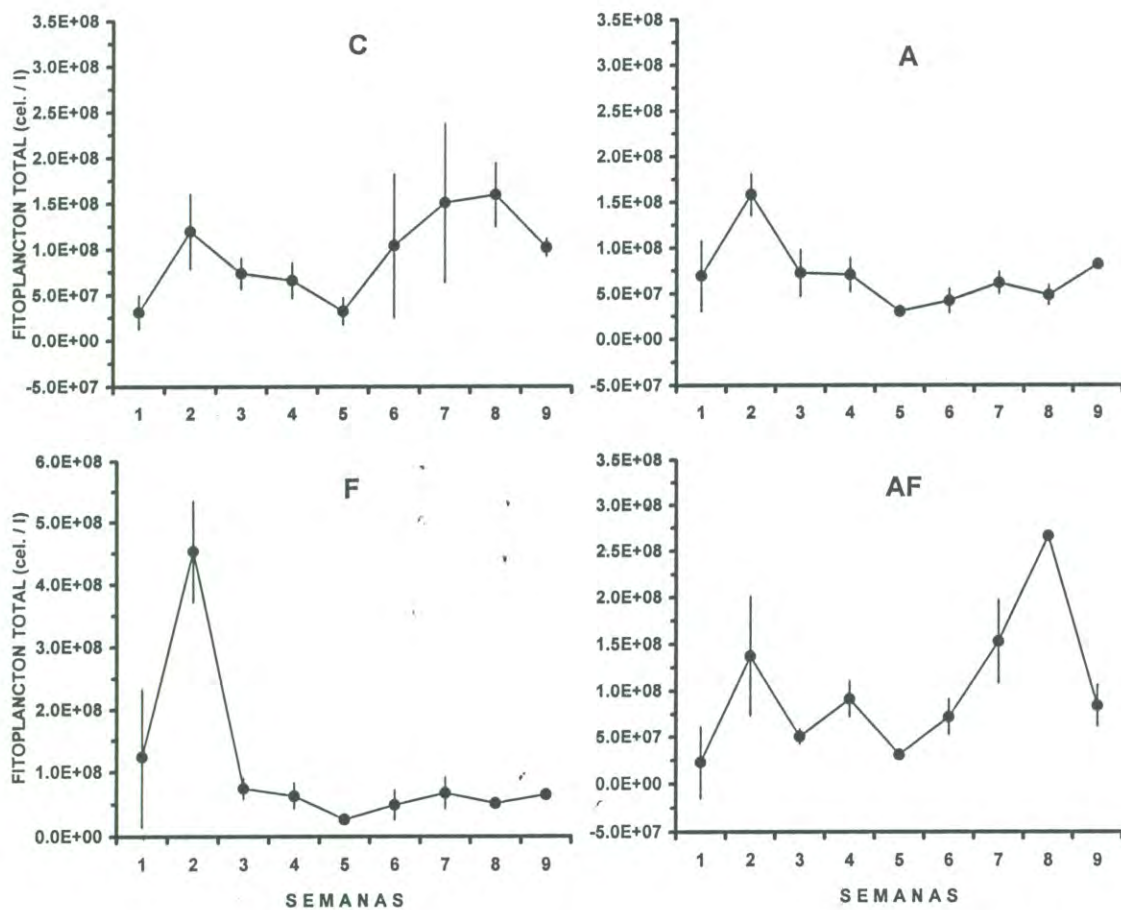


Fig. 5.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) del fitoplancton total en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

respectivamente presentaron además picos de abundancias con diferencias significativas.

IV.2.2.- Fitoflageladas.

Las fitoflageladas (Fig. 6), presentaron un comportamiento muy similar al fitoplancton total. Valores promedios mínimos y máximos fueron cuantificados para C: de 25×10^6 a 148×10^6 cel/l; para A: de 28×10^6 a 151×10^6 cel/l; para F: de 23×10^6 a 419×10^6 cel/l y para AF: de 21×10^6 a 265×10^6 cel/l.

El ANOVA entre tratamientos indicó que no hubo diferencias significativas ($p = 0.69$; Tabla II) entre ellos. Entre semanas para cada tratamiento se encontraron diferencias significativas en todos los tratamientos (Tabla II). De acuerdo con la prueba *a posteriori*, el valor promedio registrado en la semana número 2 mostró diferencias significativas con respecto a la mayoría de las semanas en todos los tratamientos, indicando una alta densidad de fitoflageladas al inicio del cultivo. Además, los tratamientos C y AF presentaron también durante las semanas 7 y 8 picos de abundancias significativamente diferentes.

IV.2.3.- Navículas.

Los conteos de navículas (Fig. 7) registraron valores promedios mínimos y máximos para C de 316×10^3 a 11.4×10^6 cel/l; para A de 359.6×10^3 a 38.4×10^6 cel/l; para F de 392.3×10^3 a 35.9×10^6 cel/l y para AF de 490.4×10^3 a 67.6×10^6 cel/l. El análisis entre los tratamientos, demostró que no hubo diferencias significativas entre ellos ($p = 0.92$, Tabla II). Entre semanas para cada tratamiento encontró diferencias altamente significativas en todos los casos (Tabla II). De acuerdo con este análisis la prueba *a posteriori* registró promedios de abundancias significativamente diferentes al resto de las semanas de la siguiente manera. Para C en la semana 6; para A en las semanas 4 y 6; para F en las semanas 2, 4 y 6 y para AF en las

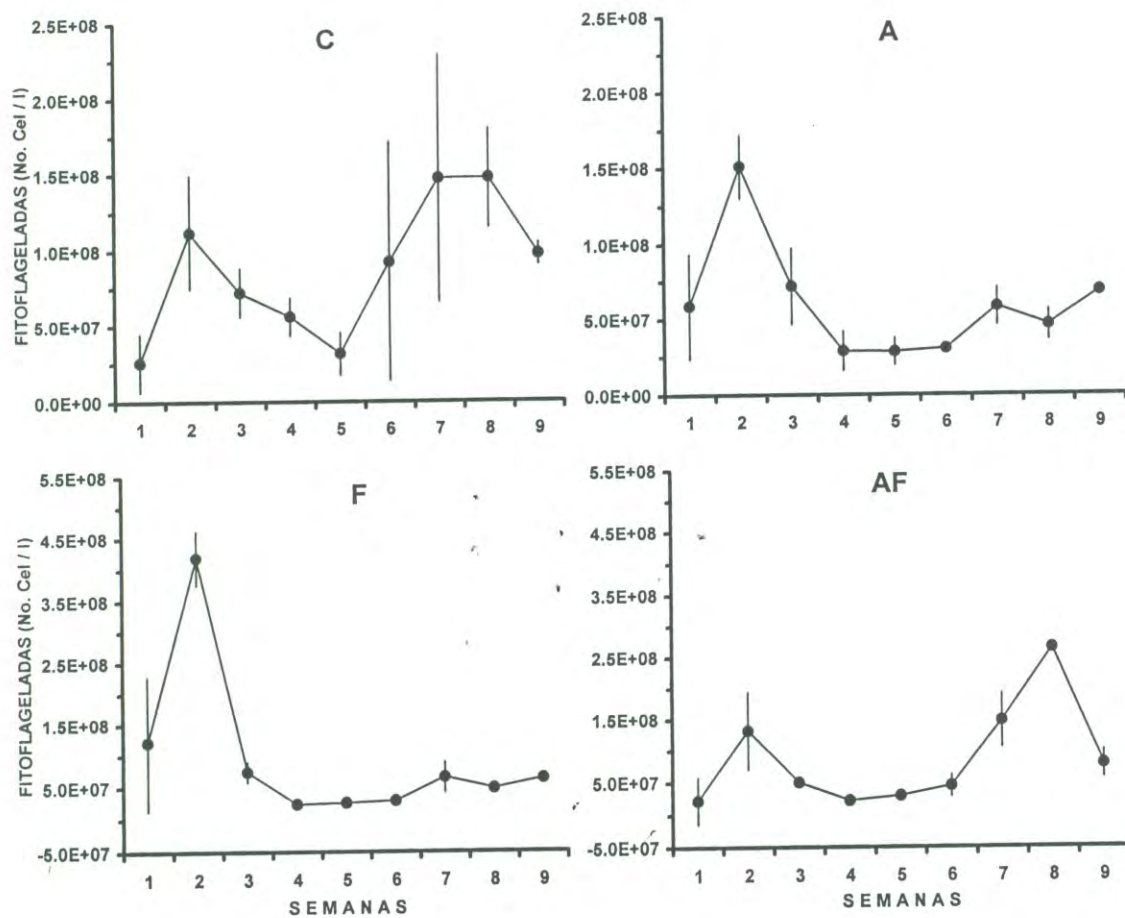


Fig. 6.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de fitoflageladas en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

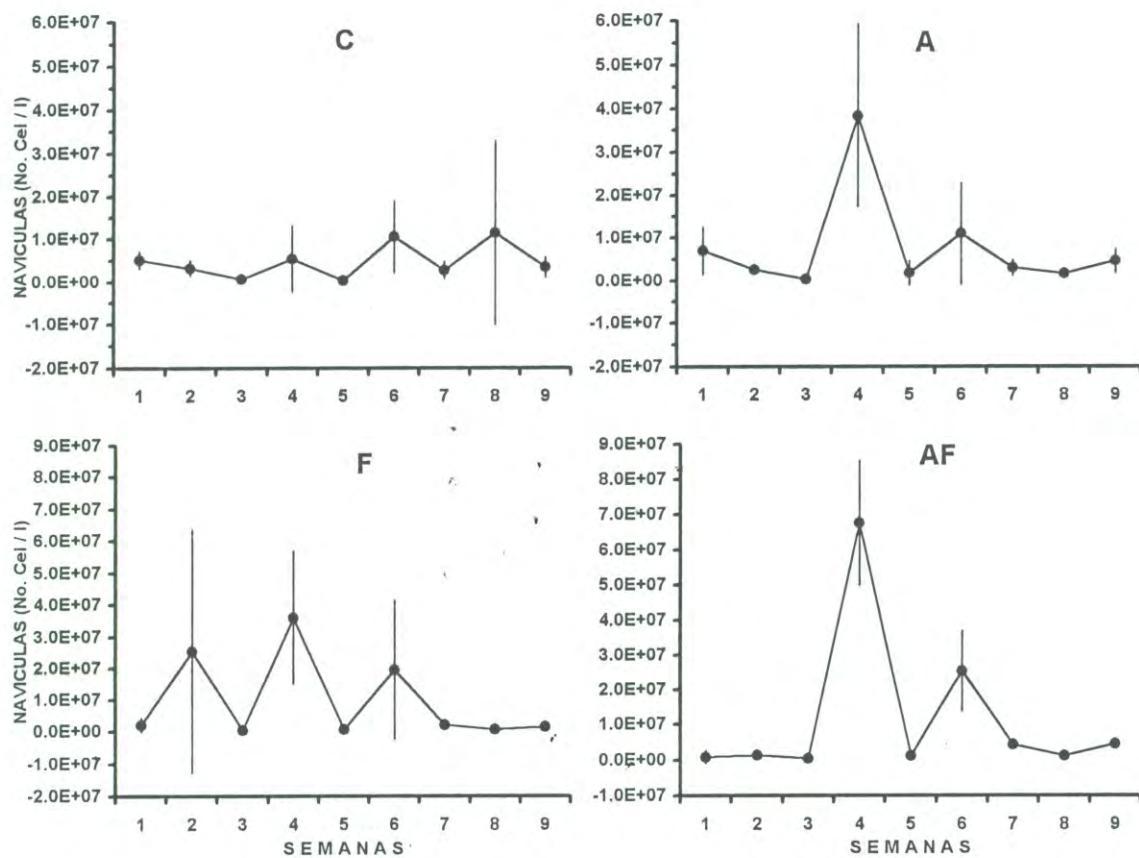


Fig. 7.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de navículas en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

semanas 4 y 6.

IV.2.4.- Nitzschias.

Para el grupo de las nitzschias se registraron valores promedios mínimos y máximos durante el cultivo de la siguiente manera (Fig. 8): En el tratamiento C de 108.9×10^3 a 4.45×10^6 cel/l; en A de 196.1×10^3 a 8.75×10^6 cel/l; en F de 43.59×10^3 a 8.4×10^6 cel/l y en AF de 152.5×10^3 a 3.21×10^6 cel/l. El análisis no detectó diferencias significativas entre los cuatro tratamientos ($p = 0.87$; Tabla II). El andeva realizado entre las semanas de cada tratamiento, determinó diferencias significativas en cada tratamiento (Tabla II).

La prueba *a posteriori* registró picos de abundancia significativamente diferentes al resto de las semanas para cada tratamiento como sigue: C con promedios altos en las semanas 2 y 4; A en las semanas 1, 2 y 9; F en la semana 2 y AF en las semanas 2 y 6. Esto indica que en todos los casos los valores promedios de las nitzschias se mantuvieron con altas concentraciones durante el inicio del cultivo.

IV.3.- Correlación de Spearman (r_s) para el fitoplancton total y grupos más abundantes.

En los cuatro tratamientos se encontró una correlación positiva entre fitoplancton total y fitoflageladas (Tabla IIIa y b). En el tratamiento C estos dos grupos se correlacionaron muy significativamente ($r_s = 0.9833$; $p = 0.0054^*$). En los tratamientos A, F y AF se encontró una correlación significativa ($r_s = 0.8167$; $p = 0.0209$, $r_s = 0.9000$; $p = 0.0109$ y $r_s = 0.8167$; $p = 0.0209$, respectivamente). Estos valores indican que el patrón de fluctuación del fitoplancton total está fuertemente dominado por la fracción de las fitoflageladas. El resto de los grupos que se correlacionaron entre sí presentan una correlación positiva y significativa, solamente en el

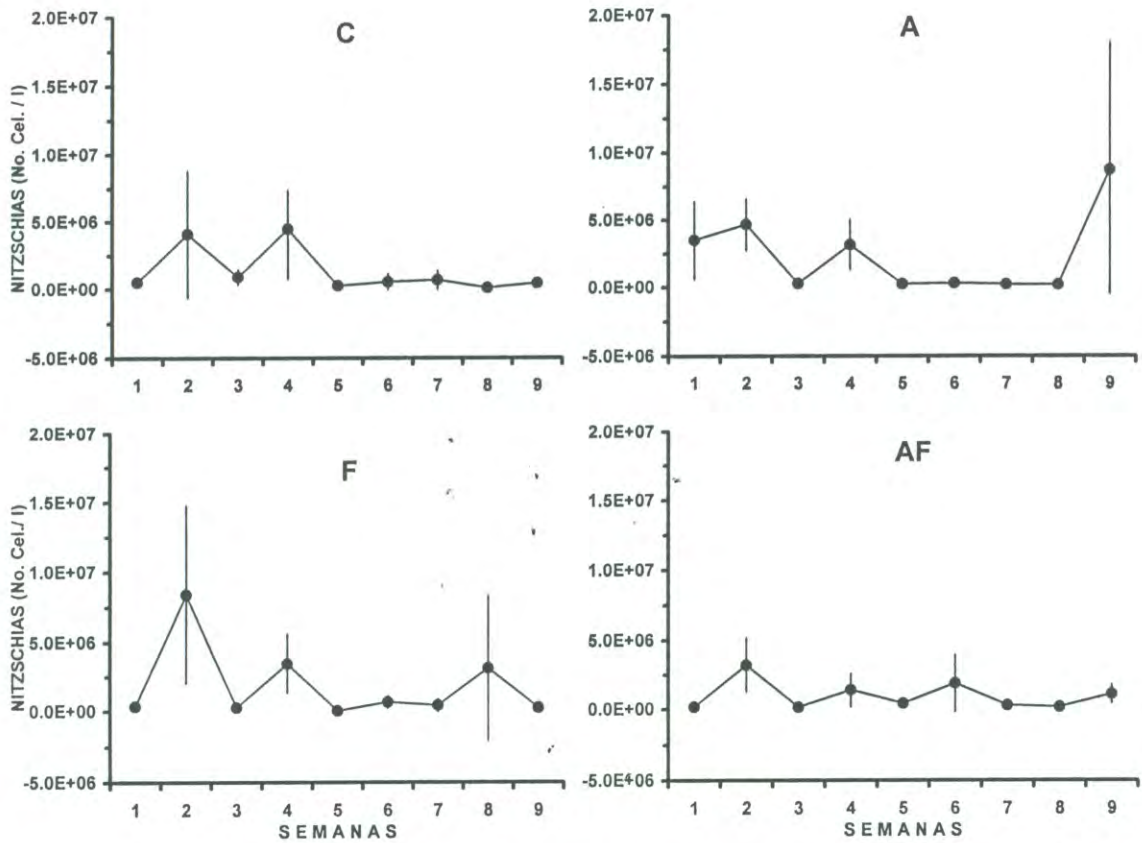


Fig. 8.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de nitzschias en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

Tabla III.- Valores de correlación de Spearman para el fitoplancton total y grupos mas abundantes.

a).- Tratamiento Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal.

	FITOP. TOTAL	FITOFLAGELADAS	NAVICULAS	NITZSCHIAS
FITOP. TOTAL		0.9833 **	0.3000 n.s.	-0.0667 n.s.
FITOFLAGELADAS	0.8167 *		0.2500 n.s.	-0.1000 n.s.
NAVICULAS	0.0000 n.s.	-0.3167 n.s.		-0.1333 n.s.
NITZSCHIAS	0.7000 *	0.4667 n.s.	0.4833 n.s.	

b).- Tratamiento Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal.

	FITOP. TOTAL	FITOFLAGELADAS	NAVICULAS	NITZSCHIAS
FITOP. TOTAL		0.9000 *	0.2167 n.s.	0.2500 n.s.
FITOFLAGELADAS	0.8167 *		-0.0333 n.s.	0.0833 n.s.
NAVICULAS	0.3167 n.s.	-0.0667 n.s.		0.7333 *
NITZSCHIAS	0.1333 n.s.	-0.1167 n.s.	0.7667 *	

* : $0.01 < p \leq 0.05$

** : $0.001 < p \leq 0.01$

*** : $p \leq 0.001$

tratamiento A con fitoplancton total y nitzschias ($r_s = 0.7000$; $p = 0.0477$) y en los tratamientos donde se fertilizó, F y AF, con nitzschias y navículas ($r_s = 0.7333$; $p = 0.0381$ y $r_s = 0.7667$; $p = 0.0301$, respectivamente).

IV.4.- Clorofila *a*.

La biomasa fitoplanctónica expresada (Fig. 9) como promedio semanal, presentó los siguientes valores mínimos y máximos durante el cultivo, para C de 0.361 a 0.744 mg/m³, para A entre 0.326 y 0.921 mg/m³, para F de 0.191 a 7.569 mg/m³ y para AF entre 0.129 a 1.355 mg/m³. En general se registraron niveles de biomasa fitoplanctónica más altos en los tratamientos fertilizados. Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas entre los cuatro tratamientos ($p = 0.9$; Tabla IV), indicando una variación de clorofila *a* similar entre los tratamientos, y contribuyendo con ello la amplias desviaciones estándar registradas.

Tabla IV.- Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para clorofila *a* y andeva LSD (al 95%) para transparencia, entre tratamientos y entre semanas por tratamiento (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).

	ENTRE TRATAMIENTOS	C	A	F	AF
CLOROFILA <i>a</i>	0.90 n.s.	0.084 n.s.	0.0043 **	0.0002 ***	0.0021 **
TRANSPARENCIA	0.97 n.s.	0.0443 *	0.0042 **	0.0001 ***	0.07 n.s.

Mediante la comparación entre semanas para cada tratamiento no se encontró diferencia significativa de C ($p = 0.084$; Tabla IV), esto indica que los valores de clorofila *a*, se mantuvieron en los mismos rangos durante el cultivo, ya que no se presentaron picos de abundancia significativamente diferentes (Fig. 9). El resto de los tratamientos si presentaron diferencias significativas a través del tiempo de cultivo (Tabla IV). La prueba *a posteriori* para estos tres tratamientos identificó en cada uno de ellos los promedios más altos de biomasa

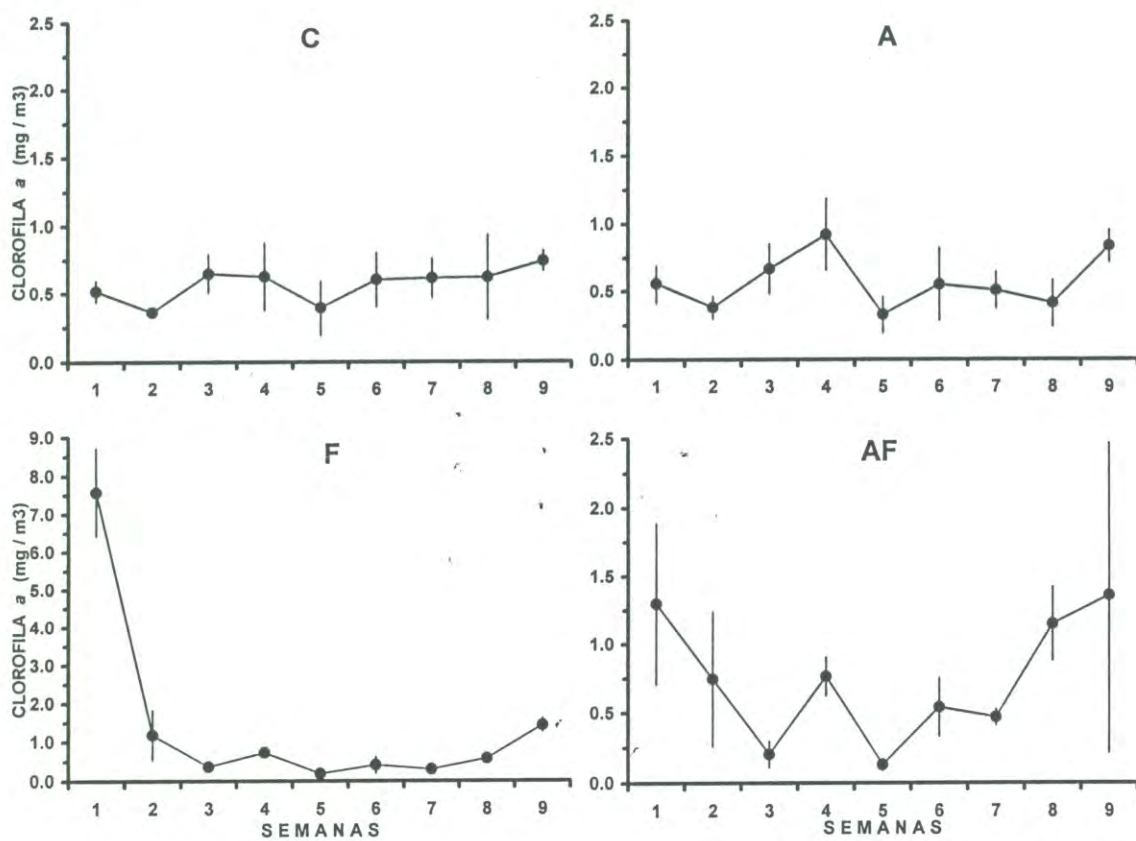


Fig. 9.- Comportamiento promedio semanal (\pm d.e.) de clorofila *a*, en los cuatro tratamientos durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

significativamente diferentes al resto de las semanas, de la siguiente manera. En el tratamiento A en las semanas 3, 4 y 9, en el tratamiento F en las semanas 1, 2 y 9 y en AF en las semanas 1, 2, 4, 8 y 9. Este análisis permitió apreciar que en los tratamientos F y AF se registró al inicio del cultivo una alta concentración de clorofila *a* en los estanques, coincidiendo con el mismo comportamiento que presentó la densidad fitoplanctónica.

Aún cuando no se fertilizó, el tratamiento A presentó promedios significativamente diferentes en varias semanas, lo que indica posiblemente la generación de clorofila *a* a partir de los nutrientes del alimento. Otro aspecto que permite visualizar el análisis es que en los tres tratamientos, al final del cultivo se registró la tendencia al aumento de los niveles de clorofila *a*, siendo más definida en el tratamiento AF.

IV.5.- Transparencia del agua.

Los valores de la transparencia del agua durante el cultivo (Fig.10), reflejaron más claramente el comportamiento de la productividad primaria en los estanques. En la figura se encuentran sombreados los niveles de transparencia que se deben de mantener durante el cultivo; estos fueron entre 30 y 35 cm (Villalón, 1991). Se considera que a los 100 cm es transparencia total o bien que el disco fue visible hasta el fondo del estanque. En cada tratamiento los valores promedios mínimos y máximos registrados estuvieron en los siguientes rangos: para C entre 47.5 y 100 cm, para A de 50.0 a 100 cm, para F entre 29.0 y 100 cm y para AF de 37.5 a 100 cm. Aunque los cuatro tratamientos llegaron a presentar una transparencia total, los valores más bajos fueron registrados en los tratamientos donde se fertilizó; sin embargo, no se registraron diferencias significativas entre ellos ($p = 0.9735$). Esto indica que los niveles de transparencia del agua en los estanques estuvieron en los mismos

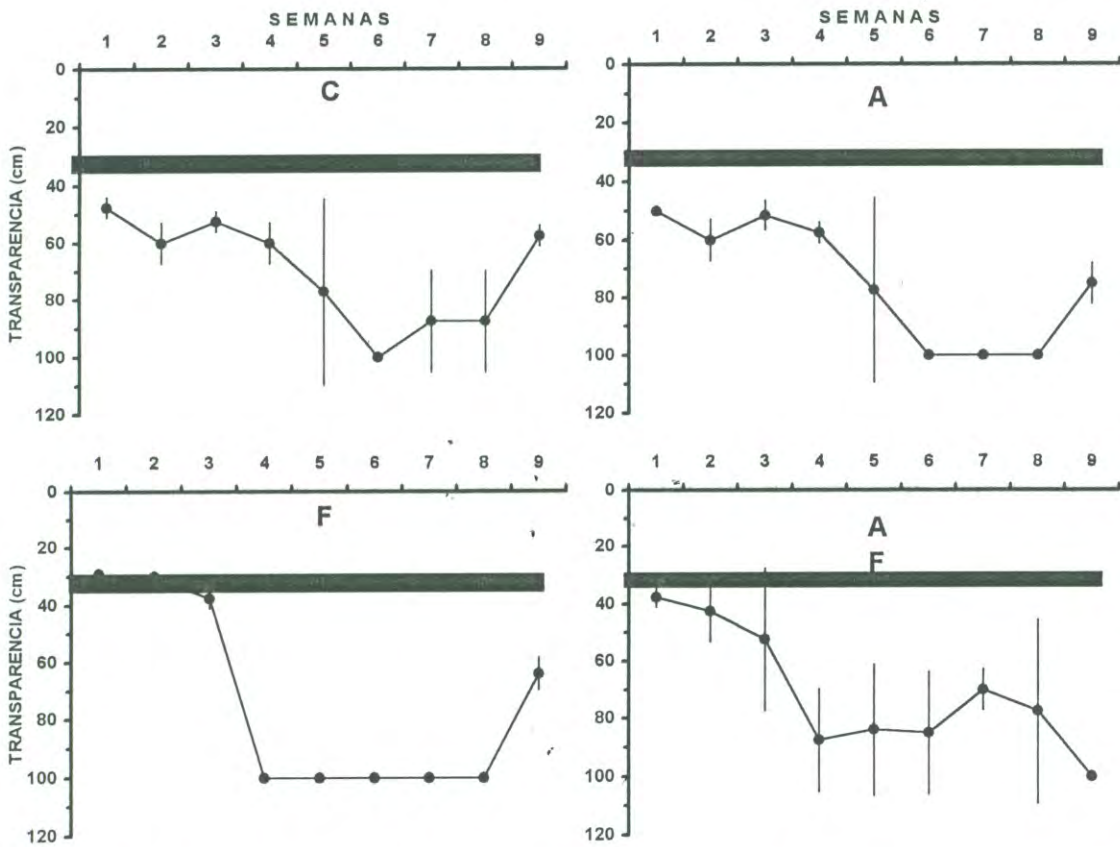


Fig. 10.- Variación promedio semanal (\pm d.e.) de la transparencia del agua en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. La franja sombreada indica los niveles normales de transparencia.

rangos para los cuatro tratamientos (Tabla IV).

Debido a que se observó un mismo comportamiento para los cuatro tratamientos, en el sentido de registrarse los promedios más bajos de transparencias en las primeras tres semanas de cultivo, se hizo un *andeva* LSD entre semanas de cada tratamiento. Este análisis demostró una diferencia significativa para los tratamientos C, A y F (Tabla IV). En el tratamiento AF se encontró que no hubo diferencia significativa ($p = 0.0746$). Sin embargo, se aprecian en forma evidente los valores promedios mínimos en las primeras tres semanas. El análisis de rangos múltiples para cada tratamiento (de la prueba LSD al 95%) encontró para C diferencias significativas en las semanas 1, 2 y 3 con respecto a las semanas 6, 7 y 8. Para A también hubo diferencias significativas en las semanas de la 1 a la 4 con respecto a sus similares de la 4 a la 8 y para F diferencias significativas en las semanas 1, 2 y 3 con respecto a sus similares de la 4 a la 8. Estas diferencias indican una menor transparencia del agua al inicio del cultivo coincidiendo con el mismo comportamiento registrado por la densidad y biomasa fitoplanctónica. Para los tres tratamientos (C, A y F), no hubo diferencias significativas entre las primeras semanas 1, 2 y 3 con respecto a la semana 9, esto indica que en la última semana del cultivo volvió a disminuir la transparencia.

IV.6.- Zooplancton.

IV.6.1.- Zooplancton total.

La variación semanal del zooplancton total (Fig. 11) durante la preengorda, reveló que los grupos más abundantes en los cuatro tratamientos fueron los copépodos, larvas nauplios de copépodos y larvas de poliquetos (Apéndice I).

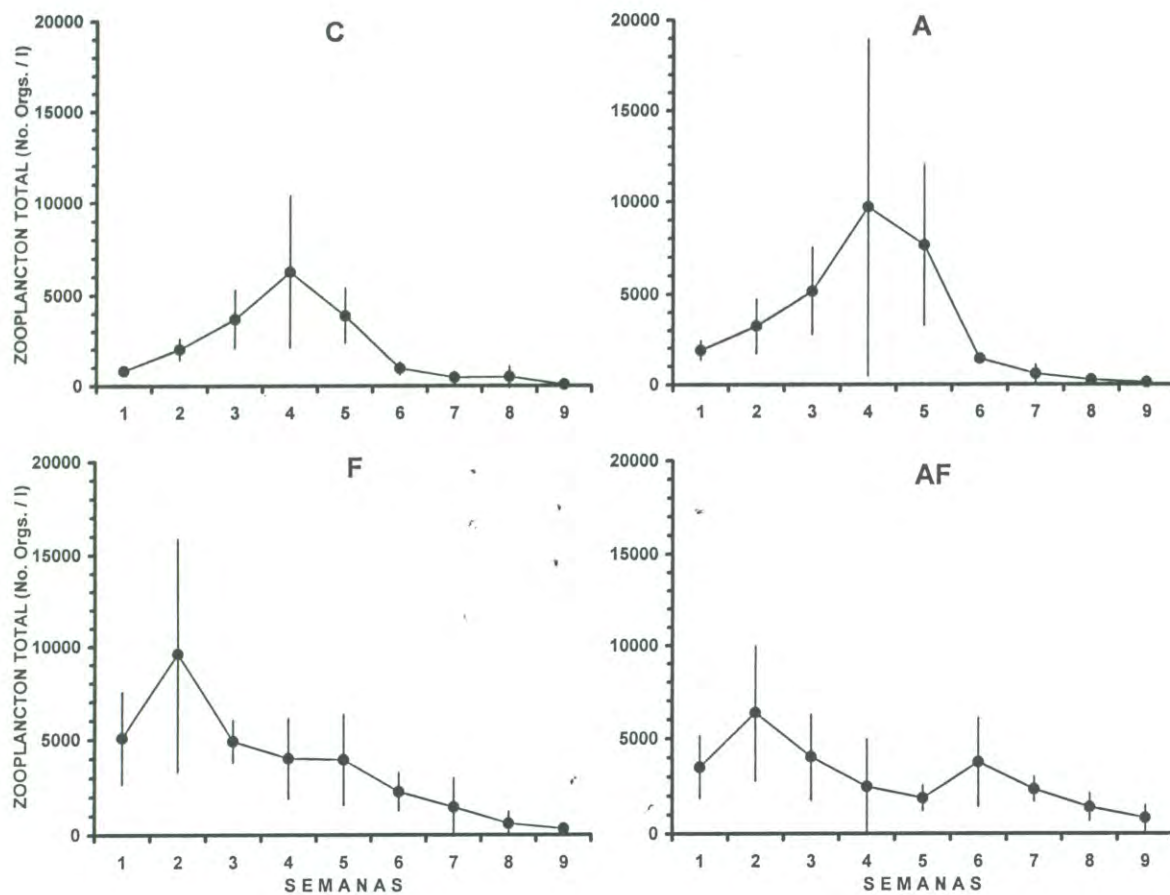


Fig. 11.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) del zooplankton total en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

Los valores promedios de densidad zooplanctónica mínima y máxima en los tratamientos C, A, F, y AF oscilaron con intervalos de 64 a 6,264; de 120 a 9,692; de 323 a 9,588 y de 834 a 6,367 orgs/l respectivamente. De acuerdo con el andeva, la abundancia zooplanctónica entre los cuatro tratamientos no mostró diferencias significativas ($p = 0.51$; Tabla V). Es decir, que el zooplancton total presentó abundancias similares en los cuatro

Tabla V.- Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para zooplancton; entre tratamientos y entre semanas de cada tratamiento (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).

GRUPOS	ENTRE TRATAMIENTOS	C	A	F	AF
ZOOPLANCTON TOTAL	0.51 n.s.	0.00016 ***	0.00018 ***	0.0011 **	0.0085 **
L. NAUPLIOS	0.38 n.s.	0.00016 ***	0.00041 ***	0.002 **	0.0051 **
L. POLIQUETOS	0.73 n.s.	0.00017 ***	0.00076 ***	0.00011***	0.0022 **
COPEPODOS	0.55 n.s.	0.00018 ***	0.00014 ***	0.00054***	0.00055***
L. GASTEROPODOS	0.26 n.s.	0.00016 ***	0.00016 ***	0.0001***	0.002 **
RESTO DE GRUPOS	0.33 n.s.	0.00028 ***	0.0013 **	0.00043***	0.001 **

tratamientos durante el cultivo. La densidad del zooplancton total a través del tiempo para cada tratamiento mostró los promedios más altos de abundancias en las primeras semanas de cultivo y el análisis corroboró diferencias significativas en todos los tratamientos (Tabla V). Mediante la prueba *a posteriori* de este análisis se encontraron diferencias significativas en C y A en las semanas 1 a la 5 con respecto a las semanas 6, 7, 8 y 9. Para F de las semanas 1 a la 4 con respecto a las semanas de la 6 a la 9. En AF se encontraron diferencias significativas en las semanas de la 1 a la 4 con sus similares de la 7 a la 9. Estas diferencias indican una mayor densidad del zooplancton al inicio del cultivo, pero también demuestran que los tratamientos fertilizados desarrollaron una mayor densidad zooplanctónica más temprana que

los tratamientos C y A, ya que estos últimos registraron los promedios más altos en la semana 4 y los tratamientos F y AF en la semana 2.

IV.6.2.- Nauplios.

Las larvas nauplios de copépodos presentaron un comportamiento muy similar al del zooplancton total, tanto en abundancia como en variación a través del cultivo (Fig. 12). Este grupo presentó niveles promedios mínimos y máximos de densidad en C de 18 a 3,175 nauplios/l, en A entre 47 y 3,354 nauplios/l, en F de 267 a 4,656 nauplios/l y en AF entre 711 y 4,826 nauplios/l. De acuerdo con estos promedios, los tratamientos fertilizados (F y AF) generaron una mayor densidad de nauplios que los tratamientos donde no se fertilizó (C y A). Sin embargo, el análisis de varianza realizado entre tratamientos, demostró que no hubo diferencias significativas entre ellos ($p = 0.38$, Tabla V). El ANDEVA entre semanas para cada tratamiento encontró diferencias significativas en C, A, F y en AF (Tabla V), mediante la prueba *a posteriori*, C presentó diferencias significativas en los promedios de las semanas de la 2 a la 4 con respecto a las semanas de la 5 a la 9; A en las semanas de la 1 a la 4 con respecto a los promedios de las semanas de la 6 a la 9; F en las semanas 1 y 2 presentando diferencias con todas excepto con la semana 6 y para AF las semanas 1 y 2 presentaron diferencias significativas con las semanas 4, 5, 8 y 9. Estas diferencias indican, al igual que en el zooplancton total, una mayor densidad de nauplios al inicio del cultivo, pero los tratamientos C y A la obtuvieron hasta la semana 4 y F y AF en las semanas 1 y 2.

IV.6.3.- Larvas de poliquetos.

La abundancia promedio semanal de las larvas de poliquetos (Fig. 13) se comportó con valores promedios mínimos y máximos para el tratamiento C entre los <1 y 2,795 larvas/l, para

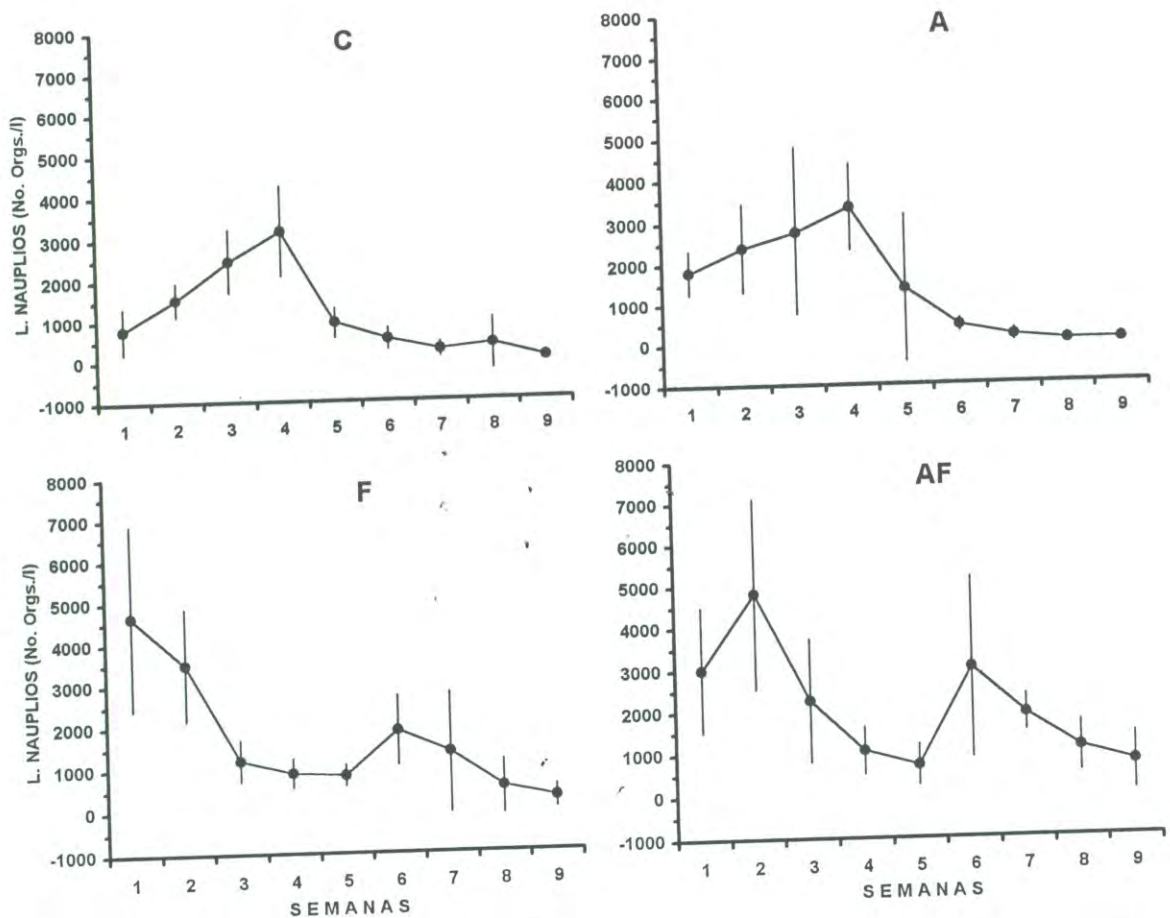


Fig. 12.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de larvas nauplios en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

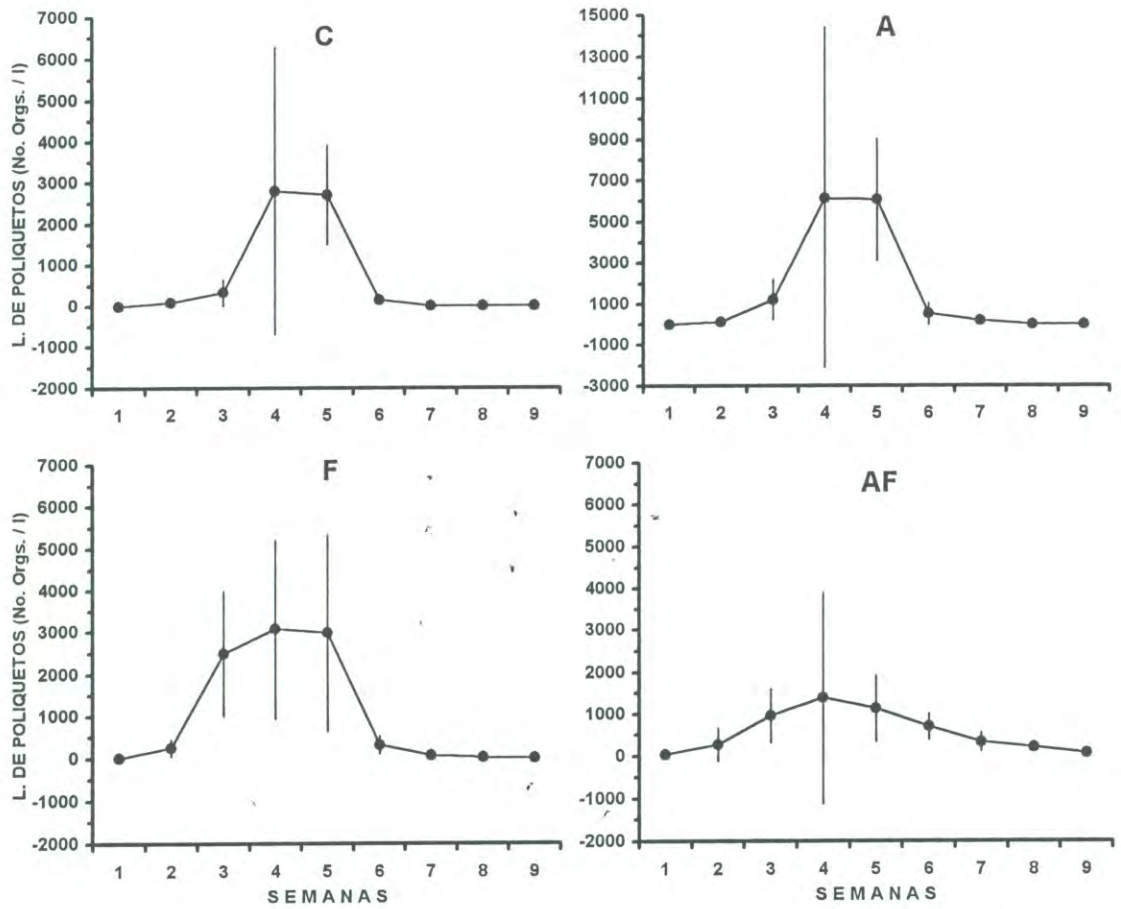


Fig. 13.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de larvas de poliquetos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

A con 15 a 6,151 larvas/l, en F entre los 8 y 3,076 larvas/l y para AF con 40 a 1,395 larvas/l. En el tiempo los tratamientos A y F se mantuvieron con los promedios más altos de larvas de poliquetos, sin embargo en el análisis realizado entre los cuatro tratamientos no se encontraron diferencias significativas ($p = 0.73$; Tabla V). Este resultado indicó una misma variación de la densidad de larvas de poliquetos en los cuatro tratamientos durante el cultivo. Las larvas de poliquetos se manifestaron con una tendencia de ser más abundantes a la mitad del cultivo. Al respecto, el análisis entre semanas para cada tratamiento, determinó diferencias significativas en los cuatro tratamientos (Tabla V). La prueba *a posteriori* de este análisis encontró para C diferencias significativas en los promedios de las semanas 4 y 5 con respecto al resto de las semanas, solamente la semana 4 no presentó diferencias significativas con las semanas 3 y 6. Para el tratamiento A también se encontraron diferencias en las semanas 4 y 5 con respecto a la mayoría del resto de las semanas (solamente la semana 3 no presentó diferencias significativas con las semanas 4 y 5). En el tratamiento F los promedios de las semanas 3, 4 y 5 se manifestaron con diferencias significativas al resto de sus similares. Para el tratamiento AF la semana 3 fue donde se observó una diferencia con el mayor número de semanas (1, 7, 8 y 9), aún cuando la semana 4 presentó el promedio más alto, ésta no presentó diferencias significativas por su amplio error estándar.

Las diferencias significativas entre las semanas, observadas en los cuatro tratamientos, indican que los valores promedios más altos de larvas de poliquetos se presentaron para C y A en las semanas 4 y 5, para el tratamiento F en las semanas 3, 4 y 5 y para AF en la semana 3. Este resultado arroja también que las laryas de poliquetos se manifestaron tempranamente más abundantes en los estanques fertilizados (semana 3) que en los tratamientos C y A (semana 4).

IV.6.4.- Copépodos.

Este grupo estuvo representado en los cuatro tratamientos por *Pseudodiaptomus euryhalinus* y *Acartia bācorehuisensis* como los más abundantes. Asimismo, por *Labidocera diandra*, *L.trispinosa*, *Microsetella* sp., *Euterpina acutifrons*, *Metis* sp. y *Oithona nana* (Apéndice I).

La abundancia promedio semanal de los copépodos (Fig. 14) presentó intervalos mínimos y máximos para los cuatro tratamientos durante el cultivo, con los siguientes valores: El tratamiento C estuvo entre 3 y 877 copépodos/l; A de 4 a 1,172 copépodos/l; para F entre 13 y 5,834 copépodos/l y el tratamiento AF de 5 a 1,269 copépodos/l. Los valores más altos fueron cuantificados en los tratamientos fertilizados (F y AF), sin embargo el análisis no encontró diferencias significativas entre los tratamientos para este grupo ($p = 0.55$; Tabla V). El comportamiento de los copépodos a través del período de cultivo, mostró un patrón similar en los cuatro tratamientos, ya que se manifestaron más abundantes en las primeras semanas del cultivo. Mediante el andeva entre semanas para cada tratamiento se determinaron diferencias significativas en los promedios más altos con respecto al resto de las semanas. Estos promedios fueron para C en la semana 2, 3 y 4 significativamente diferentes a la mayoría del resto de las semanas (de la 6 a la 9). Para A en las semanas 2 y 3 con respecto a la semana de la 5 a la 9. Para F en la semana 2 con respecto a la semana de la 4 a la 9 y para AF en las semanas 2 y 3 con respecto a las semanas de la 4 a la 9. Estas diferencias significativas indican que los promedios más altos de copépodos se cuantificaron para C y A en las semanas 3 y para los tratamientos F y AF en la semana 2.

Los resultados de los grupos expuestos anteriormente, representan a los más

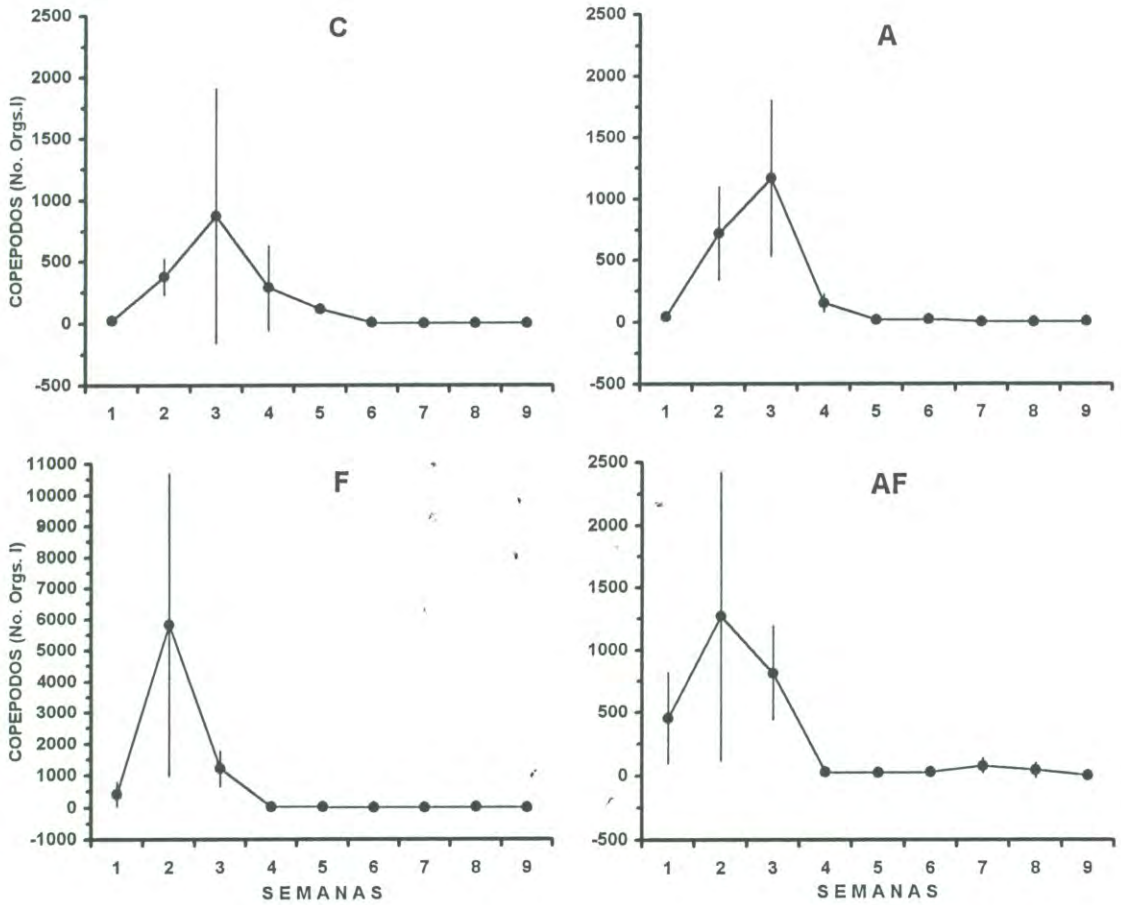


Fig. 14.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de los copépodos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

abundantes del zooplancton. Todos ellos fueron más abundantes al inicio del cultivo, pero también se observó que la densidad zooplanctónica al final del cultivo, específicamente a partir de la semana 5, se mantuvo con valores promedios bajos.

IV.6.5.- Larvas de gasterópodos y resto de grupos del zooplancton.

Estos grupos presentaron las densidades más bajas del zooplancton, con un comportamiento en su abundancia temporal, diferente a los grupos anteriormente analizados. La abundancia promedio semanal de las larvas de gasterópodos (Fig. 15) se cuantificó con valores mínimos y máximos para C entre 0 y 195 larvas/l; en el tratamiento A con 0 a 163 larvas/l; en F entre 0 y 41 larvas/l y en el tratamiento AF con 0 a 20 larvas/l.

Con respecto al resto de los grupos (Fig. 16), su abundancia semanal mínima y máxima se cuantificó para C, entre <1 y 55 orgs/l; para A de <1 a 304 orgs/l; en F entre 0 y 57 orgs/l y para el tratamiento AF de <1 a 31 orgs/l. Este grupo se compuso por tintínidos, medusas, nemátodos, sagitas, ostrácodos, larvas de cirripedios, isópodos, anfípodos, zoeas, insectos, larvas de peces y huevos no identificados (Apéndice I).

Las larvas de gasterópodos registraron en algunas semanas promedios más altos en los tratamientos C y A que en los tratamientos fertilizados. Sin embargo, estos promedios no fueron determinantes para que existieran diferencias significativas entre los tratamientos, ya que el andeva no encontró diferencias significativas entre ellos ($p = 0.26$; Tabla V).

El resto de grupos del zooplancton se encontró más abundante en el tratamiento A, con respecto a los otros tratamientos. Sin embargo, el andeva entre tratamientos no encontró diferencias significativas entre ellos ($p = 0.33$, Tabla V). Es decir que también estos grupos presentaron un patrón de abundancias similar a través del cultivo.

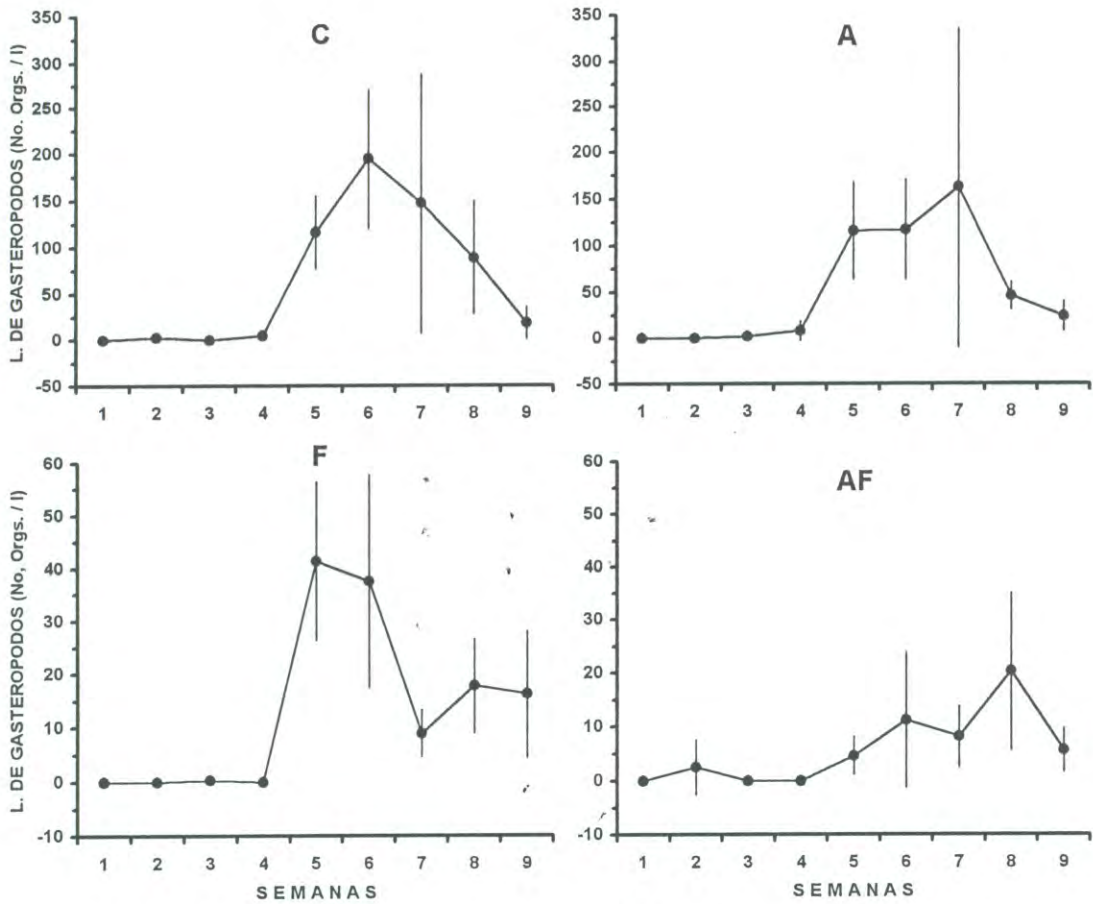


Fig. 15.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) de larvas de gasterópodos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

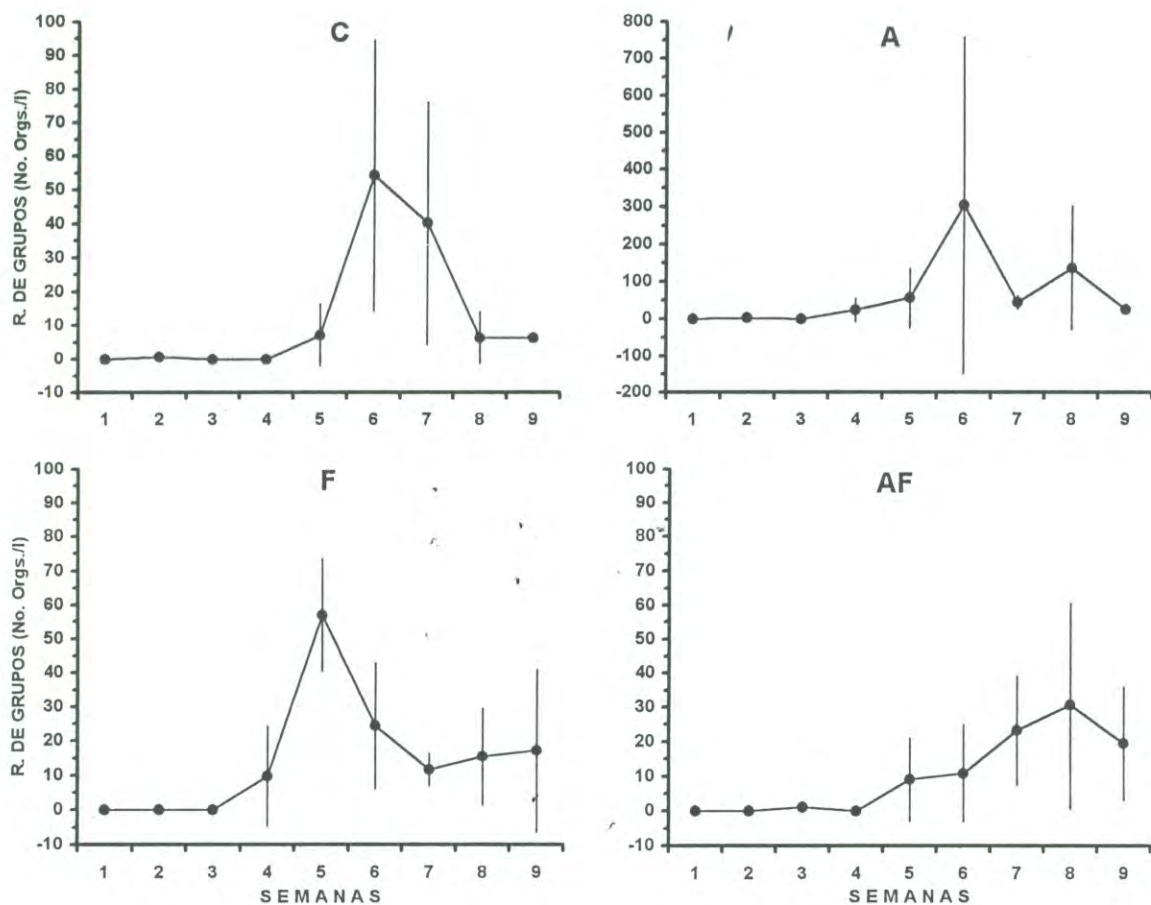


Fig. 16.- Abundancia promedio semanal (\pm d.e.) del resto de grupos del zooplancton en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

Analizando la abundancia entre semanas por tratamiento para estos dos grupos, se observó que las larvas de gasterópodos y resto de grupos zooplanctónicos se detectaron con los promedios más altos hacia el final del cultivo. Los análisis entre semanas indicaron diferencias significativas entre ellas para las larvas de gasterópodos en los cuatro tratamientos y también para el resto de grupos del zooplancton (Tabla V). El análisis *a posteriori* del andeva para las larvas de gasterópodos encontró diferencias significativas para C en los promedios de las semanas de la 5 a la 8 con respecto al resto de ellas, en A entre los promedios de la 5 a la 7 con respecto al resto de las semanas, para F en los promedios de las semanas 5 y 6 con el resto de ellas (excepto la semana 6 con las semanas 8 y 9) y en el tratamiento AF los promedios de las semanas de la 5 a la 8 fueron significativamente diferentes al resto de las semanas con excepción de la semana 9.

El análisis *a posteriori* del andeva para el resto de los grupos del zooplancton encontró diferencias significativas en C, en los promedios de las semanas 6 y 7 con respecto al resto de ellas. Para A en la semana 6 con respecto en la mayoría de las semanas (excepto en las semanas 5, 7 y 8), en F el promedio de la semana 5 con respecto a todas las semanas y en AF los promedios más altos de las semanas 7 y 8 presentaron diferencias significativas solamente con las semanas de la 1 a la 4 debido a su amplia desviación estándar.

Estas diferencias entre los promedios en los dos grupos, indican que tanto las larvas de gasterópodos como el resto de grupos del zooplancton se mantuvieron prácticamente ausentes del zooplancton al inicio del cultivo, semana de la 1 a la 4, y se encontraron más abundantes a partir de la mitad del período de cultivo.

IV.7.- Correlación de Spearman (r_s) entre el zooplancton total y sus grupos mas abundantes.

Se encontró un mayor número de correlaciones significativas en los cuatro tratamientos entre zooplancton total, nauplios, larvas de poliquetos y copépodos (Tabla VIa y b), los cuales a su vez, de acuerdo a las gráficas de densidad representan en conjunto el mayor componente del zooplancton presente en los estanques. Para los tratamientos C y A el zooplancton total se correlacionó en forma positiva y significativamente con las larvas nauplios, larvas de poliquetos y copépodos ($r_s = 0.9333$, $p = 0.0083$; $r_s = 0.8536$, $p = 0.0158$; $r_s = 0.8201$, $p = 0.0204$ y $r_s = 0.9000$, $p = 0.00109$; $r_s = 0.7866$, $p = 0.0261$; $r_s = 0.7000$, $p=0.0477$, respectivamente para ambos tratamientos). De estas correlaciones en C el zooplancton total y las larvas nauplios se correlacionaron muy significativamente. Para los tratamientos F y AF se encontró una correlación positiva y significativa en el zooplancton total con las larvas nauplios y copépodos, no presentándose con la de poliquetos ($r_s = 0.733$, $p = 0.0381$; $r_s = 0.8167$, $p = 0.0209$ y $r_s = 0.8167$, $p = 0.0209$; $r_s = 0.7333$, $p = 0.0381$, respectivamente para ambos tratamientos).

Una tendencia general a correlacionarse en los tratamientos la presentaron las larvas nauplios con los copépodos. Estos grupos en el tratamiento C se correlacionaron en forma positiva y muy significativa, con un $r_s = 0.9205$ y $p = 0.0092$. En los tratamientos A y AF presentaron una correlación positiva y significativa con un $r_s = 0.8833$, $p = 0.0125$ y $r_s = 0.7833$, $p = 0.0267$, respectivamente. Solamente en el tratamiento F la correlación no fue significativa ($r_s = 0.3833$, $p = 0.2783$).

También las larvas de gasterópodos se correlacionaron positivamente con el resto de

Tabla VI.- Valores de correlación de Spearman entre zooplancton total y grupos mas abundantes.

a) Condición Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal.

	ZOOP. TOTAL	NAUPLIOS	POLIQUETOS	COPEPODOS	GASTEROPODA	RESTO DE GRUPOS
ZOOP. TOTAL		0.9333 **	0.8536 *	0.8201 *	-0.2427 n.s.	-0.4370 n.s.
NAUPLIOS	0.9000 *		0.7029 *	0.9205 **	-0.5272 n.s.	-0.6807 n.s.
POLIQUETOS	0.7866 *	0.5941 n.s.		0.5798 n.s.	0.0420 n.s.	-0.2279 n.s.
COPEPODOS	0.7000 *	0.8833 *	0.3598 n.s.		-0.5630 n.s.	-0.5992 n.s.
GASTEROPODOS	-0.3264 n.s.	-0.5774 n.s.	0.2479 n.s.	-0.7029 *		0.9156 **
RESTO DE GRUPOS	-0.3500 n.s.	-0.6000 n.s.	0.1674 n.s.	-0.6833 n.s.	0.8536 *	

b) Condición Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal.

	ZOOP. TOTAL	NAUPLIOS	POLIQUETOS	COPEPODOS	GASTEROPODA	RESTO DE GRUPOS
ZOOP. TOTAL		0.7333 *	0.3096 n.s.	0.8167 *	-0.6611 n.s.	-0.7333 *
NAUPLIOS	0.8167 *		-0.0502 n.s.	0.3833 n.s.	-0.5085 n.s.	-0.6000 n.s.
POLIQUETOS	0.2000 n.s.	-0.3500 n.s.		0.1423 n.s.	0.0681 n.s.	0.1423 n.s.
COPEPODOS	0.7333 *	0.7833 *	-0.1500 n.s.		-0.7289 *	-0.8500 *
GASTEROPODA	-0.4746 n.s.	-0.1865 n.s.	-0.2204 n.s.	-0.4068 n.s.		0.9323 **
RESTO DE GRUPOS	-0.6667 *	-0.4833 n.s.	-0.0667 n.s.	-0.4667 n.s.	0.8645 *	

* : $0.01 < p \leq 0.05$

** : $0.001 < p \leq 0.01$

*** : $p \leq 0.001$

grupos, en los cuatro tratamientos. En los tratamientos C y F, estos grupos presentaron una correlación muy significativa ($r_s = 0.9156$, $p = 0.0096$ y $r_s = 0.9323$, $p = 0.0084$, respectivamente), en los tratamientos A y AF se correlacionaron significativamente ($r_s = 0.8536$, $p = 0.0158$ y $r_s = 0.8645$, $p = 0.0145$, respectivamente).

Las larvas nauplios y de poliquetos solamente se correlacionaron en forma positiva y significativa en C con un $r_s = 0.7120$ y $p = 0.0468$. En el tratamiento F el resto de grupos con el zooplancton total y copépodos presentaron una correlación negativa y significativa ($r_s = -0.7337$, $p = 0.0381$ y $r_s = -0.8500$, $p = 0.0162$, respectivamente). Las larvas de gasterópodos se correlacionaron con los copépodos en forma negativa y significativa en los tratamientos A y F con un $r_s = -0.7029$, $p = 0.0468$ y $r_s = -0.7289$, $p = 0.0392$, respectivamente.

IV.8.- Abundancia del bentos.

IV.8.1.- Bentos total.

La variación promedio quincenal del bentos total se observa en la Figura 17. En general, los grupos representantes del bentos que se encontraron (Tabla VII) fueron poliquetos, nemátodos, copépodos, anfípodos, decápodos, carideos, peces e insectos.

La abundancia promedio del bentos total, presentó promedios mínimos y máximos en los 4 tratamientos de la siguiente manera. En el tratamiento C el zoobentos presentó valores de 7 a 65 orgs/1000 cc, para A con 12 a 56 orgs/1000 cc; en F de 11 a 57 orgs/1000 cc y para el tratamiento AF entre los 20 a 92 orgs/1000 cc. De acuerdo con estos resultados, se observó una mayor abundancia de zoobentos en el tratamiento AF. Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.27$, Tabla VIII), por lo tanto se infiere

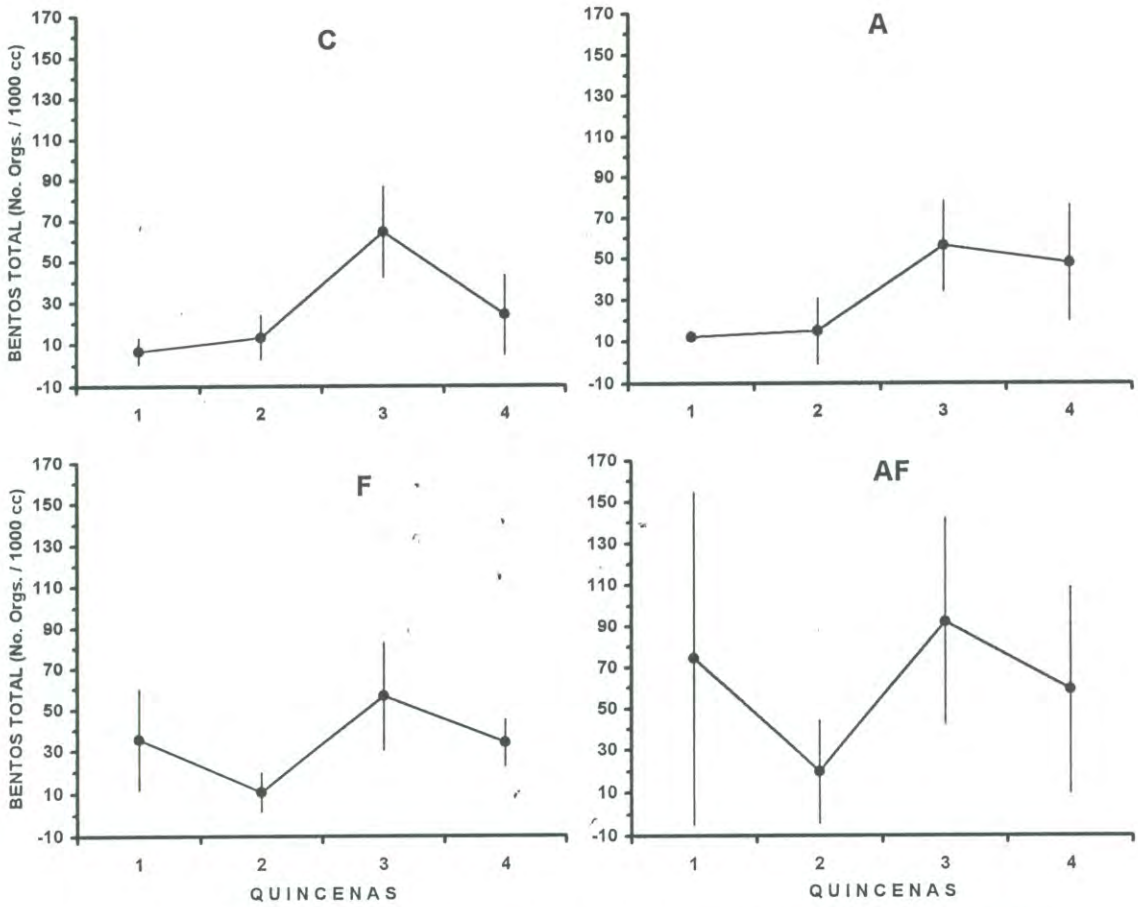


Fig. 17.- Abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) del bentos total en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

Tabla VII.- Composición y abundancia promedio quincenal (\pm d.e.), del bentos (No.Orgs/1000 cc) en los cuatro tratamientos. El símbolo (-) indica ausencia de organismos.

GRUPOS/FECHAS	T: C		T: A		T: F		T: AF									
	11-MAYO	25-MAYO	8-JUNIO	21-JUNIO	11-MAYO	25-MAYO	8-JUNIO	22-JUNIO								
NEMATODA	-	0.3 \pm 0.5	1.3 \pm 2.5	-	-	-	1.5 \pm 1.3	-	17.3 \pm 22.2							
POLICHAETA																
<i>Polydora socialis</i>	3.0 \pm 2.7	11.0 \pm 9.6	40.8 \pm 28.6	25.7 \pm 15.3	9.5 \pm 3.5	16.7 \pm 11.6	37.8 \pm 13.8	35.0 \pm 21.3	18.5 \pm 4.4	9.0 \pm 7.7	33.5 \pm 5.0	27.8 \pm 10.7	15.5 \pm 13.5	17.8 \pm 22.4	34.5 \pm 16.0	30.5 \pm 13.9
<i>Capitella capitata</i>	-	0.8 \pm 1.5	9.0 \pm 3.5	2.3 \pm 2.1	0.5 \pm 0.6	1.3 \pm 0.6	15.5 \pm 12.8	8.3 \pm 11.4	-	-	3.8 \pm 1.3	1.8 \pm 2.4	-	0.3 \pm 0.5	0.8 \pm 1.0	4.0 \pm 6.2
CRUSTACEA																
COPEPODA:																
<i>Pseudoclaptonus</i> sp.	0.8 \pm 1.5	0.3 \pm 0.5	0.3 \pm 0.5	-	0.8 \pm 1.0	-	-	-	7.5 \pm 9.6	-	-	-	48.8 \pm 68.1	-	23.5 \pm 47.0	-
<i>Microsetella</i> sp.	-	-	-	-	0.5 \pm 1.0	-	-	-	8.3 \pm 13.4	-	-	-	9.5 \pm 14.2	-	2.0 \pm 4.0	-
<i>Olithona</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.3 \pm 0.5	-	-	-
ANFIPODA:																
Gammaridae *	1.0 \pm 1.2	0.5 \pm 1.0	8.0 \pm 9.5	0.3 \pm 0.5	0.8 \pm 1.0	0.8 \pm 1.5	0.5 \pm 0.6	3.8 \pm 6.9	0.8 \pm 1.0	0.3 \pm 0.5	17.5 \pm 24.0	3.3 \pm 2.9	-	1.5 \pm 1.7	14.0 \pm 7.7	23.8 \pm 34.9
Caprellidae **	-	0.3 \pm 0.5	0.3 \pm 0.5	5.0 \pm 10.0	-	0.8 \pm 0.5	2.3 \pm 1.3	-	-	-	0.3 \pm 0.5	-	-	-	-	-
DECAPODA:																
L. Zoea	1.0 \pm 2.0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
CARIDEA:																
Palaemonidae	-	-	-	-	-	-	-	0.3 \pm 0.5	-	-	-	-	-	-	-	-
INSECTA:																
Chironomidae	0.5 \pm 1.0	0.5 \pm 1.0	0.25 \pm 0.5	1.0 \pm 0.0	-	0.3 \pm 0.5	0.3 \pm 0.5	0.5 \pm 0.6	0.8 \pm 1.0	1.5 \pm 1.7	0.3 \pm 0.5	1.0 \pm 0.8	0.5 \pm 1.0	0.5 \pm 0.6	0.3 \pm 0.5	1.0 \pm 1.4
<i>Trichocorixia reticulata</i>	1.0 \pm 1.4	-	-	-	0.3 \pm 0.5	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Collembola	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0.3 \pm 0.5	-	-	-	-
PISCES:																
<i>Gobionellus sagittula</i>	-	-	-	-	-	-	-	0.3 \pm 0.5	-	-	-	-	0.3 \pm 0.5	-	-	-

(*): *Corophium baconi* y *Pontogenia opata*.

(**): *Caprella* sp.

que el zoobentos presentó una abundancia similar entre los estanques. Los grupos más abundantes y que estuvieron presentes en todas las muestras fueron los poliquetos, anfípodos e insectos.

Tabla VIII.- Andeva de K-W($\alpha = 0.05$) para el bentos y andeva LSD (solo para M.O.), entre tratamientos y entre semanas por tratamiento. (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).

GRUPOS	ENTRE TRATAMIENTOS	C	A	F	AF
BENTOS TOTAL	0.27 n.s.	0.02 *	0.018 *	0.022 *	0.13 n.s.
POLIQUETOS	0.92 n.s.	0.026 *	0.044 *	0.0092 **	0.16 n.s.
ANFIPODOS	0.96 n.s.	0.07 n.s.	0.36 n.s.	0.029 *	0.0073 **
RESTO DE GRUPOS	0.19 n.s.	0.051 n.s.	0.27 n.s.	0.68 n.s.	0.22 n.s.
MATERIA ORGANICA	0.0032 **				

Con respecto a la abundancia, se encontraron diferencias significativas en los tratamientos C, A y F, y no existieron diferencias significativas entre las quincenas de AF (Tabla VIII). La prueba *a posteriori* determinó que para los tratamientos C, A y F, el valor promedio de la tercer quincena presentó diferencias significativas con el resto de las quincenas, esto indica que la mayor disponibilidad de zoobentos se cuantificó en la quincena 3. Esta mayor disponibilidad también se observó en AF, pero debido a las amplias desviaciones estándar en todas las muestras, el análisis no encontró diferencias significativas.

IV.8.2.- Poliquetos.

La abundancia de los poliquetos (Fig. 18) presentó temporalmente una variación muy similar a la registrada por el bentos total. En este grupo se identificaron dos especies: *Polydora socialis* y *Capitella capitata*, mismas que representaron la abundancia de los poliquetos.

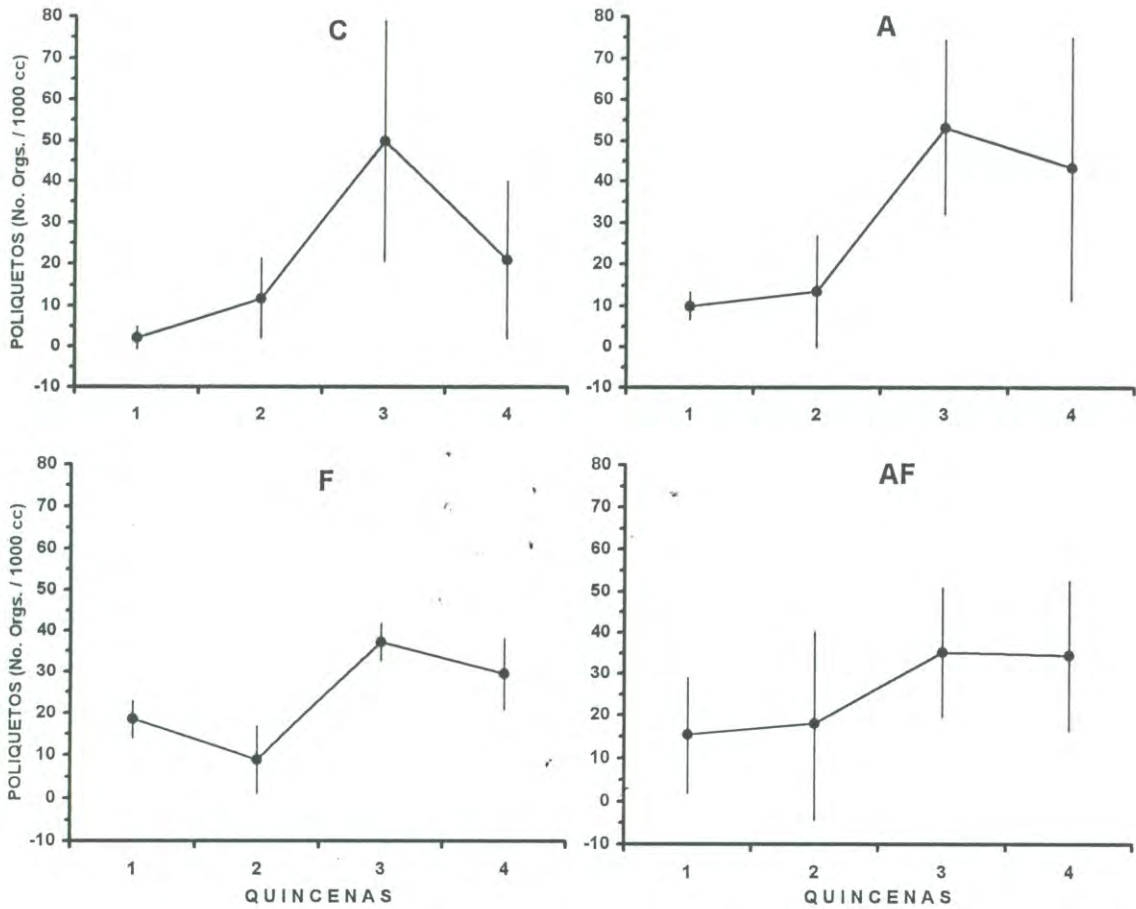


Fig. 18.- Abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) de los poliquetos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

La especie más abundante en el bentos fue *Polydora socialis* (Tabla VII). Los poliquetos se cuantificaron con promedios mínimos y máximos para C entre los 2 y 50 orgs/1000 cc, para A con 10 a 53 orgs/1000 cc, en F entre los 9 y 37 orgs/1000 cc y para AF con 16 a 35 orgs/1000 cc. La abundancia entre tratamientos no mostró diferencias significativas entre ellos ($p = 0.92$; Tabla VIII). El andeva entre quincenas de cada tratamiento encontró diferencias significativas en C, A y F y para el tratamiento AF no se detectaron diferencias (Tabla VIII). La prueba *a posteriori* de este análisis en C, A y F, determinó diferencias significativas en la tercer quincena con respecto al resto de ellas, con excepción de la cuarta, ya que presentó un amplio error estándar y no mostró diferencias con la tercera. Esto indica que los poliquetos registraron los promedios más altos en la tercer quincena, y con una tendencia de cuantificar los valores más bajos en los primeros dos muestreos.

IV.8.3.- Anfipodos.

En la Fig. 19 se presenta la abundancia promedio quincenal de los anfipodos. En este grupo se identificaron 2 especies y un género, de los cuales *Corophium baconi* fue la especie más abundante, las menos representadas fueron *Pontogeneia opata* y *Caprella* sp. (Tabla VII). La sumatoria de la abundancia obtenida por estas especies se representa en la gráfica como la abundancia total de los anfipodos. En éste grupo se registraron promedios mínimos y máximos con valores para C entre los <1 y 13 orgs/1000 cc, en A de <1 a 4 orgs/1000 cc, para F entre los <1 y 18 orgs/1000 cc y el tratamientos AF de 0 a 24 orgs/1000 cc. El andeva no encontró diferencias significativas entre los tratamientos ($p=0.96$, Tabla VIII) por lo tanto la abundancia de los anfipodos a través del cultivo, presentó valores similares entre los tratamientos.

La abundancia de los anfipodos, de acuerdo al andeva de k-w entre quincenas para cada

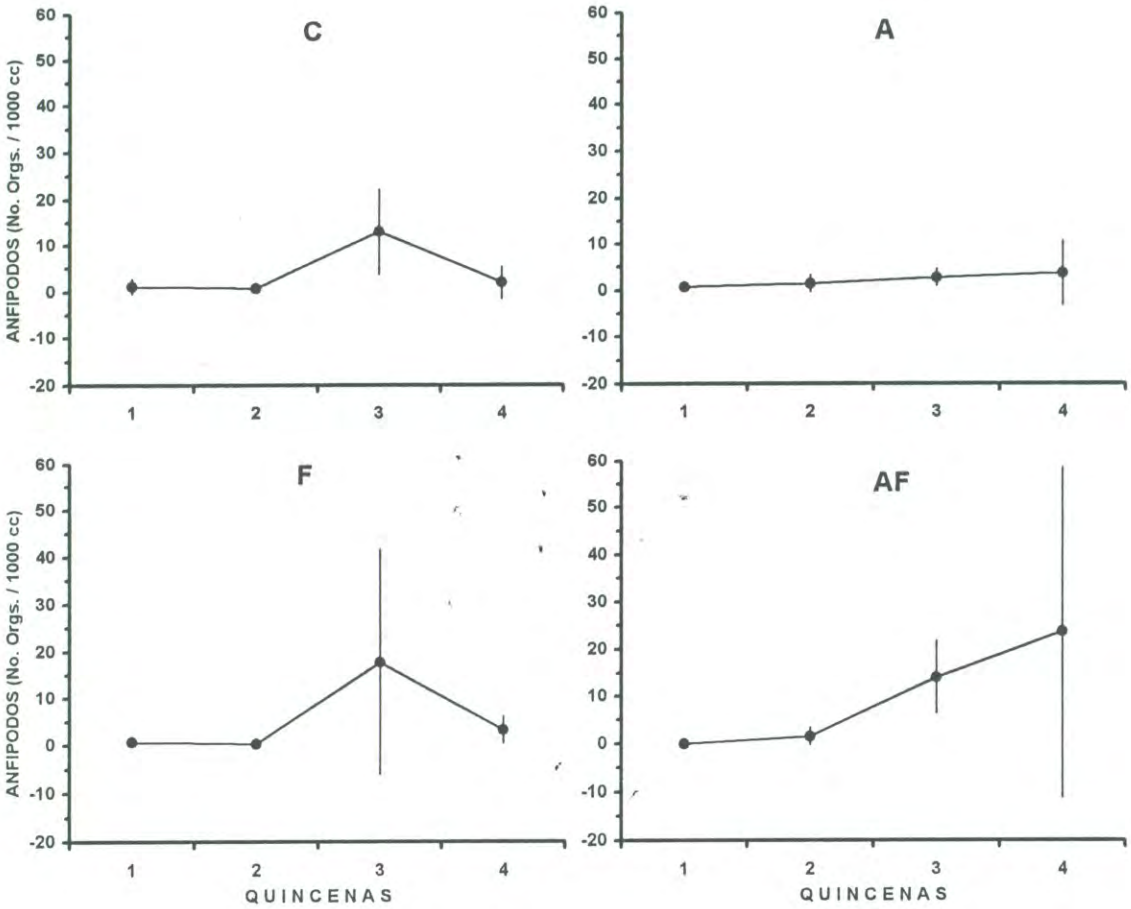


Fig. 19.- Abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) de los anfípodos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

tratamiento, presentó diferencias significativas entre los muestreos de los tratamientos F y AF (Tabla VIII). La prueba *a posteriori* de este análisis, encontró en estos tratamientos, diferencias significativas entre los muestreos de los tratamientos F y AF (Tabla VIII). La prueba *a posteriori* de este análisis, encontró en estos tratamientos, diferencias significativas entre los promedios de las quincenas 3 y 4 con respecto a las dos primeras. Estas diferencias indican una mayor abundancia de anfípodos al final del cultivo. Para los tratamientos C y A también se observan los promedios más bajos al inicio del cultivo, sin embargo no se encontraron diferencias significativas entre los muestreos (Tabla VIII).

IV.8.4.- Resto de grupos del bentos.

La presencia y ausencia del resto de grupos del bentos se comportó muy variable y escasa, con excepción de insecta (Tabla VII). Es por ello que se agruparon todos como resto de grupos y su abundancia se representa en la Fig. 20. La composición de grupos encontrados estuvo formada por nemátodos, copépodos (Calanoida; *Pseudodiaptomus* sp., Harpacticoidea; *Microsetella* sp. y *Oithona* sp.), larvas zoea, carideos, peces (*Gobionellus sagitula*) e insectos (Chironomidae, Collembola y *Trichocorixia reticulata*). Los promedios mínimos y máximos se registraron para C entre 1 y 3 orgs/1000 cc, en A de <1 a 2 orgs/1000 cc, para F entre 2 y 17 orgs/1000 cc en el tratamiento AF de <1 a 59 orgs/1000 cc. Los promedios más altos se registraron en los tratamientos F y AF, aunque mediante el ANDEVA entre tratamientos (Tabla VIII) no se encontraron diferencias significativas ($p = 0.19$). La abundancia de este grupo se caracterizó por presentar amplias desviaciones estándar, particularmente en los tratamientos C y AF, esto indica que los organismos bentónicos se presentaron con valores muy bajos, la mayoría con valores de 0 en el tiempo y con valores altos esporádicos entre las

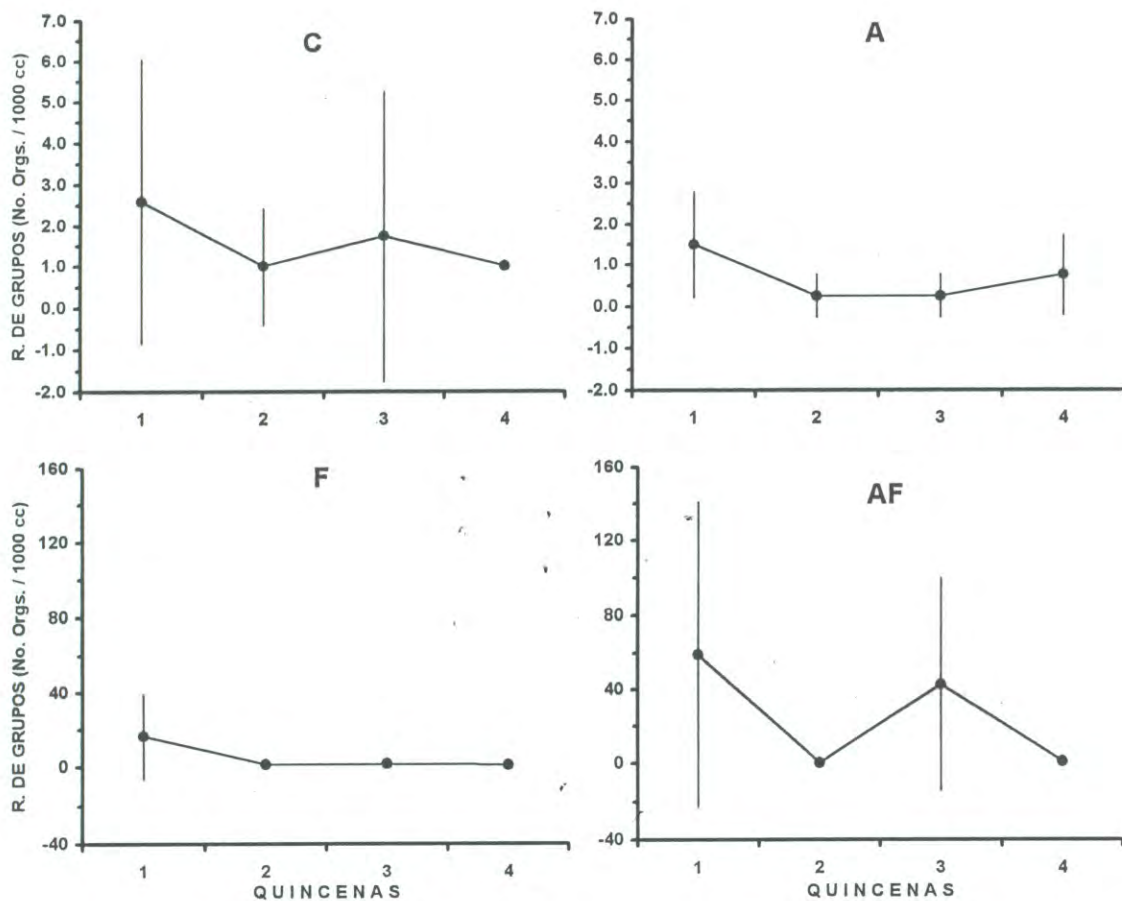


Fig. 20.- Abundancia promedio quincenal (\pm d.e.) del resto de grupos del bentos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

repeticiones de los tratamientos (Tabla VII). Estas amplias desviaciones estándar, interfirieron para que el análisis no detectara diferencias significativas en ninguno de ellos (Tabla VIII), por lo que no se pudo determinar un comportamiento definido de abundancia a través del tiempo. En general, de acuerdo a los análisis, el resto de grupos del bentos se comportó con valores similares entre los tratamientos.

IV.9.- Materia orgánica (MO) en el sedimento.

La variación promedio semanal de la materia orgánica durante el cultivo se representa en la Figura 21. El dato de la semana No.1, corresponde al muestreo realizado previo a la aireación del fondo de los estanques. Los promedios de la primer semana para C, A, F y AF, presentaron valores de 37.8, 39.6, 26.9 y 23.6 mg MO/g sedimento, respectivamente. En todos ellos, con excepción del tratamiento AF, se encontró una mayor cantidad de materia orgánica con respecto a la segunda semana. Esto indica que los estanques antes de la preparación presentaban niveles altos de materia orgánica. Para el análisis de varianza de la materia orgánica se excluyeron los valores correspondientes a la primer semana. Durante el cultivo, la materia orgánica presentó promedios mínimos y máximos por tratamiento con valores para C entre 13.8 a 29.5, en A con 17.6 a 33.6, para F entre 15.7 y 31.1 y AF con 17.3 a 27.9 mg MO/g sedimento. En los 4 tratamientos los promedios más bajos se registraron al inicio del cultivo y los mas altos al final del mismo. Esto indica que la materia orgánica tendió a ser acumulativa a través del período de cultivo.

Mediante la prueba LSD al 95% de confianza, se encontró diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.0032$; Tabla VIII). El análisis de rangos múltiples de esta prueba detectó diferencias significativas en C con respecto a A y AF, así como entre los tratamientos

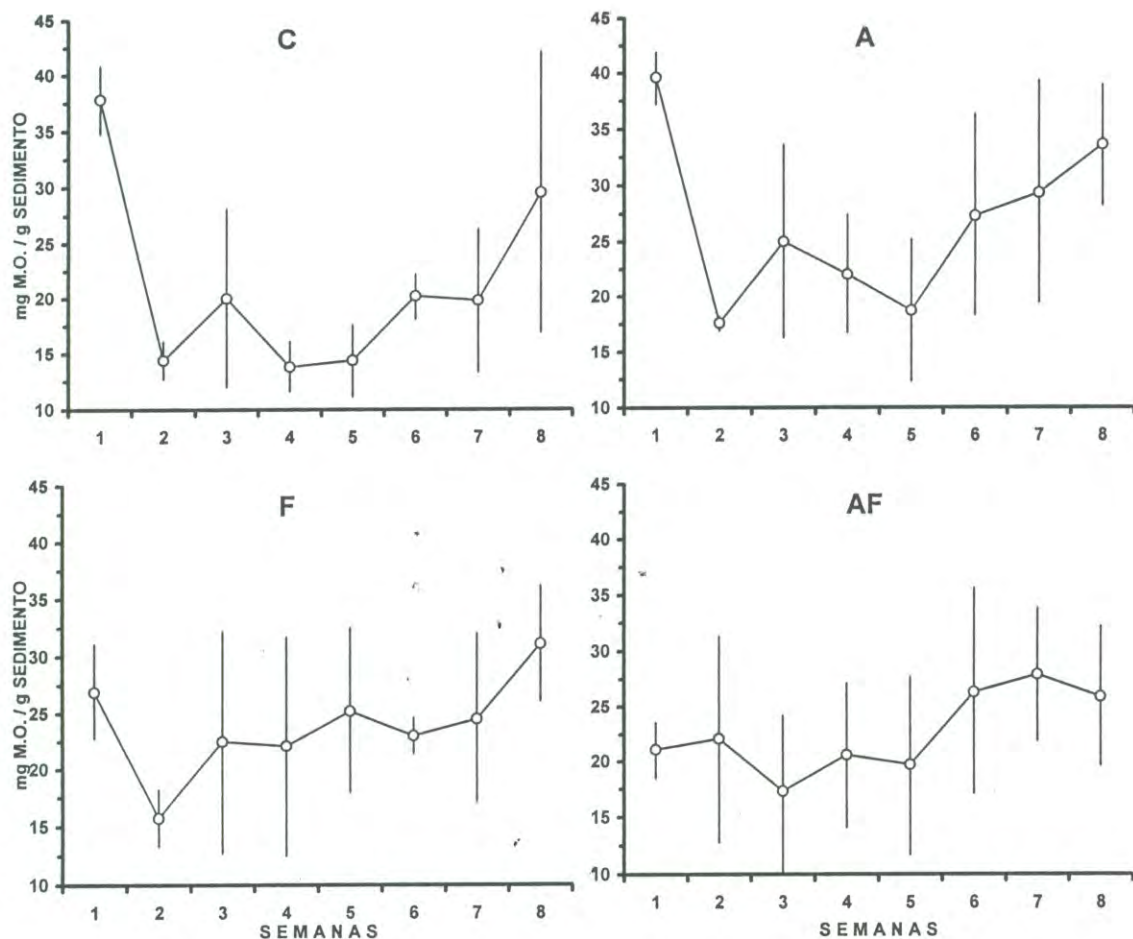


Fig. 21.- Comportamiento promedio semanal (\pm d.e.) de la materia orgánica en el sedimento, en los cuatro tratamientos durante la preengorda de *Penaeus vannamei*. El valor de la semana 1, corresponde al muestreo realizado antes de la siembra. Para convertir a porcentaje: $\% = \text{mgMO} / \text{g sedimento} / 1000 \times 5 \times 100$.

F y AF. Estas diferencias indican una menor cantidad de materia orgánica en el tratamientos C con respecto a los tratamientos donde se alimentó (A y AF). También una menor cantidad de materia orgánica en el tratamiento F con respecto a AF. Los tratamientos que presentaron valores similares entre ellos fueron F con respecto a C y A, ya que no presentaron diferencias significativas, así como entre A y AF.

IV.10.- Correlación de Spearman (rs) entre bentos total, materia orgánica y grupos más abundantes.

Se encontró un bajo número de grupos correlacionados (Tabla IXa y b). El comportamiento similar que presentaron el bentos total y la abundancia de los poliquetos se reflejó en las correlaciones, ya que estos grupos presentaron una correlación positiva y altamente significativa en los tratamientos C y A ($r_s = 1.000$, $p = 0.00001$, respectivamente). Sin embargo, en los tratamientos F y AF no se correlacionaron significativamente ($r_s = 0.8000$, $p = 0.1659$ y $r_s = 0.4000$, $p = 0.4884$, respectivamente). La materia orgánica se correlacionó en forma positiva y altamente significativa con los anfípodos en el tratamiento A ($r_s = 1.000$ y $p < 0.0001$), también se correlacionó negativamente en F con el resto de grupos del bentos y de forma altamente significativa ($r_s = -1.000$ y $p < 0.0001$). Los anfípodos y los poliquetos se correlacionaron solamente en el tratamiento F en forma altamente significativa. En el tratamiento AF no se correlacionó ningún grupo.

IV.11.- Parámetros fisicoquímicos.

IV.11.1.- Nitratos.

La concentración promedio de los nitratos, medidos dos veces por semana a través del período de cultivo, registró valores mínimos y máximos para C entre los 0.015 y 0.5 mg/l, en

Tabla IX.- Valores de correlación de Spearman entre bentos total y sus grupos mas abundantes.

a).- Tratamiento Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal.

	BENTOS TOTAL	POLIQUETOS	ANFIPODOS	RESTO DE GRUPOS	MAT. ORGANICA
BENTOS TOTAL		1.000 ***	0.8000 n.s.	-0.3162 n.s.	0.7379 n.s.
POLIQUETOS	1.0000 ***		0.8000 n.s.	-0.3162 n.s.	0.7379 n.s.
ANFIPODOS	0.8000 n.s.	0.8000 n.s.		0.2108 n.s.	0.7379 n.s.
RESTO DE GRUPOS	-0.6325 n.s.	-0.6325 n.s.	-0.3162 n.s.		-0.3889 n.s.
MAT. ORGANICA	0.8000 n.s.	0.8000 n.s.	1.0000 ***	-0.3162 n.s.	

b).- Tratamiento Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal.

	BENTOS TOTAL	POLIQUETOS	ANFIPODOS	RESTO DE GRUPOS	MAT. ORGANICA
BENTOS TOTAL		0.8000 n.s.	0.8000 n.s.	0.6000 n.s.	-0.6000 n.s.
POLIQUETOS	0.4000 n.s.		1.0000 ***	0.0000 n.s.	0.0000 n.s.
ANFIPODOS	0.0000 n.s.	0.8000 n.s.		0.0000 n.s.	0.0000 n.s.
RESTO DE GRUPOS	0.8000 n.s.	-0.2000 n.s.	-0.4000 n.s.		-1.0000 ***
MAT. ORGANICA	0.8000 n.s.	0.8000 n.s.	0.6000 n.s.	0.4000 n.s.	

* : $0.01 < P \leq 0.05$

** : $0.001 < P \leq 0.01$

*** : $P \leq 0.001$

A con 0.025 a 0.45 mg/l, para F entre los 0.027 y 0.675 y el tratamiento AF con 0.037 a 2.52 mg/l (Fig. 22). El andeva reveló diferencias significativas entre los tratamientos ($p = 0.006$, Tabla X). Mediante la prueba *a posteriori* de este análisis (Tabla XI), se encontraron diferencias significativas en los tratamientos C y A con respecto a F

Tabla X.- Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para nitratos, entre tratamientos y entre semanas por tratamiento (*: $0.01 < p \leq 0.05$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).

PARAMETRO	ENTRE TRATAMINETOS	C	A	F	AF
NO ₃ -N	0.006 **	0.00001 ***	0.00006 ***	0.00002 ***	0.00004 ***
PO ₄ -P	0.006 **	0.00004 ***	0.0002 ***	0.00002 ***	0.0002 ***

Tabla XI.- Prueba a posteriori del andeva de K-W (Tabla X), para nitratos y ortofosfatos entre tratamientos. (d.) : indica diferencias y (n.d.) que no hay diferencias.

TRATAMIENTOS	NITRATOS	ORTOFOSFATOS
C : A	n.d.	d.
C : F	d.	d.
C : AF	d.	d.
A : F	d.	d.
A : AF	d.	d.
F : AF	d.	d.

y AF, asimismo entre F y AF. Solamente entre los tratamientos C y A no hubo diferencias significativas. Estas diferencias indican que en los tratamientos donde se fertilizó (F y AF), se presentaron las concentraciones más altas de nitratos, comparados con los tratamientos C y A. También indica que entre los tratamientos fertilizados, se registraron niveles más altos en el tratamiento donde se alimentó y se fertilizó (AF), y asimismo que entre C y A los nitratos se comportaron con niveles similares.

El comportamiento de los nitratos entre fechas para cada tratamiento, presentó

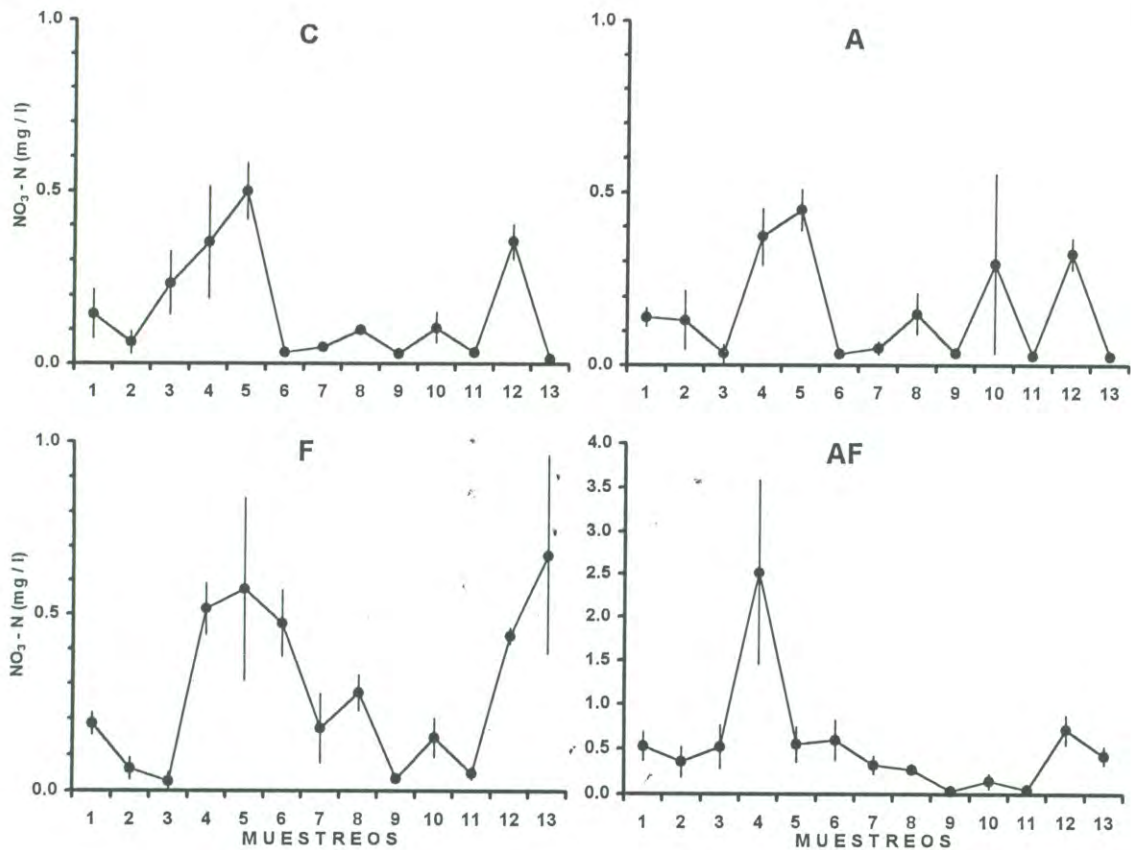


Fig. 22.- Variación promedio (\pm d.e.) de los nitratos en los cuatro tratamientos, durante la pre-
engorda de *Penaeus vannamei*.

diferencias significativas en todos ellos (Tabla X). Mediante la prueba *a posteriori* del análisis se encontraron los promedios más altos a través del cultivo; para C se encontraron diferencias significativas en los promedios de los muestreos 3, 4, 5 y 12 con respecto al resto de ellos. Esto indica que al inicio del cultivo y hasta el quinto muestreo la disponibilidad de los nitratos fue en aumento, y con una tendencia a aumentar también al final del cultivo. El tratamiento A presentó un comportamiento similar a C, ya que los promedios más altos de los muestreos 4, 5, 10 y 12, presentaron diferencias significativas con el resto de ellos. En los tratamientos F y AF los promedios más altos del período se registraron en los muestreos 4, 5, 6, 12 y 13, ya que presentaron diferencias significativas con el resto de las fechas (con excepción en AF que no presentó diferencias significativas en las semanas 1 y 3 con respecto a las semanas 5 y 6).

IV.11.2.- Ortofosfatos.

Los ortofosfatos presentaron promedios mínimos y máximos en los tratamientos con los siguientes valores. Para C entre los 0.004 y 0.384 mg/l, en A con 0.0 a 0.133 mg/l, para F entre 0.008 y 0.693 y AF con 0.05 a 0.435 mg/l (Fig. 23). El análisis reveló diferencias significativas de los niveles de ortofosfatos entre los tratamientos ($p = 0.006$, Tabla X). La prueba *a posteriori* de este análisis determinó diferencias significativas entre las concentraciones de ortofosfatos de todos los tratamientos contrastados entre sí (Tabla XI). Estas diferencias indican una mayor concentración de este nutriente en todos los tratamientos con respecto al tratamiento Control. Asimismo, y como es de esperarse, se encontró una mayor disponibilidad de ortofosfatos en los tratamientos donde se fertilizó (F y AF), registrando entre estos dos tratamientos una mayor concentración en el tratamiento AF.

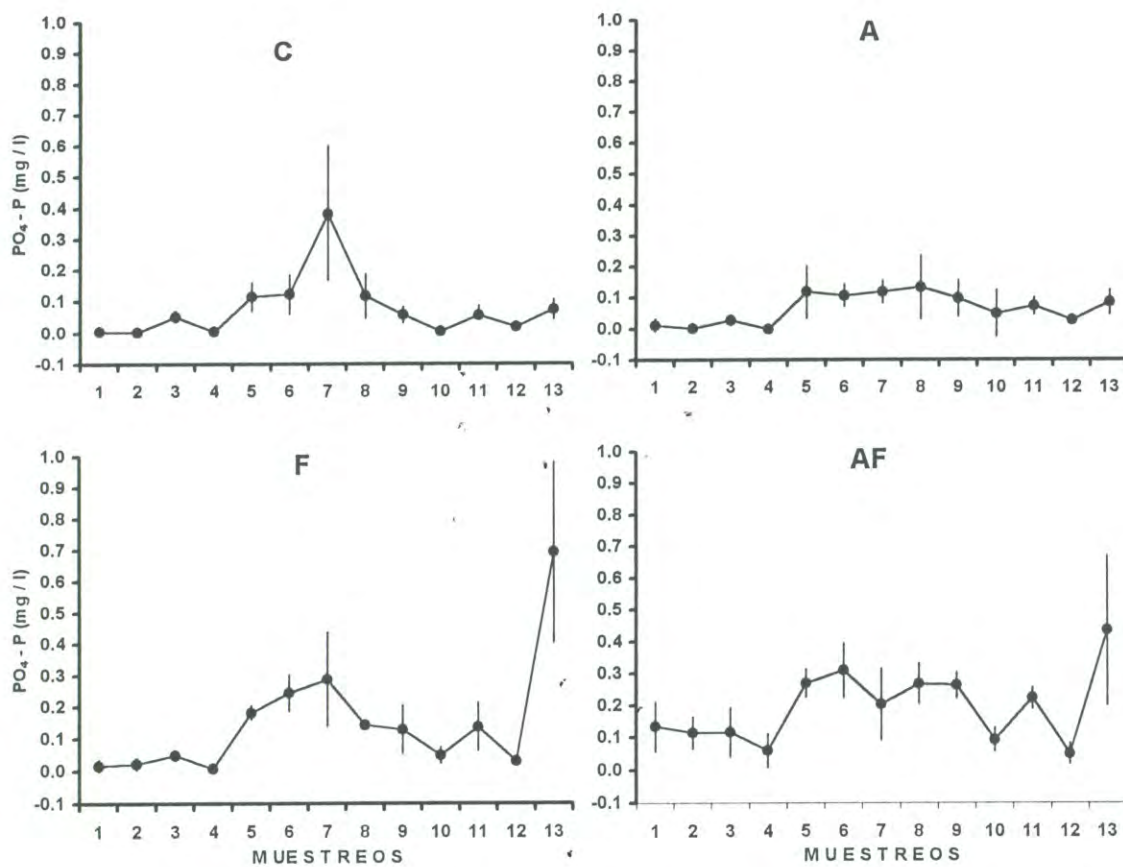


Fig. 23.- Variación promedio (\pm d.e.) de los ortofosfatos en los cuatro tratamientos, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

En la variación de los ortofosfatos entre las fechas de muestreos para cada tratamiento, se encontraron diferencias significativas en todos los casos (Tabla X). La prueba *a posteriori* de este análisis determinó los promedios más altos en cada tratamiento, encontrándose para C diferencias significativas en los promedios de los muestreos del 5 al 8, con respecto al resto de ellos. Para A los promedios más altos se registraron en las fechas de la 5 a la 9, ya que éstas mostraron diferencias significativas con la mayoría del resto de los muestreos.

En los tratamientos F y AF los valores promedios más altos de ortofosfatos se registraron en los muestreos de la fecha 5 a la 9 y 11 y 13, ya que presentaron diferencias significativas con el resto de los muestreos.

IV.11.3.- Temperatura del agua.

La temperatura (Fig. 24) presentó promedios mínimos y máximos, en los cuatro tratamientos con los siguientes valores. El tratamiento C registró temperaturas por la tarde (15:00 hrs), entre los 25.5 y 31.08°C y por la mañana (06:00 hrs) entre los 22.3 y 27.5°C. El tratamiento A con valores por la tarde entre los 25.2 y 31.08°C y por la mañana entre los 22.38 y 27.75°C. En F, por la tarde se registraron promedios entre los 25.2 y 31.4°C y por la mañana entre los 22.0 y 27.85°C. En el tratamiento AF se registraron por la tarde valores promedios entre los 25.88 y 31.15°C y por la mañana entre los 22.13 y 28.0°C. En los cuatro tratamientos los promedios mínimos y máximos, por la mañana y por la tarde, presentaron valores muy similares. El *andeva* entre tratamientos (Tabla XII), tanto para los muestreos de la mañana como para los de la tarde, reveló que no hubo diferencias significativas ($p = 0.97$ y $p = 0.99$, para las 06:00 y 15:00 hrs., respectivamente). Esto indica que la temperatura del agua se comportó con valores similares en todos los tratamientos durante la preengorda.

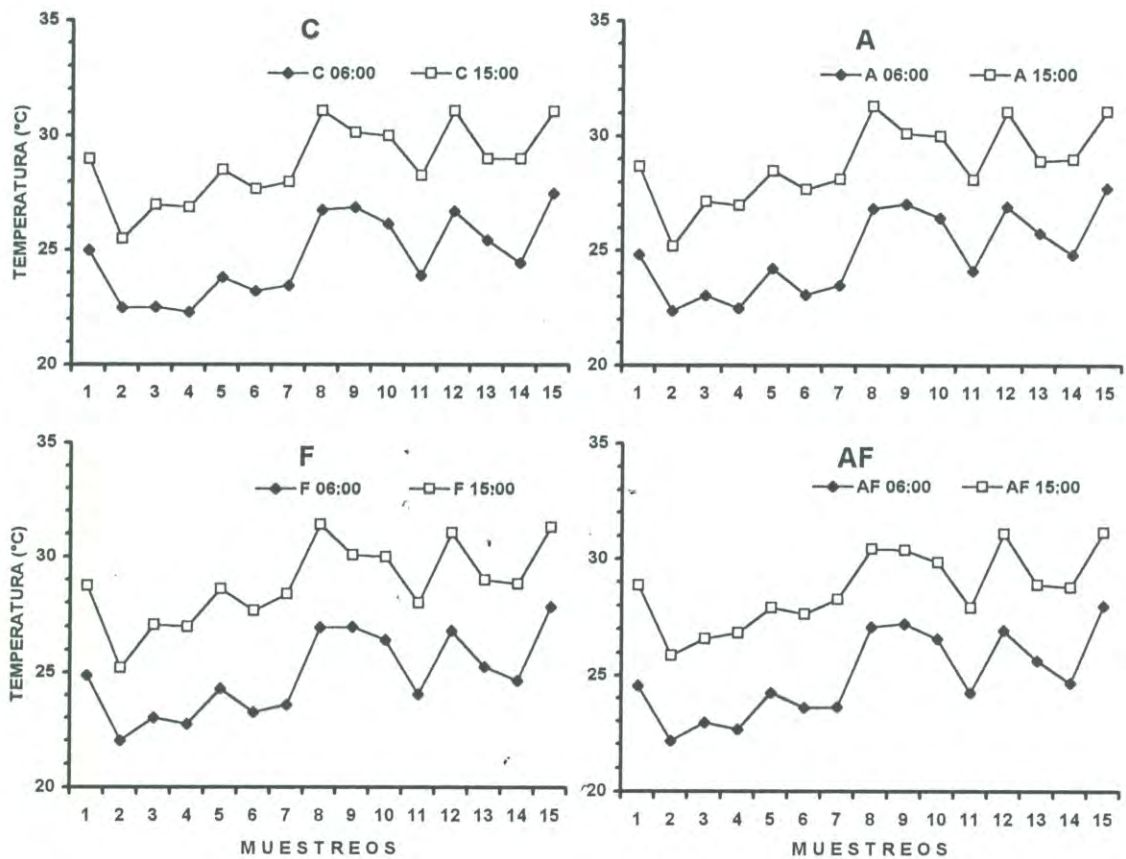


Fig. 24.- Variación promedio de la temperatura del agua en los cuatro tratamientos, a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

Tabla XII.- Andeva de K-W ($\alpha = 0.05$) para parámetros fisicoquímicos, entre tratamientos a las dos horas de muestreo (*: $0.01 < p \leq$; **: $0.001 < p \leq 0.01$; ***: $p \leq 0.001$).

PARAMETRO / HORA	06:00 A.M.	15:00 P.M.
TEMPERATURA	0.97 n.s	0.99 n.s.
SALINIDAD	0.00071 ***	0.006 **
OXIGENO DISUELTO	0.047 *	6.25E-10 ***
pH	1.78E-15 ***	0.0001 ***

IV.11.4.- Salinidad.

La salinidad (Fig. 25) presentó promedios mínimos y máximos para cada tratamiento de la siguiente manera. El tratamiento C registró salinidades por la tarde (15:00 hrs) entre las 42.5 y 46.75‰ y por la mañana (06:00 hrs) entre las 43.0 y 47.0‰. El tratamiento A, por la tarde presentó promedios entre las 43.0 y 49.0‰ y por la mañana entre las 44.0 y 47.75‰. En F los valores promedios por la tarde variaron entre las 43.5 y 49.5‰ y por la mañana entre las 44.0 y 48.0‰. En el tratamiento AF se registraron promedios por la tarde entre las 43.5 y 50.0‰ y por la mañana entre las 43.5 y 48.5‰. Para los cuatro tratamientos y en ambas horas de muestreo los promedios máximos se registraron en el tercer muestreo y los mínimos en general lo hicieron en el octavo muestreo. Esto indica que la salinidad se presentó más alta al inicio del cultivo y más baja a la mitad del mismo. De acuerdo a la variación de este parámetro comparando las dos horas de muestreo, se observó que los valores de la salinidad correspondientes a la 06:00 de la mañana, fueron frecuentemente más altos que los valores de la tarde (15:00 hrs), de acuerdo al comportamiento observado en la gráfica.

El comportamiento de la salinidad entre tratamientos, reveló diferencias significativas entre ellos ($p = 0.00071$ y $p = 0.006$; Tabla XII, para la 06:00 y 15:00 hrs, respectivamente).

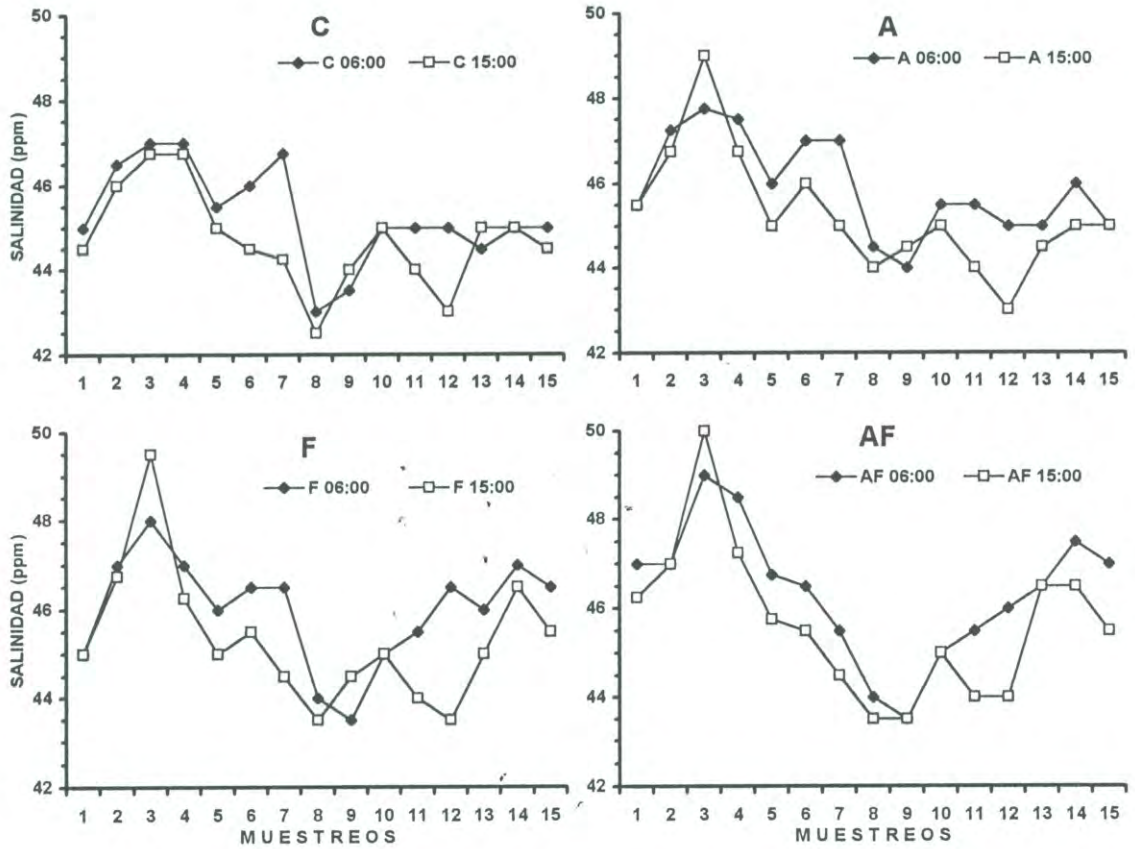


Fig. 25.- Variación promedio de la salinidad en los cuatro tratamientos a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

La prueba *a posteriori* (Tabla XIII), detectó diferencias significativas a las 06:00 hrs en C con respecto a A, F y AF, y no encontró diferencias significativas en A con respecto a F y AF, tampoco entre F y AF. Esto indica que la salinidad en C presentó valores más bajos que el resto de los tratamientos, y que la salinidad entre A, F y AF se comportó con los mismos rangos. Para el caso del muestreo de las 15:00 hrs la prueba detectó las mismas diferencias que las registradas a las 06:00 hrs, con excepción entre A y AF que presentaron diferencias significativas, indicando gradientes de salinidad más altos en el tratamiento AF.

Tabla XIII.- Prueba *a posteriori* del andeva de K-W (Tabla XII), para salinidad, oxígeno disuelto y pH, entre tratamientos. (d.): indica diferencias y (n.d.) que no hay diferencias.

TRATAMIENTOS/HORA	SALINIDAD (%)		OXIGENO (mg/l)		pH	
	06:00	15:00	06:00	15:00	06:00	15:00
C : A	d.	d.	d.	d.	d.	d.
C : F	d.	d.	d.	d.	d.	d.
C : AF	d.	d.	n.d.	d.	d.	d.
A : F	n.d.	n.d.	d.	d.	d.	d.
A : AF	n.d.	d.	d.	d.	d.	d.
F : AF	n.d.	n.d.	n.d.	n.d.	d.	d.

IV.11.5.- Oxígeno disuelto.

El oxígeno disuelto (Fig. 26) presentó una variación para cada tratamiento con promedios mínimos y máximos de la siguiente manera. El tratamiento C registró niveles de oxígeno por la tarde (15:00 hrs) entre los 4.80 y 6.53 mg/l y por la mañana (06:00 hrs) entre los 2.73 y 3.78 mg/l. El tratamiento A con valores por la tarde entre los 5.33 y 6.75 mg/l y por

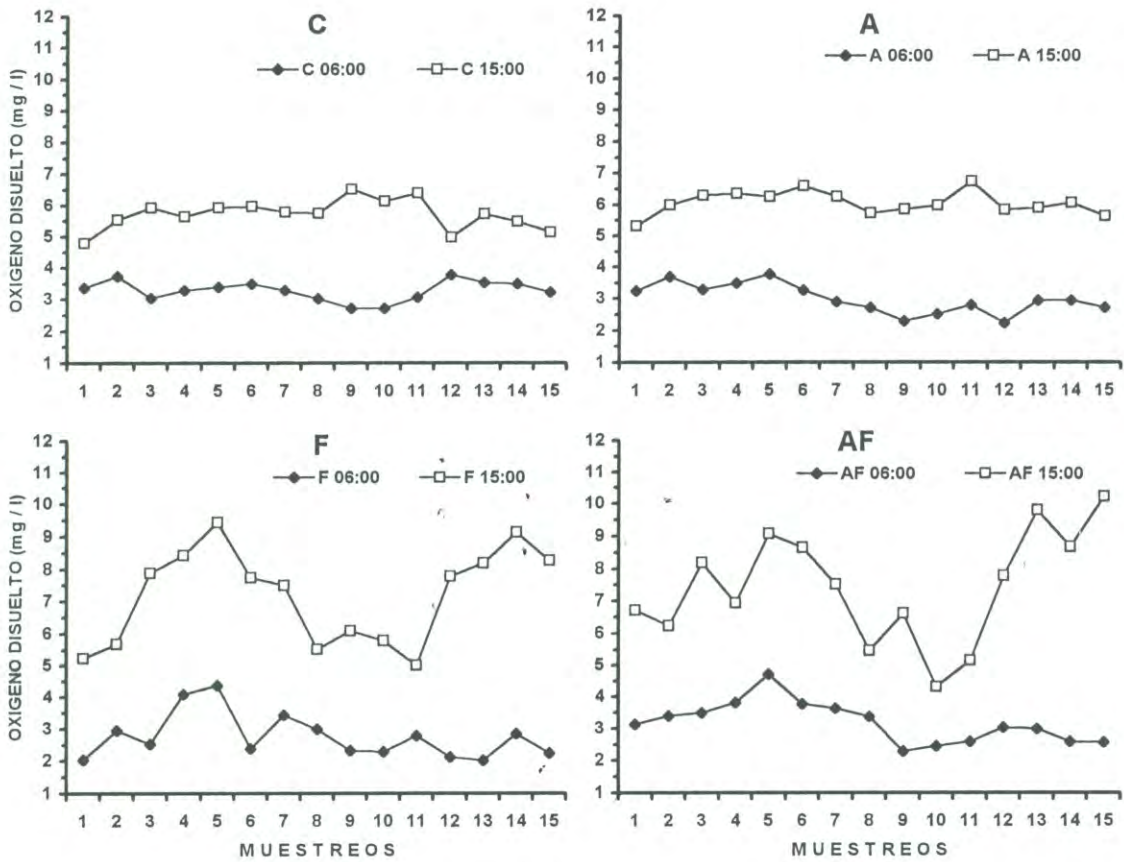


Fig. 26.- Variación promedio del oxígeno disuelto en los cuatro tratamientos a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

la mañana entre los 2.30 y 3.78 mg/l. El tratamiento F registró niveles por la tarde entre los 5.03 y 9.45 mg/l y por la mañana entre los 2.03 y 4.38 mg/l. El tratamiento AF presentó valores por la tarde entre los 5.18 y 10.23 mg/l y durante la mañana entre los 2.28 y 4.73 mg/l. En general, de acuerdo al comportamiento observado en la gráfica, se presentó una amplia diferencia de oxígeno entre la mañana y la tarde, registrándose los niveles más bajos durante la mañana.

Los niveles de oxígeno disuelto entre tratamientos, presentaron diferencias significativas entre ellos ($p = 0.047$ y $p = 6.25E-10$; Tabla XII, para las 06:00 y 15:00 hrs, respectivamente). La prueba *a posteriori* (Tabla XIII), detectó diferencias significativas a las 06:00 hrs en C con respecto a A y F, asimismo en A con respecto a F y AF. No hubo diferencias significativas entre C y AF y tampoco entre F y AF. Estas diferencias indican que los niveles de oxígeno estuvieron más altos en C que en A y F, también el oxígeno disuelto en AF presentó valores más altos que los tratamientos A y F.

El oxígeno disuelto por la tarde presentó un comportamiento más definido que el muestreo de la mañana. La prueba *a posteriori* encontró diferencias significativas entre todos los tratamientos contrastados, excepto entre F y AF. Esto indica que en los tratamientos fertilizados se generaron los niveles más altos de oxígeno con respecto a los otros tratamientos. También que el tratamiento C registró los niveles más bajos de oxígeno disuelto de todos los tratamientos.

IV.11.6.- pH.

El pH promedio durante el cultivo (Fig. 27) presentó valores mínimos y máximos en cada tratamiento con las siguientes unidades. El tratamiento C durante la tarde (15:00 hrs)

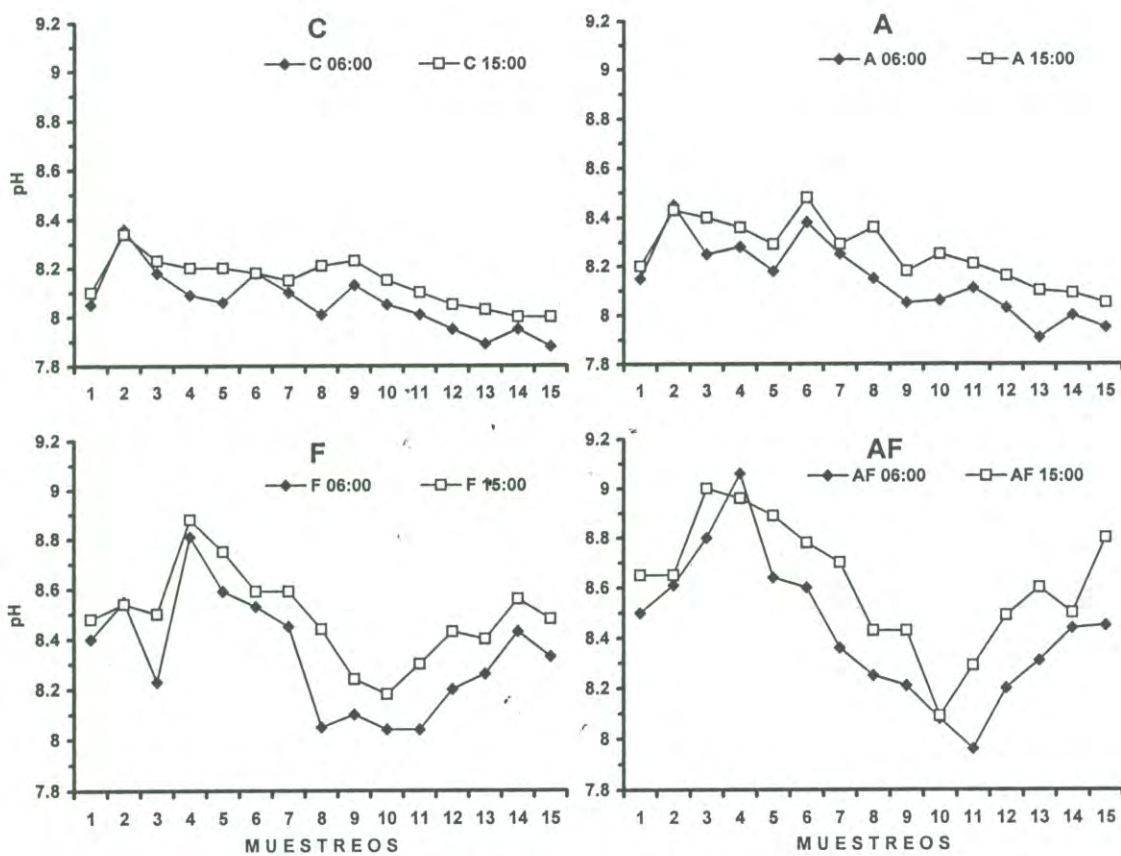


Fig. 27.- Variación promedio del pH en los cuatro tratamientos a las 06:00 am y 15:00 pm, durante la preengorda de *Penaeus vannamei*.

registró niveles de pH entre los 8.0 y 8.34 unidades y por la mañana (06:00 hrs) entre las 7.88 y 8.36 unidades. En A por la tarde entre los 8.05 y 8.48 unidades y durante la mañana entre las 7.91 y 8.45 unidades. En F por la tarde entre las 8.18 y 8.88 unidades y por la mañana entre las 8.04 y 8.81 unidades. En AF durante la tarde entre los 8.09 y 9.0 unidades y por la mañana entre los 7.96 y 9.06 unidades. En todos los tratamientos, de acuerdo a lo observado en la figura, se registraron a través del período de cultivo valores más altos por la tarde (15:00 hrs).

El comportamiento del pH entre los tratamientos, presentó diferencias significativas entre ellos ($p = 1.78E-15$ y $p = 0.0001$; Tabla XII, para las 06:00 y 15:00 hrs, respectivamente). Al contrastar todos los tratamientos entre sí, la prueba *a posteriori* determinó diferencias significativas en todos los casos (Tabla XIII), tanto en los muestreos de la mañana como en los de la tarde. Estas diferencias indican que el pH se comportó más alto en los tratamientos fertilizados (F y AF), asimismo que el C presentó los valores de pH más bajos del resto de los tratamientos. Además, entre los tratamientos fertilizados, el pH se presentó más alto en el tratamiento donde se alimentó y se fertilizó (AF).

IV.12.- Valores de correlación de Spearman (r_s) entre los componentes de la productividad y parámetros fisicoquímicos.

En general se observó un bajo número de grupos que se correlacionaron (Tabla XIVa y b). La salinidad y la transparencia del agua se correlacionaron en forma negativa y significativa en los tratamientos A y F ($r_s = -0.9057$, $p = 0.0166$ y $r_s = -0.8558$, $p = 0.0236$, respectivamente). En el tratamiento A el pH se correlacionó con zooplancton total en forma positiva y significativa ($r_s = 0.7545$ y $p = 0.0175$). Además, el pH en el tratamiento AF se correlacionó con los nitratos en forma positiva y significativa ($r_s = 0.8810$ y $p = 0.0198$). El

Tabla XIV.- Valores de correlación de Spearman entre los componentes de la productividad y parámetros medioambientales (*: $0.01 < p \leq 0.05$; n.s. = no significativo).

a).- Tratamiento Control arriba de la diagonal y Alimentado abajo de la diagonal.

	FITOP. TOTAL	CLOROF. "a"	ZOOP. TOTAL	TRANSPAR.	PO ₄	NO ₃	TEMPERAT.	SALINIDAD	OXIGENO	pH
FITOP. TOTAL		-0.1429 n.s.	-0.6905 n.s.	0.4699 n.s.	-0.7143 n.s.	-0.2619 n.s.	0.1429 n.s.	-0.0964 n.s.	-0.359 n.s.	-0.1677 n.s.
CLOROF. "a"	0.3571 n.s.		-0.2381 n.s.	-0.5302 n.s.	0.2143 n.s.	0.0238 n.s.	0.4762 n.s.	0.2410 n.s.	-0.1317 n.s.	-0.5030 n.s.
ZOOP. TOTAL	-0.1429 n.s.	0.0000 n.s.		-0.2169 n.s.	0.3571 n.s.	0.6429 n.s.	-0.5238 n.s.	0.3735 n.s.	0.2156 n.s.	0.5749 n.s.
TRANSPAR.	-0.6343 n.s.	-0.4148 n.s.	-0.5611 n.s.		0.0000 n.s.	-0.3133 n.s.	0.3133 n.s.	-0.7256 n.s.	0.503 n.s.	-0.0849 n.s.
PO ₄	-0.6667 n.s.	0.1190 n.s.	0.3095 n.s.	0.1952 n.s.		-0.1905 n.s.	0.4524 n.s.	-0.2892 n.s.	-0.0240 n.s.	-0.3593 n.s.
NO ₃	0.0000 n.s.	-0.0359 n.s.	0.6707 n.s.	-0.1964 n.s.	0.0479 n.s.		-0.6429 n.s.	0.4217 n.s.	0.3473 n.s.	0.4192 n.s.
TEMPERAT.	-0.3095 n.s.	0.4048 n.s.	-0.4762 n.s.	0.4148 n.s.	0.5952 n.s.	-0.5629 n.s.		-0.5061 n.s.	0.0120 n.s.	-0.6347 n.s.
SALINIDAD	0.5770 n.s.	0.0982 n.s.	0.4665 n.s.	-0.9067 *	-0.2701 n.s.	-0.0309 n.s.	-0.4542 n.s.		-0.4546 n.s.	0.3576 n.s.
OXIGENO	-0.0719 n.s.	-0.1078 n.s.	0.5150 n.s.	-0.2332 n.s.	-0.2036 n.s.	0.6747 n.s.	-0.7306 n.s.	0.0617 n.s.		0.3193 n.s.
pH	0.2874 n.s.	-0.2515 n.s.	0.7545 *	-0.6259 n.s.	-0.3473 n.s.	0.6145 n.s.	-0.8982 *	0.6545 n.s.	0.5904 n.s.	

continua . . .

continua Tabla XIV . . .

b).- Tratamiento Fertilizado arriba de la diagonal y Alimentado + Fertilizado abajo de la diagonal.

	FITOP. TOTAL	CLOROF. "a"	ZOOP. TOTAL	TRANSPAR.	PO ₄	NO ₃	TEMPERAT.	SALINIDAD	OXIGENO	pH
FITOP. TOTAL		0.3571 n.s.	0.4048 n.s.	-0.7910 *	-0.6587 n.s.	-0.1429 n.s.	-0.619 n.s.	0.6025 n.s.	-0.2381 n.s.	0.0714 n.s.
CLOROF. "a"	0.5714 n.s.		-0.0952 n.s.	-0.4637 n.s.	0.1317 n.s.	0.3333 n.s.	0.3095 n.s.	0.5543 n.s.	0.4524 n.s.	0.1190 n.s.
ZOOP. TOTAL	-0.1429 n.s.	-0.4048 n.s.		-0.4637 n.s.	-0.5749 n.s.	-0.3333 n.s.	-0.7867 *	0.4217 n.s.	-0.2143 n.s.	0.5714 n.s.
TRANSPAR.	-0.2143 n.s.	0.4524 n.s.	-0.6190 n.s.		0.4116 n.s.	0.1637 n.s.	0.4637 n.s.	-0.8658 *	0.0818 n.s.	-0.2182 n.s.
PO ₄	-0.1905 n.s.	0.6190 n.s.	-0.4762 n.s.*	0.9048 *		0.6707 n.s.	0.7646 *	-0.1818 n.s.	0.6946 n.s.	0.2275 n.s.
NO ₃	-0.2381 n.s.	0.0952 n.s.	0.1667 n.s.	0.0952 n.s.	0.1905 n.s.		0.3333 n.s.	-0.1928 n.s.	0.3810 n.s.	0.4286 n.s.
TEMPERAT.	-0.0958 n.s.	0.4192 n.s.	-0.7646 *	0.07904 *	0.7186 n.s.	-0.4192 n.s.		-0.2651 n.s.	0.5238 n.s.	-0.3571 n.s.
SALINIDAD	0.1190 n.s.	0.1429 n.s.	0.3333 n.s.	-0.5000 n.s.	-0.1667 n.s.	0.5714 n.s.	-0.5868 n.s.		0.3735 n.s.	0.3735 n.s.
OXIGENO	-0.0476 n.s.	0.6190 n.s.	-0.5952 n.s.	0.5952 n.s.	0.7867 *	0.3571 n.s.	0.5150 n.s.	0.3095 n.s.		0.4286 n.s.
pH	-0.5000 n.s.	0.0238 n.s.	0.0952 n.s.	0.1667 n.s.	0.3571 n.s.	0.8810 *	-0.2156 n.s.	0.6190 n.s.	0.5714 n.s.	

fitoplancton total y la transparencia solamente se correlacionaron en el tratamiento F en forma negativa y significativa ($r_s = -0.7910$ y $p = 0.034$). En este mismo tratamiento los ortofosfatos y temperatura presentaron una correlación positiva y significativa ($r_s = 0.7545$ y $p = 0.0459$). Los ortofosfatos se correlacionaron también en el tratamiento AF con la transparencia y el oxígeno disuelto en forma positiva y significativa ($r_s = 0.9048$, $p = 0.01667$ y $r_s = 0.7857$, $p = 0.0376$, respectivamente). El zooplancton total y la temperatura presentaron una correlación negativa y significativa en los tratamientos F y AF ($r_s = -0.7857$, $p = 0.0376$ y $r_s = -0.7545$, $p = 0.0459$, respectivamente).

V.- DISCUSIÓN.

V.1.- Crecimiento y sobrevivencia.

Los resultados de crecimiento y sobrevivencia de *P. vannamei* en este estudio, donde se registró un mayor crecimiento y una mayor sobrevivencia en los tratamientos fertilizados, coinciden con los reportados por Rubright *et. al.* (1981), Geiger (1983), Perschbacher y Strawn (1984) y Garson *et. al.* (1986). Estos autores mencionan que la fertilización favorece el realce de la productividad natural en los estanques, así como un mejor crecimiento del camarón.

El crecimiento en peso de *P. vannamei* para la fase de preengorda, presentó un ajuste altamente significativo a la ecuación de tipo potencial con relación al tiempo, por lo que mediante este ajuste se observó un buen crecimiento hasta de 4.37 g. Esto coincide con el peso que se espera al momento de la cosecha de la preengorda en granjas comerciales. Fondepesca (1988) y Villalón (1991), reportan que *P. vannamei* debe alcanzar a los 50 días un peso total entre los 3 y 4 g, valores que fueron registrados en este estudio con el mismo tiempo de cultivo al final del experimento. Estos mismos autores recomiendan que la sobrevivencia al final de la preengorda (50 días) debe ser entre el 74 y el 78%, sin embargo en este experimento se obtuvo una sobrevivencia baja entre el 23 y el 40%. Estos niveles de sobrevivencia normalmente no ocurren, ya que en diversas investigaciones se ha obtenido un mejor crecimiento con sobrevivencias altas, incluso al final de la engorda (entre 15 y 17 g de peso) con porcentajes entre los 50 y 70% en estanques fertilizados y alimentados (Rubright, 1981; Garson *et. al.*, 1986; Wyban *et. al.*, 1987; Lanari *et. al.*, 1989; Hernández-Llamas *et. al.*, 1993 y Hernández-Llamas *et. al.*, 1995). Debido a que se registró una sobrevivencia más baja de lo esperado así

como niveles de productividad similares entre los tratamientos, los resultados de productividad y parámetros ambientales son analizados y discutidos bajo esta perspectiva.

V.2.-Productividad natural.

Durante el cultivo, el fitoplancton y los niveles de clorofila α , presentaron valores similares entre los cuatro tratamientos. Esto indica que no se obtuvo una mayor abundancia y biomasa fitoplanctónica en los tratamientos fertilizados. Esto obedece indudablemente a la interrupción necesaria de la aplicación de los fertilizantes durante varias semanas del cultivo (del 15 de mayo al 10 de junio), debido a la presencia masiva de macroalgas en toda la columna de agua y en el fondo de los estanques. Estas algas posiblemente atraparon los nutrientes (Boyd, 1990) y por consecuencia el agua se volvió muy transparente por la falta de fitoplancton. La presencia de macroalgas no fue considerada antes del experimento ya que nunca se habían presentado en estos meses (mayo y junio). Normalmente las poblaciones de macroalgas se presentan en los estanques durante los meses de invierno (Barraza-Guardado, 1986 y 1988) y en este caso se considera que el crecimiento de las mismas se prolongó favorecido por las condiciones anormales de bajas temperaturas que se presentaron en los meses del experimento. Por lo general, en cultivos realizados anteriormente por el DICTUS en estos mismos estanques, se ha observado que las macroalgas desaparecen de los estanques a mas tardar en abril y en este cultivo se prolongaron hasta principios de junio. Se analizó el comportamiento de la temperatura de un cultivo realizado en 1992 (Martínez-Córdova y Barraza-Guardado, 1992) en los mismos meses y días respecto a la temperatura registrada en el presente experimento y se encontraron diferencias significativas ($p < 0.0001$) de acuerdo al *andeva* LSD al 95%, tanto a las 06:00 A.M. como a las 15:00 P.M. (Apéndice II). Esto indicó

que en 1995 las temperaturas fueron particularmente mas bajas que en 1992, este hecho incluso prolongó la siembra de postlarvas en granjas camaronícolas de la región (Garmendia-Núñez, comunicación personal). La presencia de las macroalgas (*Chaetomorpha* sp. y *Enteromorpha* sp.) en estanques fue reportada por Subosa y Bautista (1991), ellos mencionan que no pudieron ser evitadas y reportan que su excesivo crecimiento afectó la sobrevivencia de los camarones los cuales fueron atrapados y enredados por las algas. De acuerdo a lo anterior, es posible que las macroalgas que se presentaron en este experimento hayan contribuido a que se registrara una baja sobrevivencia del camarón.

La variación semanal de los diferentes grupos de fitoplancton, así como de clorofila *a*, coincidieron en los cuatro tratamientos al presentar niveles altos al inicio del cultivo. Solamente para clorofila *a* en los tratamientos C y A los valores altos de este pigmento se registraron en semanas mas avanzadas del cultivo (semanas 3 y 4 para ambos). Esto indica que en las primeras semanas se logró mantener un cultivo masivo de fitoplancton, ya que los niveles bajos de transparencia también fueron observados. A la vez, también los nutrientes presentaron valores bajos, por lo que se infiere que hubo una disposición de ellos por el fitoplancton.

Normalmente para regiones tropicales se recomienda mantener densidades de fitoplancton total en estanques con *P. vannamei* entre 80×10^6 y 300×10^6 cel/l, y para clorofila *a* entre 50 y 75 mg/m³ (Clifford, 1994), estos niveles pueden variar dependiendo de la productividad natural de cada región y la disponibilidad de nutrientes en determinada granja (Villalón, 1991). El fitoplancton total en este experimento varió en un intervalo de 31×10^6 y 453×10^6 cel/l, y para clorofila *a* entre los 0.129 a 7.569 mg/m³, en los cuatro tratamientos.

Estos valores coinciden con lo recomendado únicamente en cuanto al fitoplancton total. Otras investigaciones llevadas a cabo en estanques con *P. vannamei* fueron realizadas por Wyban *et. al.* (1987); en Hawai, USA, en estanques solamente fertilizados. Ellos reportan niveles de clorofila *a* entre 6.5 y 8.4 mg/m³, con una sobrevivencia al final de la engorda entre los 69 y 83% y un peso total promedio entre 8.7 y 18.1 g. Casillas-Hernández e Ibarra-Gómez (1993) reportan en estanques fertilizados en el parque Acuícola La Atanasia, en Sonora, concentraciones de clorofila *a* entre 4.87 ± 3.0 y 5.33 ± 2.31 mg/m³, y aunque no reportan rendimientos, mencionan niveles de sobrevivencia al final de la engorda arriba del 50%. En Sonora, Martínez-Córdova *et. al.* (1994) realizaron engordas experimentales evaluando niveles de clorofila *a* entre 0.8 y 8.0 mg/m³, donde obtuvieron sobrevivencias altas entre 65 y 88%, con un peso total promedio del camarón entre 12.97 y 16.0 g. Páez-Osuna *et al.* (1995) en la granja Clementina, al sur de Sinaloa, también reportan niveles similares de clorofila *a* durante la engorda de *P. vannamei*, con sobrevivencias altas (8.5 ± 4.6 y 7.8 ± 4.1 mg/m³ y entre 79.1 y 87.0% de sobrevivencia). De acuerdo a estos resultados, se puede mencionar que los niveles de clorofila *a* en este experimento llegaron a coincidir con los trabajos mencionados donde se registró una sobrevivencia alta. Debido a ello, se puede inferir que la baja sobrevivencia que se presentó en este estudio no estuvo ligada a la productividad primaria.

En cuanto a la composición y abundancia del fitoplancton León *et. al.* (1986), mencionan que en los estanques de cultivo se presenta una baja diversidad de especies y que los grupos dominantes son las cianofitas y clorofitas. Al respecto estos autores observaron que este patrón si se cumple en estanques subtropicales como los del sur de Sinaloa, pero no se

observó lo mismo en el presente trabajo. De dos granjas ubicadas en Sinaloa, Esparza-Leal (1994) reporta una fuerte dominancia de cianofitas (99%) con densidades de 295.8×10^6 a $3,054.6 \times 10^6$ cel/l, y en forma menos abundantes las diatomeas y las fitoflageladas con densidades de 4×10^3 a $5,040 \times 10^3$ cel/l para las primeras y de 0 a 988×10^3 cel/l para las segundas. Por lo tanto, el fitoplancton total mostró valores muy similares a las densidades de las cianofitas. Páez-Osuna et al. (1995), también mencionan que el grupo de las cianofitas fueron las mas abundantes durante el cultivo estudiado. Cortés-Altamirano *et. al.* (1994) en una variación diurna realizada también en la granja Clementina, encontró una dominación de las cianofitas con abundancias de 253.9×10^6 a 489.5×10^6 cel/l y en menor proporción las diatomeas con densidades entre 69×10^3 y 208×10^3 cel/l. Por lo tanto, con éstos valores el fitoplancton total fue de 265.4×10^6 a 524.3×10^6 cel/l. Estos resultados coincidieron con las densidades de fitoplancton total cuantificados al inicio del cultivo del presente experimento, aunque difieren en composición de grupos dominantes. Martínez *et. al.* (1994) reportaron que las fitoflageladas fueron el grupo dominante con densidades de 100×10^6 a $3,000 \times 10^6$ cel/l y en menor proporción las nitzschias entre 1×10^6 a 140×10^6 cel/l y las navículas con densidades de 0 a 170×10^6 cel/l, donde el grupo de las cianofitas fué escaso. El presente trabajo coincide con este último en cuanto a la composición y dominancia, pero con densidades más bajas, ya que en los estanques las fitoflageladas se comportaron como el grupo mas dominante con densidades de 21×10^6 a 419×10^6 cel/l, con menor proporción las navículas con valores de 392×10^3 a 67.6×10^6 cel/l y las nitzschias las cuales registraron valores de 43.6×10^3 a 8.4×10^6 cel/l.

Los resultados de las correlaciones refuerzan el hecho que las fitoflageladas fueron el grupo más abundantes y con variaciones similares en sus abundancias temporales, ya que el fitoplancton total y las fitoflageladas fueron los únicos que se correlacionaron positivamente en los cuatro tratamientos. Así las fitoflageladas representaron el mayor componente del fitoplancton en el cultivo de preengorda de *P. vannamei*. Otros grupos que presentaron una variación en su abundancia similar al fitoplancton con correlación positiva fueron las nitzschias y navículas en los tratamientos fertilizados (F y AF). Esta correlación podría indicar que las nitzschias y navículas responden favorablemente a la aplicación de nutrientes y más importante aún a su manejo en los estanques. En forma aislada se correlacionaron el fitoplancton total con las nitzschias en el tratamiento A, esta correlación obedece más a una variación similar en el tiempo a que las nitzschias hayan contribuido significativamente al fitoplancton total. Las nitzschias presentaron promedios semanales de 196×10^3 a 8.7×10^6 cel/l, comparada con el fitoplancton total que fue de 30×10^6 y 158×10^6 , las cuales fueron densidades muy alejadas entre sí comparadas con las densidades casi similares que presentaron el fitoplancton total con las fitoflageladas en los cuatro tratamientos.

La abundancia del zooplancton se presentó más alta al inicio del cultivo. Este comportamiento se puede relacionar con la clorofila *a* y la abundancia del fitoplancton, ya que presentaron el mismo comportamiento. Los niveles altos de productividad primaria al inicio del cultivo favorecieron el establecimiento de las poblaciones de zooplancton en los estanques. Por otra parte, el zooplancton fue alto al inicio del cultivo pero en los tratamientos fertilizados se estableció en forma mas temprana (1 semana) y con densidades más altas, que en los tratamientos no fertilizados. Esto indica que el zooplancton responde favorablemente, en

menos tiempo, a la aplicación de fertilizantes y por consecuencia a niveles altos de productividad primaria.

Así como los grupos más abundantes del zooplancton se manifestaron altos hasta la semana 4, también fueron disminuyendo a través del cultivo a partir de la semana 6 y hasta el final de la preengorda, llegando incluso a valores cercanos a cero. El grupo de los copépodos fueron los que disminuyeron más tempranamente, ya que a partir de la cuarta semana se cuantificaron con densidades muy bajas. El comportamiento del zooplancton total, incluyendo los copépodos coincidió con el comportamiento de la transparencia la cual registró niveles bajos en las primeras cuatro semanas en C y A y hasta la tercera semana en F y AF, y posteriormente registró niveles altos hasta el final del experimento con valores cercanos a la transparencia total, incluso el tratamiento F en la semana 4 a la 8 presentó transparencia total. Esto indica que se mantuvo una columna de agua muy clara, lo cual es indicativo de una baja productividad.

El comportamiento de la abundancia de las larvas de gasterópodos y el resto de los grupos pudo verse influenciada por las condiciones ambientales, a partir de un ligero aumento de la temperatura y presentar altas abundancias hacia el final del cultivo. Por otro lado, la composición y abundancia del zooplancton en este experimento, coincide con otras investigaciones realizadas en estanques de cultivo con *P. vannamei*. Rubright *et. al.* (1981) reportaron que en estanques fertilizados y no fertilizados los grupos más abundantes fueron los copépodos, rotíferos y larvas de poliquetos. Sin embargo, los autores mencionados no detectaron las larvas nauplios ya que usaron un filtro de 125 μ el cual no retiene en su totalidad este importante grupo del zooplancton. El grupo de los rotíferos es característico de

aguas dulces y salobres (Thorp y Covich, 1991), estos investigadores trabajaron con aguas salobres (23.0 a 25.0‰) y en el presente estudio se manejaron niveles hiperhalinos (arriba de 40‰), explicando con ello su ausencia en los estanques.

En estanques de granjas de los estados de Sinaloa y Sonora, también se han reportado a las larvas de nauplios, copépodos y larvas de poliquetos como los grupos más abundantes (Rodríguez-Lara, 1992; Barraza-Guardado y Pastén-Miranda, 1993; Pérez-Flores *et. al.* 1994). En cuanto al comportamiento de la abundancia, Rubright *et. al.* (1981) reportaron valores altos al inicio del cultivo y a partir del día 40, los copépodos, larvas de poliquetos y rotíferos disminuyeron en forma constante hacia el final del cultivo con niveles cercanos a cero organismos por litro. Estos autores si encontraron diferencias significativas en estanques fertilizados con respecto a otros que no fueron fertilizados. Sin embargo, es importante destacar que los análisis los realizaron solamente cuando el zooplancton se presentó más abundante, es decir entre los días 8 al 32 y no de todo el cultivo. También se indicó que después del día 32 del cultivo, las densidades de los copépodos se mantuvieron bajas y similares entre los estanques. Las densidades que encontraron al inicio del cultivo en estanques fertilizados fueron entre 216 y 385 copépodos/l y para los estanques no fertilizados entre 89 y 142 copépodos/l, durante el inicio del cultivo. Por lo tanto se puede decir que en este estudio se registraron niveles más altos de copépodos que los reportados por Rubright *et. al.* (1981). Estos autores con esa abundancia zooplanctónica obtuvieron mejor rendimiento en estanques alimentados y fertilizados. Estos fueron entre 1,020 y 1,145 kg/ha, con un peso promedio entre 15 y 16 gr y una sobrevivencia entre los 60 y 78%. En donde solamente se alimentó obtuvieron una producción más baja, que fue entre los 815 y

1,135 kg/ha, con un peso total promedio entre 12 y 13 gr, con una sobrevivencia entre los 69 y 79%.

Rodríguez-Lara (1992) reportó de una granja con estanques fertilizados, valores de abundancia de nauplios entre 10 y 290 orgs/l, de larvas de poliquetos entre 0 y 176 orgs/l y de copépodos entre 0 y 108 orgs/l. Con estas abundancias a través del cultivo se obtuvo una sobrevivencia al final de la engorda, por arriba del 60%. Estos valores de zooplancton se encuentran dentro de lo cuantificado en la presente investigación, ya que en los tratamientos fertilizados los nauplios presentaron intervalos promedios entre los 32 y 9,588 orgs/l. De igual forma las larvas de poliquetos entre los 267 y 4,825 orgs/l y los copépodos entre 5 y 5,833 orgs/l. Valores similares de abundancias del zooplancton con rendimientos y sobrevivencias altas fueron registrados en un cultivo realizado anteriormente en estos mismos estanques Barraza-Guardado *et. al.*, (1993), reportan en estanques fertilizados y alimentados una abundancia promedio para los nauplios de 419 orgs/l, larvas de poliquetos con 59 orgs/l y copépodos con 73 orgs/l. Con estos promedios de zooplancton a través del cultivo se obtuvo un peso total promedio en los camarones de 12.97 gr, con un rendimiento de 1,918 kg/ha y una sobrevivencia del 73.0% al final de la engorda.

De acuerdo a lo anterior, se puede mencionar que tanto el comportamiento como los niveles de abundancia del zooplancton cuantificados en el presente estudio, coinciden con lo obtenido en otras investigaciones donde se obtuvieron sobrevivencias altas, incluso al final de la engorda. Esto implica por lo tanto, que la productividad zooplanctónica se mantuvo dentro de los niveles donde el camarón responde con un rendimiento y sobrevivencia altos, por lo que

la abundancia del zooplancton evaluada en el experimento no puede asociarse a la baja sobrevivencia obtenida por el camarón.

Las correlaciones entre grupos del zooplancton refuerzan el comportamiento discutido anteriormente sobre la abundancia. Al obtener las correlaciones entre las larvas nauplios, larvas de poliquetos y copépodos con el zooplancton total, indica que el mayor componente del zooplancton está dominado por ellos. Por su tendencia a correlacionarse entre sí destacan los nauplios y copépodos, lo cual se explica por el hecho de que los nauplios eran en su mayoría larvas nauplios de copépodos.

Los grupos más abundantes del zoobentos encontrados en este experimento coinciden con los reportados en otros estudios: Rubrigh *et. al.* (1981) reportaron como los más abundantes en estanques de cultivo de *P. stylirostris* a poliquetos (60%), copépodos harpacticoides (21%) y nemátodos (18%), Las especies de poliquetos que Rubrigh *et. al.* mencionan como las más abundantes fueron *Streblio benedicti* y *Polydora ciliata*. En el presente estudio lo fueron *Polydora socialis* y *Capitella capitata*. Lanari *et. al.* (1989) encontraron en estanques de *P. japonicus*, a gasterópodos, bivalvos, poliquetos, crustáceos (malacostráceas) e insectos (chironómidos), como los más abundantes. De igual manera, Carballo *et. al.* (1990), también encuentran para cultivos de *P. japonicus*, a los insectos (chironómidos y corixidos), bivalvos y gasterópodos como los más abundantes. Allan *et. al.* (1995), en tanques previamente preparados (fertilizados), determinaron predominancia de poliquetos, bivalvos, copépodos, anfípodos e insectos, mientras que en tanques no preparados (solamente rutinariamente fertilizados) dominaron los poliquetos y copépodos.

El comportamiento que registró el bentos total y los poliquetos como más abundantes hasta la tercer quincena y disminuir en la última, también fue encontrada por los autores arriba mencionados y ellos lo interpretaron como un consumo del bentos por parte del camarón. Rubrigh *et. al.* (1981) encontraron los niveles más altos de las poblaciones bentónicas (poliquetos, copépodos harpacticoideos y namátodos) del día 25 al 40 de cultivo y declinaron a densidades muy bajas en forma constante del día 50 hasta el final del cultivo, observando esto mismo con la abundancia del zooplancton (copépodos, larvas de poliquetos y rotíferos). En el presente estudio el zooplancton presentó el mismo comportamiento, por lo que se puede suponer que los niveles bajos de zooplancton al final de la precría fueron el resultado de un consumo directo del camarón hacia el zooplancton, ya que el camarón del tratamiento C creció sin alimento y sin fertilizante y el F solamente con fertilizante. Lanari *et. al.* (1989) mencionan que la fertilización incrementó significativamente el peso vivo de los camarones hasta el día 42 del cultivo, sin embargo posteriormente el punto de inflexión de la curva de crecimiento de *P. japonicus* en estanques fertilizados y sembrados a baja densidad ocurrió a los 64 días y en los no fertilizados a los 49 días, indicando con ello una alta disponibilidad del alimento natural en ese período y coincidiendo con lo observado por Rubrigh *et. al.* (1981). Este comportamiento también fue reportado por Carballo *et. al.* (1990), ellos mencionan que los chironómidos, corixidos y misidáceos disminuyeron su abundancia a partir del primer mes de cultivo, lo cual se debió principalmente al consumo de *P. japonicus*. Allan *et. al.* (1995), también encontraron una declinación en el crecimiento de *P. monodon* después de la semana 4 del cultivo, sin embargo aunque registraron una clara abundancia del meiobentos en la primera

semana, ésta no registró una clara declinación al final del cultivo, por lo que la disminución del crecimiento fue asociada a una baja de la temperatura y a un deterioro del sedimento.

El pastoreo del zoobentos por *P. vannamei* en este estudio puede ser inferida aún cuando no se hayan realizado análisis de contenido estomacal. Se puede inferir indirectamente al observar una disminución paulatina de la productividad natural o por comparación de estudios sobre contenido estomacal en otras especies de peneidos relacionándolos con los grupos bentónicos encontrados en este estudio.

Los hábitos alimenticios de los peneidos en el medio natural varían con la edad y la especie (Wickens, 1976). En su alimentación incluyen fragmentos de crustáceos, materia vegetal, pequeña fauna, flora bentónica y restos de animales indigeribles (Dall, 1965; Boddeke, 1983). Particularmente, *P. vannamei* fue descrito por Castro-González *et. al.* (1983) en el ambiente natural, como una especie omnívora o de alimentación detritívora. Con alimentación preferencial sobre el detritus, así como de forma secundaria sobre algas, restos de crustáceos y diatomeas, y ocasionalmente sobre los copépodos, cladóceros, rotíferos, anélidos, cumáceos y huevos y larvas de peces.

De acuerdo con estudios de contenido estomacal, Lanari *et. al.* (1989) encontraron que *P. japonicus* manifestó hábitos con una alimentación omnívoro-bentónico en estanques, con una variedad de organismos bentónicos que fueron consumidos, entre ellos los gasterópodos (*Hidrobia* sp.), bivalvos (*Abra* sp., *Cerastodermas edule*), poliquetos (*Nereis* sp. y *Ficopomatus enigmaticos*), crustáceos (Ostracoda, Copepoda, Malacostraca; Hippoidea y Palemonidea; Tanaidacea, Mysidacea, Amphipoda; *Gammarus aequicauda*, *Corophium insidiosum*, *Sphaeroma serratum* y *Cyathura carinata*) e Insecta (Chironomidae). Por otra

parte, Reymond y Lagardere (1990) mencionaron que *P. japonicus* se comportó como un carnívoro oportunista con una preferencia sobre insectos halofílicos (Chironómidos). Sin embargo, encontraron que la selección de presas estuvo de acuerdo con el tamaño, es decir que en la primer semana de cultivo el camarón consumió zooplancton y harpacticoides, durante los días 7 y 27 harpacticoides, del 27 al 62 chironómidos y del 62 al 86 macrobentos y chironómidos. Es decir, la secuencia de la dieta se resumió como zooplancton - harpacticoides - chironómidos - fauna macrobéntica. Los protozoarios consumidos (tintínidos y radiolarios), indicaron una conducta nectobentónica de los juveniles, consumiendo también nemátodos, poliquetos (*Polydora ligni*, *Capitella capitata*, *Nereis diversicolor*, etc.), moluscos, crustáceos, que fue el taxón mas representado en los estómagos (nauplios, copépodos calanoideos y harpacticoides, *Corophium insidiosum*, *Gammarus insensibilis*, mysidaceos, *Palemonetes varians*), peces e insecta (chironómidos, *Ephydra riparia*). Estos autores observaron también que el alimento artificial no excedió el 4% del volumen estomacal durante los muestreos en los cuales se suministró alimento. Los autores mencionados concluyeron que la mayor parte del alimento suministrado en la etapa de preengorda, no es ingerido por el camarón. pero fue utilizado en otros niveles tróficos, especialmente por las bacterias, lo cual estimuló la productividad natural. Allan *et. al.* (1995), después de la cosecha evaluaron el porcentaje de ocurrencia de presas en los estómagos de *P. monodon*, y encontraron copépodos, restos de insectos, algas, restos de exuvias de camarón y alimento artificial, lo cual indicó la preferencia sobre el zoobentos.

En general, todos los grupos de organismos planctónicos y bentónicos mencionados anteriormente fueron encontrados en el presente estudio. Se observó una alta frecuencia de

corixidos en la columna de agua de los estanques, pero no pudieron ser evaluados ya que escaparon a la colecta de agua para zooplankton, así como al muestreo de bentos. También se observó una incidencia alta de gasterópodos del género *Cerithidae* sp. y *Bulla* sp. que no pudieron ser evaluados.

De acuerdo con Anónimo (1994), los dos principales desechos de una granja de camarón que contribuyen a la degradación de la calidad del agua y el ambiente costero, son los nutrientes y los sólidos suspendidos, los cuales provocan la eutroficación del agua y la acumulación de sedimentos sobre los ecosistemas bentónicos.

Los estanques con frecuencia presentan una pesada carga de sedimento, el cual contiene un gran contenido de MO, ésta aumenta por la acumulación de alimento no consumido, desechos metabólicos del camarón (excretas) y plancton muerto (Boyd, 1990). La descomposición de la MO por las bacterias conduce a una mayor demanda de oxígeno disuelto en el estanque, necesario para llevar a cabo la redistribución de compuestos inorgánicos. Este proceso es lento y la tasa de sedimentación es más rápida, lo que ocasiona el deterioro de la calidad del agua y del fondo. Al respecto, Martínez-Córdova *et. al.* (1995) registraron una mayor demanda bioquímica de oxígeno (DBO) e incremento de MO en el sedimento, en estanques con una menor tasa de recambio (5 y 7.5%; con valores de MO entre 2.5 a 7.0 y 2.5 a 7.5%, respectivamente), al bajar los niveles en estanques manejados con una tasa de recambio mayor (10 y 15%, con valores de MO entre 2.5 a 6.0 y 2.3 a 6.5% respectivamente). El comportamiento de la MO durante el presente experimento, coincide con lo reportado por Grave-Lizárraga (1996). Este autor reporta que en estanques de *P. vannamei* alimentados con una ración más alta (2.5 y 3%) se acumuló una mayor cantidad de MO (4-8%), que en

estanques donde se alimentó con una ración menor (1.5 y 2.0%), los cuales presentaron niveles de MO entre 2.0 y 3.8%. Los valores de MO obtenidos en los cuatro tratamientos del presente estudio (C: 13.8 a 29.5 mgMO/g sedimento = 6.9 y 14.75% MO; A: 17.6 a 33.6 mgMO/g sedimento = 8.8 y 16.8% MO; F: 15.7 a 31.3 mgMO/g sedimento = 7.85 y 15.55% MO; AF: 17.3 a 27.9 mgMO/g sedimento = 8.65 y 13.95% MO), se presentaron más altos que los reportados en las investigaciones mencionadas. Este resultado es importante ya que los valores del experimento corresponden solamente a la fase de preengorda (51 días) y se comportaron altos, y los reportados anteriormente corresponden a valores de MO de un cultivo completo de 16 semanas y se comportaron bajos. Esto se puede explicar por la presencia masiva de macroalgas en todos los estanques, las cuales estuvieron continuamente muriendo y reproduciéndose, provocando así niveles altos de MO. Al respecto Dykyjova y Ulehlova (1978), citados por Boyd (1990), encontraron que en áreas del fondo de los estanques infestados con macrofitas acuáticas, presentaron concentraciones más altas de lodo que otras áreas.

V.3.-Parámetros fisicoquímicos.

En la variación de los nutrientes a través del cultivo se observó que todos los tratamientos recibieron aporte de nutrientes del estero. Los tratamientos fertilizados registraron valores más altos de nitratos y fosfatos. Sin embargo los no fertilizados también aumentaron sus concentraciones en los mismos muestreos aunque con niveles más bajos.

Los valores más altos de salinidad en los tratamientos fertilizados y alimentados, obedece al manejo del recambio del agua, ya que antes de aplicar los fertilizantes se bajaba el nivel a cero recambio para que fueran aprovechados, esto ocasionó una mayor concentración

de la salinidad. En cambio en los estanques control que no fueron manejados de esta manera presentaron niveles más bajos de salinidad. En todos los tratamientos y para las dos horas de muestreo (06:00 y 15:00 hrs), se presentaron valores hiperhalinos arriba de los 40.0‰ (según la clasificación de Carriker, 1967, citado en De la Lanza-Espino, 1994).

El comportamiento del oxígeno disuelto y del pH, está fuertemente ligado a la actividad fotosintética (Boyd, 1990; Villalón, 1991). Durante el día el fitoplancton consume dióxido de carbono y produce oxígeno, este proceso incrementa las concentraciones de oxígeno y eleva el pH del agua. De esta manera se explican los niveles más altos de oxígeno y pH por la tarde y con concentraciones mayores en F y AF debido a una mayor densidad de fitoplancton y macroalgas. Contrariamente, durante la noche las algas se convierten en consumidoras netas de oxígeno y el dióxido de carbono es liberado y acumulado, por consecuencia el oxígeno disminuye y el pH también baja. Esto explica los niveles más bajos por la mañana y por lo tanto los tratamientos no fertilizados tendrán un consumo menor que los fertilizados. Es decir, valores altos de pH en el día indican consumo de CO₂ y por este proceso el oxígeno disuelto y el pH se ven afectados y presentan una variación diaria similar.

Los rangos de los parámetros físicoquímicos que fueron medidos durante la preengorda, coinciden (exceptuando la salinidad) con lo recomendado para *P. vannamei* en cultivos comerciales. Fondepesca (1988), recomienda rangos normales para temperatura entre 24.0 y 35.0°C, para oxígeno disuelto por la mañana entre 3.0 y 7.0 mg/l y por la tarde entre 7.0 y 12.0 mg/l. Para pH por la tarde entre 8.0 y 9.0 unidades y salinidad entre 15.0 y 35.0‰. Ajustándose a estos niveles considerados como normales, diversos autores han obtenido un buen crecimiento con altas sobrevivencias, aún con salinidades elevadas como las del presente

estudio. Wyban *et. al.* (1987), en un cultivo semi-intensivo en Hawaii, USA, detectaron valores de temperatura entre 21.5 y 35.2°C, oxígeno disuelto entre 3.2 y 20.0 mg/l y niveles de pH entre 7.1 y 9.1, con una sobrevivencia alta al final de la engorda entre 69 y 83%, con camarones de talla comercial entre 12.0 y 18.0 g de peso total promedio.

En los cultivos realizados en los estados de Sinaloa y Sonora se ha preengordado y engordado a *P. vannamei* dentro de los rangos normales, pero con altas salinidades. Páez-Osuna *et. al.* (1995), en una granja comercial al sur de Sinaloa, encontraron valores de temperatura (27.4 ± 3.4 a 26.9 ± 2.1 °C), oxígeno disuelto (4.7 ± 3.2 a 5.69 ± 3.74 mg/l) y pH (8.3 ± 0.2 a 8.9 ± 0.2), de acuerdo con lo recomendado dentro de los rangos normales, exceptuando la salinidad (47.2 ± 1.3 a 48.3 ± 0.6 ‰). Este autor reporta una sobrevivencia alta de los camarones entre los 79 y 87% al final de la engorda, con un peso total promedio entre 11.9 y 16.0 g. Los trabajos realizados por Casillas-Hernández e Ibarra-Gómez (1993) y Casillas y Villarreal (1994) en el parque Acuícola La Atanasia, al sur de Sonora, coinciden con lo encontrado por Páez-Osuna *et. al.* (1995) y con los resultados del presente experimento, ya que las condiciones medioambientales están dentro de los rangos normales aunque con salinidades arriba de las 40.0‰ (temperatura entre 20.0 y 33.0°C; oxígeno disuelto entre 2.1 y 12.5 mg/l; pH de 8.0 y 45.0‰ de salinidad). Ellos obtuvieron camarones de talla comercial entre los 17.0 y 22.0 g de peso total con una sobrevivencia alta al final de la engorda del 50%. Es importante señalar que en cultivos anteriores realizados por el DICTUS (Martínez-Córdova *et. al.*, 1994), se han registrado sobrevivencias altas (75 al 80%) con temperatura hasta de 34.0°C, así como con valores de oxígeno disuelto abajo de los 2.0 mg/l y con salinidades hasta de 50.0‰.

De acuerdo a lo arriba discutido, se puede mencionar que los valores de temperatura, oxígeno disuelto y pH, medidos durante la preengorda del presente experimento, coinciden con los rangos normales recomendados para *P. vannamei*, exceptuando la salinidad. Sin embargo, es importante recalcar que en los cultivos anteriores a éste Barraza-Guardado (1986), Barraza-Guardado (1988) y Martínez-Córdova *et.al.* (1994) encontraron que las altas salinidades no afectaron la sobrevivencia. Es decir que los parámetros fisicoquímicos no pueden considerarse un factor que haya afectado para que se registrara una baja sobrevivencia en este estudio. Es muy posible que la baja sobrevivencia haya estado ligada a una baja calidad de las postlarvas, ya que en el laboratorio de producción se presentaron problemas de bajas sobrevivencias en los cultivos larvarios. Por otra parte, no se puede descartar que los niveles de oxígeno hayan disminuido abajo de lo tolerable por el camarón en los días en que no se midió este parámetro, lo que pudo ocasionar una mortalidad masiva. Esto es factible, ya que aunado a esto, la presencia de macroalgas demandaron una cantidad extra de oxígeno durante la noche, afectando probablemente la sobrevivencia del camarón.

VI.- CONCLUSIONES.

De acuerdo con los resultados anteriormente mencionados, se encontró que *P. vannamei* obtuvo al final de la preengorda un mayor crecimiento en peso total en el tratamiento donde se alimentó y fertilizó (4.84 g) y donde únicamente se fertilizó (4.47 g). Un menor crecimiento se obtuvo en el tratamiento donde solamente se alimentó (3.47 g) y en el tratamiento control (3.27 g). El mejor crecimiento referido destaca la importancia de la rutina de la fertilización en la generación de una biota de valor nutricional que fue aprovechada por el camarón. De igual forma, el menor crecimiento sobre todo en el tratamiento control, indica que únicamente con la productividad natural puede ser preengordado *P. vannamei* aunque registra un crecimiento menor.

Con respecto al crecimiento en longitud total se encontró que al final de la preengorda, *P. vannamei* registró valores similares entre los tratamientos A (8.04 cm), F (8.32 cm) y AF (8.52), los cuales fueron significativamente mas altos que C (7.48 cm).

La mayor sobrevivencia fue registrada en los tratamientos donde se fertilizó, sin embargo en general se obtuvieron porcentajes bajos en los cuatro tratamientos. Los cuales no estuvieron asociados al comportamiento de la productividad natural, así como tampoco a la variación de los parámetros fisicoquímicos, la cual pudo deberse a la calidad de las postlarvas o a la presencia de macroalgas.

En general la abundancia del fitoplancton, clorofila *a*, zooplancton y zoobentos, registraron una misma variación en los cuatro tratamientos durante la preengorda. Este comportamiento se debió a que la abundancia en los tratamientos fertilizados tendió a

igualarse con los otros tratamientos por la suspensión temporal de la aplicación de fertilizantes.

En todos los componentes de la productividad natural se observó que la abundancia se registró alta al inicio del cultivo y disminuyó significativamente al final del mismo, lo cual fue indicativo que el camarón dispuso de estos componentes para su alimentación.

El fitoplancton en los estanques se compuso por un bajo número de grupos, los cuales fueron las fitoflageladas, navículas y nitzschias. De acuerdo con la abundancia fitoplanctónica y con los resultados de las correlaciones de Spearman se encontró que el mayor componente del fitoplancton total fue el grupo de las fitoflageladas.

En los cuatro tratamientos se encontró que dentro del zooplancton los grupos que estuvieron siempre presentes y con abundancias altas fueron las larvas de nauplios, larvas de poliquetos y copépodos, igualmente los grupos que no tuvieron una presencia continua fueron los tintínidos, medusas, platelmintos, nemátodos, sagitas, larvas de cirripedios, isópodos, anfípodos, zoeas, insectos y larvas de peces, todos con una densidad muy baja. De acuerdo con los valores de abundancias obtenidas y a los análisis de correlación de Spearman se encontró que los nauplios, poliquetos y copépodos fueron los más abundantes del zooplancton.

Los grupos del zoobentos que siempre estuvieron presentes en los cuatro tratamientos fueron los poliquetos (*Polydora socialis* y *Capitella capitata*), anfípodos (*Corophium baconi* y *Pontogeneia opata*) e insectos (Chironomidos). De acuerdo con la abundancia del bentos total y de los poliquetos, y con los resultados de las correlaciones de Spearman los poliquetos fueron el grupo más abundante en los estanques.

La fertilización afectó significativamente los valores de la productividad natural en los estanques, ya que el zooplancton al inicio del cultivo se expresó abundante en forma mas temprana en los tratamientos fertilizados (F y AF). El fitoplancton y las clorofilas se manifestaron abundantes en los mismos tratamientos al inicio del cultivo, pero con valores mas altos que en los no fertilizados, observándose lo mismo en el zoobentos.

Se encontró que en los tratamientos donde se alimentó se acumuló significativamente una mayor cantidad de materia orgánica. Por otro lado, las macroalgas al descomponerse contribuyeron a elevar considerablemente los niveles de materia orgánica y aceleraron el deterioro del fondo de los estanques.

El cultivo de camarón se desarrolló dentro de los niveles normales recomendados para los parámetros fisicoquímicos, con excepción de la salinidad que siempre se comportó con valores hiperhalinos.

Se concluye que al fertilizar los estanques y al mismo tiempo alimentar los camarones se obtiene un mejor crecimiento y una mayor sobrevivencia.

VII.- RECOMENDACIONES.

1.- Evaluar los valores de la productividad natural que se generan en estanques fertilizados y relacionarlos con el crecimiento y la producción de *P. vannamei*, sin presencia de las macroalgas.

2.- Determinar el punto crítico dentro de la preengorda, cuando las poblaciones de productividad natural se abaten y cuando el camarón demanda por primera vez alimento artificial, considerando para ello densidades de siembra manejadas en granjas comerciales.

3.- Realizar análisis de contenido estomacal a los camarones de diferentes tallas durante su crecimiento, con el propósito de conocer la preferencia alimenticia de *P. vannamei* en los estanques. Asimismo, apoyarse con bioensayos de laboratorio utilizando zooplancton y organismos bentónicos.

4.- Aparte de evaluar la abundancia de los diferentes componentes de la productividad, realizar identificaciones más específicas de los organismos que la componen.

VIII.- LITERATURA CITADA.

- Akiyama, D.M. y N.L.M. Chwang. 1990.** Shrimp Feed Requirements and Feed Management. En: Proceedings, Southeast Asia Shrimp Farm Management Workshop, Philippines, Indonesia, Thailand, July 26-August 11, 1989. D.M. Akiyama (Editor). American Soybean Association, Singapore. p: 75-82.
- Alexander, L.T. y H.H. Byers. 1932.** A critical laboratory review of methods of determining organic matter and carbonates in soil. U.S. Dept. Agr. Tech. Bull. 317 pp.
- Allan, G.L., D.J.W. Moriarty y G.B. Maguire. 1995.** Effects of pond preparation and feeding rate on production of *Penaeus monodon* Fabricius, water quality, bacteria and benthos in model farming ponds. *Aquaculture*, 130: 329-349.
- Almazan, G. y C.E. Boyd. 1978.** Phytoplankton and tilapia yields in ponds. *Aquaculture*, 15: 75-77 .
- Anderson, R.K., P.L. Parker y A. Lawrence. 1987.** A $^{13}\text{C}^{12}$ traced study of the utilization of presented feed by a commercially important shrimp *Penaeus vannamei* in a pond growout system. *J. World Aquacult. Soc.* 18: 148-155.
- Anónimo, 1994.** How to compete a deteriorated environment in shrimp culture. *C.P. Shrimp News*, 2(6): 1-2.
- Apud, F.D., J.H. Primavera y P.L. Torres, Jr. 1985.** Farming of Prawns and Shrimps. *Aquaculture Extension Manual No. 5*. 3rd. Edn. South East Asian Fish. Dev. Cent., Tigbauan, Iloilo, Philippines. 66 pp.
- Arredondo-Figueroa, J.L. 1990.** Análisis del cultivo de camarón en México al término de 1989. En: *La Acuicultura en México; de los conceptos a la producción*. De la Lanza-Espino y Arredondo Figueroa (compiladores). Instituto de Biología, UNAM: 77-104.
- Ayub M. y C.E. Boyd. 1994.** Comparison of different methods for measuring organic carbon concentration in pond bottom soils. *Journal of the World Aquaculture Society*, 25(2): 322-325.
- Barnard, J.L. 1979.** Littoral Gammaridean Amphipoda from the Gulf of California and the Galapagos Islands. *Smithsonian Contrib. to Zoology No. 271*. 149 pp.
- Barraza-Guardado, R.H. 1986.** Establecimiento de un Prototipo Comercial de Camarón Azul, *P. stylirostris*, en Lagunas Costeras. Informe Final, CICTUS - CONACyT, Clave PCMABNA-001173. 55 pp.

- Barraza-Guardado, R.H. 1988.** Establecimiento de un Prototipo Comercial de Camarón Azul, *P. stylirostris*, en Estanques de Cultivo. CICTUS - CONACyT, Clave: IVT-RM-NAL-80-1179. 52 pp.
- Barraza-Guardado, R.H., A. Nuñez y L.R. Martínez. 1993.** Abundancia relativa del zooplancton en estanques de cultivo de camarón. En: Resúmenes del V Congreso Latinoamericano de Ciencias del Mar, UABCS - ALICMAR: del 27 de septiembre al 1 de octubre, La Paz, B.C.S.
- Barraza-Guardado, R.H. y N. Pastén-Miranda. 1993.** Serie de Tiempo y Variación Estacional del Plancton en el Parque Acuícola "La Atanasia". 1er. Informe Parcial. CICTUS-FFAES. 42 pp.
- Boddeke, R. 1983.** Survival Strategies of Penaeid Shrimp and their Significance for Shrimp Culture. First International Biennial Conference on Warmwater Aquaculture-Crustacea. Brigham Young University. Laei, Hawaii, p: 514-523.
- Boyd, C.E. 1990.** Water Quality in Ponds of Aquaculture. Auburn University. Birmingham Publishing Co. Alabama. 482 pp.
- Brusca, R.C. 1980.** Common Intertidal Invertebrates of the Gulf of California. The University of Arizona Press. Tucson, Az. Second Edition. 513 pp.
- Carballo, J.L., J.R. Arrebola y P. Carmona. 1990.** Contribución del zoobentos en la alimentación natural de *Penaeus japonicus* Bate (Crustacea, Penaeidae), durante las primeras fases de cultivo en condiciones semi-intensivas. Actas III Congreso Nac. Acuicult. Santiago de Compostela, España, p: 379-384.
- Casillas-Hernández, R. y J.C. Ibarra-Gámez. 1993.** Efecto del fertilizante inorgánico durante la preparación de estanques para cultivo semi-intensivo de camarones en la Costa Sur del Desierto de Sonora, México. II Simposio Centroamericano sobre Camarón Cultivado. Tegucigalpa, Honduras. p: 129-137.
- Casillas, R. y H. Villarreal. 1994.** Semi-intensive Culture of the White Shrimp *Penaeus vannamei* in the Northwest of Mexico: South Coast of Sonora. Book of Abstracts, Aquaculture'95. San Diego, California, USA. 235 p.
- Castro-González, J.J., I. Molina y D. Domínguez. 1983.** Análisis del contenido estomacal de camarón blanco *Penaeus vannamei* (Boone, 1931), en su fase juvenil y pre-adulta, en el Estero El Verde, Sinaloa, México. Memorias del Servicio Social, Esc. Cienc. Mar, Univ. Autón. Sinaloa. 114 pp.
- Chen, Y.-L.L. y H-Y Chen. 1992.** Juvenile *Penaeus monodon* as effective zooplankton predators. Aquaculture, 103: 35-44.

- Chu, K.H. y C.K. Shing. 1986.** Ingestion rate of brine shrimp Nauplii by *Metapenaeus ensis*: effects of food concentration and starvation. En: The First Asian Fisheries Forum, Asian Fisheries Society, Manila Philipines. J.L. Maclean, L.B. Dizon and L.B. Hosillos (Editors). p: 551-554.
- Clifford, H.C. 1985.** Semi-intensive Shrimp Farming. En: Texas Shrimp Farming Manual - An Update on Current Technology. G.W. Chamberlain, M.G. Haby and R.J. Miget (Editors), Texas A&M University System, Research and Extension Center, Corpus Christi, TX, p: 15-43.
- Clifford, H.C. 1994.** El Manejo de estanques camaróneros. En: Memorias del Seminario Internacional sobre Camarón en México, "Camarón 94". Mazatlán, Sinaloa, del 10 - 12 de febrero. p: 1-39.
- Coleman, J.A. y P. Edwards. 1987.** Feeding Pathways and Environmental Constraints in Wastefed Aquaculture: Balance and Optimization. En: Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture. D.J. Moriarty and R.S.V. Pullin (Editors). ICLARM Conference Proceedings 14; International Centre for Living Aquatic Resource Management, Manila Philippines, p: 240-279.
- Conover, W.J. 1971.** Practical Nonparametric Statistics. John Wiley & Sons. New York. 493 pp.
- Cortés-Altamirano, R., F. Páez-Osuna, S.R. Guerrero-Galván y H. Esparza-Leal. 1994.** Ritmo diario del Fitoplancton y Parámetros Ambientales en Estanques Salobres para Cultivo de Camarón, Mazatlán, Sin. México. En: Efecto de la Calidad del Agua y Composición Biológica sobre la Producción en Granjas Camaronícolas. Informe Final. UNAM-CONACyT, Clave 0625-N9110. 436 pp.
- Dall, W. 1965.** Food and feeding of Australian penaeid shrimps. FAO Fish. Rep., 2: 251-258.
- Daniel, W.W. 1993.** Bioestadística. Base para el Análisis de las Ciencias de la Salud. Ed. Limusa, México. 283-341 pp.
- De la Lanza-Espino, G. 1994.** Química de las Lagunas Costeras y el Litoral Mexicano. En: Lagunas Costeras y el Litoral Mexicano. De la Lanza-Espino G. y C. Cáceres-Martínez (Editores). Univ. Autón. de Baja California Sur. Taller de Artes Gráficas de la UABCS. p: 127-198.
- De la O-Villanueva M. y A. Villalba-Atondo, 1986.** Estudio Sedimentológico Interior y Geología Aledaña de la Laguna Costera La Cruz, Bahía de Kino, Sonora, y su Relación con sus Organismos Bentónicos (Bivalvos). Tesis Profesional, Depto. de Geología, UNISON. 104 pp.

- Dikyjova, D. y B. Ulehlova. 1978.** Structure and Chemistry and Fishpond Bottom. En: Ecological Studies. D. Dykyjova y J. Kvet (Editores). Springer-Verlag, Berlin, Germany. Vol.28, p: 141-155.
- Emerson, W.D. 1984.** Predation and energetics of *Penaeus indicus* (Decapoda: Penaeidae) larvae feeding of *Braquionus plicatilis* and *Artemia* nauplii. *Aquaculture*, 38: 201-209.
- Esparza-Leal H.M. 1994.** Evaluación Cuantitativa y Cualitativa del Fitoplancton en dos Sistemas de Cultivo de Camarón, Sistemas Semi-intensivo e Intensivo, en Sinaloa, México. Tesis Profesional, Esc. Cienc. Mar, Univ. Autón. Sinaloa. 56 pp.
- Figueroa, J.L.A. 1991.** Pond Fertilization Methods. Purina Shrimp Farming Workshop. Mazatlán, Sin. Julio 1991. 38 pp.
- Fondepesca.1988.** Manual de Engorda de Camarón. Cultivo Semi-intensivo del Camarón Blanco del Pacífico Mexicano. Secretaría de Pesca, México. 101 pp.
- Fry, J.C. 1987.** Functional Roles of the Major Groups of Bacteria Associated with Detritus. En: Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture. D.J.W. Moriarty y R.S.V. Pullin (Editores), ICLARM Conference Proceedings 14; International Centre for Living Aquatic Resource Management, Manila Philippines, p: 83-121.
- Fry, J.C. 1993.** One-Way Analysis of Variance. In: Biological Data Analysis. J.C. Fry (Ed.), p: 4-11.
- Garmendia-Núñez, E.A. 1994.** Costo de producción en sistema de cultivo semi-intensivo. En: Memorias del Seminario Internacional de Camaronicultura en México "Camarón'94". Mazatlán, Sinaloa, México. p:1-12.
- Garson, G.I., R.M. Pretto y D.B. Rouse. 1986.** Effects of manures and pelleted feeds on survival growth, and yield of *Penaeus stylirostris* and *Penaeus vannamei* in Panama. *Aquaculture*, 59: 45-52.
- Geiger, J.G. 1983.** A review of pond zooplankton production and fertilization for the culture of larval and fingerling striped bass. *Aquaculture*, 35: 353-369.
- González, E.P. 1988.** Contribution of Natural Food to the Growth and Survival of Tiger Prawn Postlarvae/Juveniles in Brackishwater Ponds. Tesis de Maestría. Asian Institute of Technology, Bangkok, Thailand. 81 pp.
- Goodyear, C.P., C.E. Boyd y R.J. Beyers. 1972.** Relationships between primary productivity and mosquitofish (*Gambusia affinis*) production in large microcosms. *Limnol. Oceanogr.*, 17: 445-450.

- Grave-Lizárraga, L. 1996.** Comparación de Dos Métodos para Cuantificación de Materia Orgánica en Estanques de Cultivo de Camarón con Diferentes Niveles de Alimentación y Fertilización. Tesis Profesional, Esc. Ciencias Químicas. Univ. de Sonora. 54 pp.
- Hasle, G.R. 1978.** Using the Inverted Microscope. In: Phytoplankton Manual. A. Sournia (Editor). UNESCO, Paris. p: 191-197.
- Hernández-Llamas, A. J.L. Hernández-Lizardi, M. González-Garibay y F.J. Magallón-Barajas. 1993.** Growth and survival response of *Penaeus stylirostris* (Stimpson) to fertilization, pelleted feed and stocking density in earthen ponds. *Aquaculture and Fisheries Management*, 24: 57-69.
- Hernández-Llamas, A., F.J. Magallón-Barajas, C.H. Lechuga-Deveze, J.J. Bustillos-Guzmán y D. López-Cortés. 1995.** Growth potential of wild juvenile *Penaeus stylirostris* in earthen ponds receiving chemical and organic fertilizers, and pelleted feed. *Aquacultural Engineering*, 14(4): 317-330.
- Huet, M. 1979.** Textbook of Fish Culture. Breeding and Cultivation of Fish. Fishing News Books Ltd. Farnham, Surrey, England. 60 pp.
- Kudenov, J.D. 1980.** Annelida: Polichaeta (*Bristleworms*). En: Common Intertidal Invertebrates of the Gulf of California (Ed. Richard C. Brusca). The University of Arizona Press. Tucson. p: 77-123.
- Lanari, D., R. Ballestrazzi y E. Tibaldi. 1989.** Effects of fertilization and stocking rate on the performance of *Penaeus japonicus* (Bate) in pond culture. *Aquaculture*, 83: 269-279.
- Leber, K.M. y G.D. Pruder. 1988.** Using experimental microcosms in shrimp research: The growth enhancing effect of shrimp pond water. *J. World Aquacult. Soc.*, 19(4): 197-203.
- León E., O. Gonzales, N. Quiñones y A. Gonzales. 1986.** Phytoplankton behavior in 4 fertilized ponds in the province of Pinar del Rio. *Acuicultura: Bol. Tec. No. 7*, 24 pp.
- Ligth, W.J. 1978.** Spionidae Polichaeta Annelida. California Academy of Sciences. The Boxwood Press. Pacific Grove, California. 211 pp.
- Maguirre, G.B. y J.D. Bell. 1981.** The effects of fish on growth and survival of school prawns *Metapenaeus macleay* (Haswell) in some Australian brackish water farming ponds. *Aquaculture*, 24: 267-283.
- Martínez-Córdova, L.R. y R.H. Barraza-Guardado. 1992.** Policultivo de camarón y moluscos en estanques. Informe Final, UNISON-FONDEPESCA, 43 pp.

- Martínez-Córdova, L.R., R.H. Barraza-Guardado, N. Pastén-Miranda, G. Gallegos-Simental, J. Mondragón-Mota e I. Vázquez-Salgado. 1994.** Seguimiento y Optimización del Alimento en el Cultivo de Camarón. UNISON-CONACyT, Clave; 0210A9107. 72 pp.
- Martínez-Córdova, L.R., H. Villarreal y M.A. Porchas. 1995.** Culture of white shrimp *Penaeus vannamei* in reduced water exchanges ponds in Sonora, Mexico. World Aquaculture, 26(4): 47-48.
- Melack, J.H. 1976.** Primary productivity and fish yields in tropical lakes. Trans. Amer. Fish. Soc., 105: 575-580.
- Moriarty, D.J.W., H.L. Cook, R.B. Hassan y M. Thanabal. 1987.** Primary production and meiofauna in some penaeid prawn aquaculture ponds at Gelang Patah, Malay, Agric. J., 54: 37-51.
- Nailon, R.W. 1985.** Extensive Grow-out System for Shrimp. En: Texas Shrimp Farming Manual: An Update on Current Technology. G.W. Chamberlain, M.G. Haby y R.J. Miget (Editores), Texas A&M University System Research and Extension Centre, Corpus Christi, TX. p: 43-48.
- Newell, G.E. y R.C. Newell. 1963.** Marine Plankton. A Practical Guide. Hutchinson Educational. University of London. London, Inglaterra. 219 pp.
- Núñez-Pastén A., R. Cortes-Altamirano y L.G. Perez-Rodriguez (1992).** Sistemas de mallas sobrepuestas para la evaluación de zooplancton en estanques de cultivo para camarón. Rev. Ciencias del Mar, Epoca 1, No. 12: 27 - 30.
- Ochoa-Muñoz, V.J. 1994.** Camaronicultura en México. En: Memorias del Seminario Internacional de Camaronicultura en México "Camarón'94". Mazatlán, Sinaloa, México. 12 pp.
- Ordner, M.T. y A.L. Lawrence. 1987.** Importance of polychaetes to penaeid pond culture. J. World Aquacult. Soc. (Aquacult. Commun.), 18: 36A-37A.
- Páez-Osuna, F., S.R. Guerrero-Galván, A.C. Ruiz-Fernández y R. Espinoza-Angulo. 1995.** Dynamic behaviour of the water quality parameters of semi-intensive shrimp ponds in the Northwest Coast of Mexico. Marine Pollution Bulletin. (En prensa).
- Paranaguá, M.N. y S. Neumann. 1980.** Estudo ecológico da região de Itmaracá - Pernambuco zooplancton dos viveiros de cultivo de peixes de Itamaracá-pe. Rev. Nordest. Biol., 3 (especial): 187-206.

- Parsons, T.R., Y. Maita y C. M. Lalli. 1984.** A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis. Pergamon Press, New York. 173 pp.
- Pérez-Farfante I. 1988.** Illustrated key to penaeoid shrimps of commerce in the Americas. NOAA Technical Report NMFS 64. 32 pp.
- Pérez-Flores, J.M., D. Delval y F.J. Gaxiola. 1994.** Evaluación del Zooplancton por Fracciones de Tamaño obtenidas con un Multifiltrador en un Estanque Semi-intensivo de Camarón, en la Granja Clementina, Mazatán, Sinaloa. Tesis Profesional, Esc. Cienc. Mar, Univ. Autón. Sinaloa: 46 pp.
- Perschbacher, P.W. y K. Strawn. 1984.** Depth distribution and composition of macroinvertebrate communities in enriched, low-salinity fish culture ponds. J. World Maricul. Soc. 15: 341-354.
- Quick, R.A. Jr. y J.A. Morris. 1976.** Experimental extensive of penaeid shrimp in a simulated dredged material disposal. Area Proc. World Maricul. Soc., 7: 305-327.
- Reymond, H. y J.P. Lagardere. 1990.** Feeding rhythms and food of *Penaeus japonicus* Bate (Crustacea, Penaeidae) in salt marsh ponds: Role of halophilic entomofauna. Aquaculture, 84: 125-143.
- Rodríguez-Lara, G.P. 1992.** Composición y Abundancia del Zooplancton en Estanques de Cultivo Semi-intensivos de Camarón. Tesis Profesional, Esc. Cienc. Mar, Univ. Autón. Sinaloa. 55 pp.
- Rodríguez-Marin, M.F. y J.F. Reprieto-García (Editores). 1984.** El Cultivo del Camarón Azul *Penaeus stylirostris* STIMPSON. Universidad de Sonora. Hermosillo. 126 pp.
- Rosenberry, R. 1994.** World Shrimp Farming 1993. Aquaculture Digest, San Diego, CA, USA.
- Roth, V. y W. Brown. 1980.** Arthropoda: Insecta. En: Common Intertidal Invertebrates of the Gulf of California. (Ed. Richard C. Brusca). p: 326-346.
- Rubright, J.S., J.L. Harrell, H.W. Holcomb y J.C. Parker. 1981.** Responses of planktonic and benthic communities to fertilizer and feed applications in shrimp mariculture ponds. J. World Maricul. Soc., 12(1): 281-299.
- Schwoerbel, J. 1975.** Investigación cuantitativa del fitoplancton. En: Métodos de Hidrobiología. Blume (Editor). Madrid, p: 73-87.
- Sepesca. 1987.** Guía Práctica para la Fertilización de los Estanques utilizados en la Acuicultura. México, D.F. 20 pp.

- Shigueno, K. (Editor). 1975.** Shrimp Culture in Japan. Association for International Technical Promotion. Tokio. 153 pp.
- Smith, D.L. 1977.** A Guide to Marine Coastal Plankton and Marine Invertebrate Larvae. Kendall Hunt Publishing Co. Dubuque, Iowa. 40 pp.
- Sournia, A. (Editor). 1978.** Phytoplankton Manual UNESCO. Paris. 337 pp.
- Strickland, J.D.H. y T.R. Parsons. 1972.** A practical Handbook of Seawater Analysis. Fish. Res. Board Can. Bull. 167: 310 pp.
- Subosa, P.F. y M.N. Bautista. 1991.** Yield of *Penaeus monodon* Fabricius in brackishwater ponds given different fertilizer combinations. Aquaculture, 94: 39-48.
- Thorp, J.H. y A.P. Corvich. 1991.** Introduction to Freshwater Invertebrates. In: Ecological and Classification of North American Freshwater Invertebrates. Thorp J.H. and A.P. Corvich (Eds). Academic Press, San Diego, California, U.S.A. p: 1-15.
- Tood, C.D. y M.S. Laverack. 1991.** Coastal Marine Zooplankton. A Practical Manual for Students. Cambridge University Press. New York. 106 pp.
- Tregouboff, G. y M. Rose. 1957.** Manuel de Planctonologie Méditerranéenne. Tomo II. Centre National de la Recherche Scientifique, Paris. 203 pp.
- Villalón, J.R. 1991.** Practical Manual for Semi-intensive Commercial Production of Marine Shrimp. TAMU-SG-91-501. Texas A & M University, Sea Grant Collage Program, Collage Station, Texas. 103 pp.
- Vollenweider, R.A. 1969.** A manual on methods for measuring primary production in aquatic environments. Inter. Biol. Progr. 12: 7 pp.
- Wickens, J.W. 1976.** Prawn biology and culture. Oceanogr. Mar. Biol. An Annual Review, 14: 435-507.
- Wyban, J.A., C.S. Lee, V.T. Sato, J.N. Sweeney y W.K. Richards, Jr. 1987.** Effect of stocking density of shrimp growth rates in manure-fertilized ponds. Aquaculture, 61: 23-32.
- Wyban, J., W.A. Walsh y D.M. Godin. 1995.** Temperature effects on growth, feeding rate and feed conversion of the Pacific white shirmp (*Penaeus vannamei*). Aquaculture, 138: 267-279.

APÉNDICE I

Apéndice I.- Composición y abundancia promedio semanal (\pm desviación estándar) del zooplankton (No.Orgs/l) en los tratamientos. El símbolo (-), indica que no hubo organismos.

A.- Tratamiento Control.

TRATAMIENTO: C	1	2	3	4	5	6	7	8	9
GRUPOS									
CILIATEA									
Tintinida	-	-	-	-	-	-	-	-	3.7 \pm 1.7
HIDROZOA									
Leptomedusae(<i>Obelia</i> sp)	-	0.32 \pm 0.64	-	-	6.7 \pm 8.5	5.2 \pm 3.3	15 \pm 14	0.44 \pm 0.35	0.37 \pm 0.53
PLATYHELMINTES									
Polycladida	-	-	-	-	0.39 \pm 0.74	3.4 \pm 4.8	2.5 \pm 3.4	0.63 \pm 1.2	0.47 \pm 0.48
NEMATODA	-	-	-	-	-	-	-	1.8 \pm 1.4	1.7 \pm 1.0
CHAETOGNATHA									
<i>Sagitta</i> sp	0.006 \pm 0.01	-	-	-	-	-	-	-	-
POLYCHAETA: larvas	0.95 \pm 1.9	86 \pm 54	333 \pm 319	2795 \pm 3471	2711 \pm 1192	156 \pm 72	17 \pm 19	18 \pm 11	18 \pm 12
GASTROPODA: veliger	-	3.1 \pm 4.7	-	5.0 \pm 4.1	117 \pm 38	191 \pm 75	148 \pm 140	89 \pm 60	19 \pm 17
OSTRACODA	-	-	-	-	-	0.01 \pm 0.01	-	-	-
COPEPODA									
Larvas Nauplios	782 \pm 236	1536 \pm 418	2470 \pm 758	3175 \pm 1069	934 \pm 362	521 \pm 265	235 \pm 173	365 \pm 617	18 \pm 10
Copepodos Juveniles	2.75 \pm 2.1	153 \pm 84	142 \pm 195	158 \pm 230	60 \pm 33	6.3 \pm 3.2	4.3 \pm 4.2	2.3 \pm 2.3	2.3 \pm 1.7
Copepodos Parásitos	-	-	-	-	0.01 \pm 0.01	0.01 \pm 0.01	-	-	-
<i>Pseudodiaptomus euryhalinus</i>	18 \pm 18	267 \pm 63	692 \pm 1062	97 \pm 89	51 \pm 16	0.29 \pm 0.13	-	0.06 \pm 0.05	0.07 \pm 0.07
<i>Acartia bacorehuisensis</i>	0.91 \pm 0.66	4.1 \pm 4.2	30 \pm 36	25 \pm 17	2.1 \pm 2.4	0.37 \pm 0.39	0.20 \pm 0.15	0.59 \pm 0.57	0.59 \pm 0.58
<i>Labidocera</i> spp	-	0.006 \pm 0.01	0.03 \pm 0.06	-	-	0.006 \pm 0.01	-	-	-
<i>Microsetella</i> sp	0.09 \pm 0.06	0.31 \pm 0.36	0.16 \pm 0.31	1.8 \pm 1.6	0.54 \pm 0.66	0.11 \pm 0.05	0.14 \pm 0.06	0.03 \pm 0.02	0.03 \pm 0.04
<i>Euterpina</i> sp	-	-	0.94 \pm 1.5	0.16 \pm 0.31	0.31 \pm 0.54	0.006 \pm 0.01	-	-	-
<i>Metis</i> sp	0.04 \pm 0.03	-	-	0.05 \pm 0.09	0.06 \pm 0.08	0.006 \pm 0.01	-	-	0.02 \pm 0.02
<i>Oithona nana</i>	1.0 \pm 0.04	3.28 \pm 5.4	11.0 \pm 12.0	6.4 \pm 9.0	0.08 \pm 0.12	0.006 \pm 0.01	0.01 \pm 0.03	0.006 \pm 0.01	0.006 \pm 0.01
CIRRIPEDIA									
Larvas de <i>Balanus</i>	-	-	-	-	-	0.63 \pm 1.2	-	-	0.09 \pm 0.19
ISOPODA	-	0.16 \pm 0.31	-	-	-	-	-	-	-
AMPHIPODA									
Gammauridea	-	-	-	0.006 \pm 0.01	-	0.006 \pm 0.01	-	0.006 \pm 0.01	-
Caprellidea	-	-	0.03 \pm 0.06	-	-	-	0.006 \pm 0.01	-	0.02 \pm 0.04
DECAPODA									
Zoea	-	0.66 \pm 0.90	-	0.01 \pm 0.03	0.06 \pm 0.08	0.04 \pm 0.04	-	0.1 \pm 0.17	0.01 \pm 0.03
INSECTA									
Chironomidae	0.006 \pm 0.01	0.006 \pm 0.01	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trichocorixia reticulata</i>	-	-	-	-	0.01 \pm 0.03	0.006 \pm 0.01	-	-	-
PISCES									
Larvas	-	-	-	0.006 \pm 0.01	0.08 \pm 0.08	0.20 \pm 0.07	0.03 \pm 0.04	0.04 \pm 0.06	0.006 \pm 0.01
HUEVOS N.I.	-	-	-	-	-	45 \pm 38	23 \pm 20	3.4 \pm 5.5	-

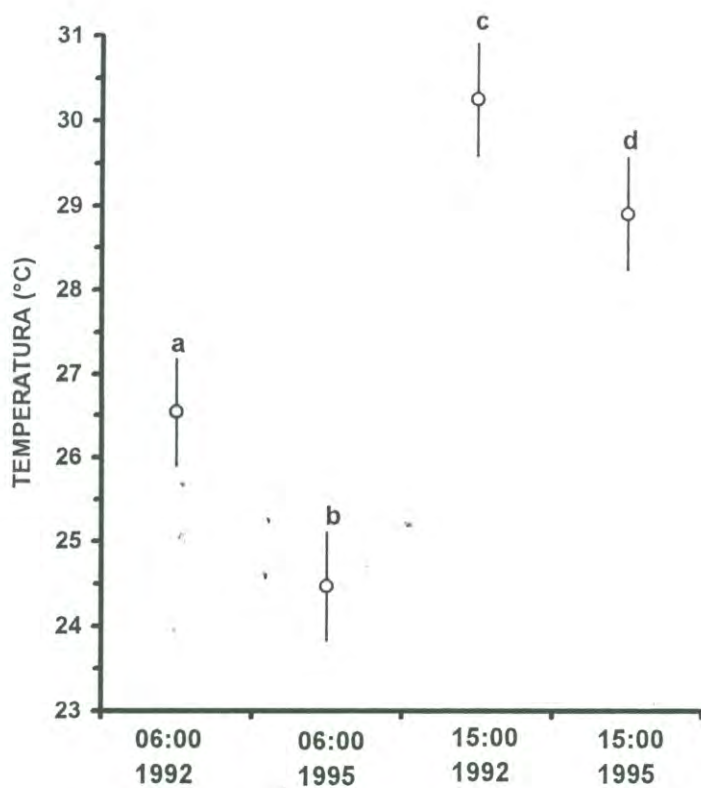
B.- Tratamiento Alimentado.

TRATAMIENTO: A	1	2	3	4	5	6	7	8	9
GRUPOS									
CILIATEA									
Tintinida	-	-	-	-	-	-	-	105 ± 165	6.2 ± 4.9
HIDROZOA									
Leptomedusae (<i>Obelia</i> sp)	0.03 ± 0.06	3.6 ± 5.2	-	3.7 ± 4.8	1.3 ± 2.5	7.5 ± 4.4	10 ± 8.9	0.29 ± 0.15	0.52 ± 0.89
PLATYHELMINTES									
Polycladida	-	-	-	1.2 ± 2.5	0.22 ± 0.40	3.9 ± 1.5	1.7 ± 2.3	0.71 ± 0.55	0.06 ± 0.12
NEMATODA	-	-	-	-	-	-	0.25 ± 0.50	1.8 ± 0.84	18 ± 9.2
CHAETOGNATHA									
<i>Sagitta</i> sp	-	-	0.006 ± 0.01	-	-	-	-	-	-
POLYCHAETA: larvas	15 ± 27	119 ± 147	1205 ± 958	6151 ± 8234	6079 ± 2952	527 ± 510	180 ± 194	18 ± 11	15 ± 11
GASTROPODA: veliger	-	-	2.3 ± 2.7	8.7 ± 10	116 ± 52	118 ± 53	163 ± 172	46 ± 14	24 ± 16
OSTRACODA	-	-	-	-	-	0.006 ± 0.01	0.006 ± 0.01	-	-
COPEPODA									
Larvas Nauplios	1816 ± 533	2386 ± 1060	2769 ± 2006	3354 ± 1025	1364 ± 1787	443 ± 160	183 ± 142	51 ± 39	47 ± 48
Copépodos Juveniles	78 ± 5.4	211 ± 185	511 ± 525	20 ± 14	7.5 ± 15	21 ± 8.3	4.1 ± 4.2	3.3 ± 3.8	8.4 ± 8.6
Copépodos Parasitos	-	-	-	-	0.19 ± 0.37	-	-	-	-
<i>Pseudodiaptomus euryhalinus</i>	16 ± 7.1	462 ± 290	465 ± 225	112 ± 39	8.1 ± 5.2	0.21 ± 0.15	0.06 ± 0.08	0.02 ± 0.02	0.09 ± 0.11
<i>Acartia bacorehuisensis</i>	19 ± 5.3	32 ± 14	152 ± 30	17 ± 26	2.1 ± 2.0	1.0 ± 0.46	0.26 ± 0.15	0.19 ± 0.18	1.1 ± 1.6
<i>Labidocera</i> spp	0.006 ± 0.1	0.02 ± 0.03	0.04 ± 0.03	0.18 ± 0.31	0.02 ± 0.03	-	0.006 ± 0.01	-	-
<i>Microsetella</i> sp	0.04 ± 0.09	0.17 ± 0.30	0.31 ± 0.62	0.12 ± 0.15	0.43 ± 0.21	0.49 ± 0.52	0.06 ± 0.05	0.02 ± 0.02	0.04 ± 0.04
<i>Euterpina</i> sp	-	0.47 ± 0.94	1.4 ± 1.3	0.08 ± 0.16	0.13 ± 0.15	-	-	-	-
<i>Metis</i> sp	0.10 ± 0.12	-	-	0.04 ± 0.07	0.07 ± 0.09	0.04 ± 0.02	-	-	-
<i>Oithona nana</i>	2.4 ± 2.5	15 ± 14	43 ± 34	3.8 ± 5.8	0.26 ± 0.31	0.02 ± 0.02	-	0.01 ± 0.02	-
CIRRIPEDIA									
Larvas de <i>Balanus</i>	-	-	-	1.3 ± 2.4	1.2 ± 2.5	1.3 ± 2.5	0.006 ± 0.01	0.01 ± 0.02	0.29 ± 0.34
ISOPODA	0.03 ± 0.06	-	-	-	-	-	-	-	-
AMPHIPODA									
Gammaridea	-	-	-	-	-	0.006 ± 0.01	-	-	-
Caprellidea	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DECAPODA									
Zoea	-	0.19 ± 0.37	0.32 ± 0.64	0.02 ± 0.02	0.82 ± 1.2	0.23 ± 0.25	0.12 ± 0.20	-	-
INSECTA									
Chironomidae	0.006 ± 0.01	-	-	-	-	-	-	0.006 ± 0.01	-
<i>Trichocorixia reticulata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-
PISCES									
Larvas	-	-	0.02 ± 0.02	0.02 ± 0.02	0.02 ± 0.01	0.26 ± 0.51	-	-	0.01 ± 0.01
HUEVOS N.I.	-	-	-	18 ± 29	52 ± 77	291 ± 453	32 ± 16	28 ± 35	-

C.- Tratamiento Fertilizado.

TRATAMIENTO: F									
GRUPOS	1	2	3	4	5	6	7	8	9
CILIA TEA	-	-	-	-	-	-	-	2.8 ± 3.3	16 ± 24
Tintinida	-	-	-	-	-	-	-	-	-
HIDROZOA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Leptomedusae(<i>Obelia</i> sp)	-	-	-	-	2.6 ± 3.0	4.7 ± 7.6	8.5 ± 4.5	1.8 ± 2.2	0.26 ± 0.29
PLATYHELMINTES	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Polycladida	-	-	-	-	0.006 ± 0.01	0.006 ± 0.01	0.51 ± 1.0	0.38 ± 0.76	-
NEMATODA	-	-	-	-	-	-	-	0.62 ± 1.2	-
CHAETOGNATHA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Sagitta</i> sp	-	-	-	-	-	-	-	-	-
POLYCHAETA: larvas	7.7 ± 10	251 ± 199	2503 ± 1489	3076 ± 2123	2987 ± 2332	323 ± 202	69 ± 82	28 ± 13	8.2 ± 3.3
GASTROPODA: veliger	-	-	0.32 ± 0.64	-	41 ± 15	38 ± 20	9.0 ± 4.2	18 ± 8.8	16 ± 12
OSTRACODA	-	-	-	-	-	0.01 ± 0.01	0.006 ± 0.01	-	-
COPEPODA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Larvas Nauplios	4656 ± 2217	3504 ± 1351	1204 ± 4.96	899 ± 340	835 ± 240	1878 ± 813	1355 ± 1409	523 ± 625	267 ± 266
Copepodos Juveniles	90 ± 70	329 ± 176	103 ± 73	13 ± 13	20 ± 4.1	11 ± 9.4	16 ± 26	21 ± 13	12 ± 4.9
Copepodos Parásitos	-	-	-	-	0.02 ± 0.04	0.006 ± 0.01	0.006 ± 0.01	0.02 ± 0.02	-
<i>Pseudodiaptomus euryhalinus</i>	296 ± 250	5498 ± 4672	1107 ± 562	15 ± 13	4.1 ± 4.0	0.14 ± 0.09	1.7 ± 3.1	0.88 ± 1.5	0.03 ± 0.05
<i>Acartia bacorehuisensis</i>	37 ± 63	7.0 ± 11	4.6 ± 3.2	0.83 ± 0.84	0.51 ± 0.59	1.2 ± 0.62	0.96 ± 0.78	3.1 ± 2.7	2.1 ± 1.4
<i>Labidocera</i> spp	-	-	-	-	0.006 ± 0.01	-	0.006 ± 0.01	-	-
<i>Microsetella</i> sp	-	-	1.2 ± 1.0	0.36 ± 0.59	0.15 ± 0.23	0.08 ± 0.06	0.13 ± 0.15	0.02 ± 0.02	0.11 ± 0.22
<i>Euterpina</i> sp	-	-	-	-	-	-	0.02 ± 0.04	-	-
<i>Metis</i> sp	1.4 ± 1.8	-	0.31 ± 0.62	0.006 ± 0.01	0.02 ± 0.02	0.05 ± 0.05	-	-	-
<i>Oithona nana</i>	1.2 ± 1.4	-	1.6 ± 1.9	0.03 ± 0.03	0.04 ± 0.02	0.06 ± 0.06	0.17 ± 0.33	0.11 ± 0.13	0.03 ± 0.05
CIRRIPEDIA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Larvas de <i>Balanus</i>	-	-	-	-	1.3 ± 2.5	0.03 ± 0.02	-	-	1.1 ± 1.0
ISOPODA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
AMPHIPODA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Gammaridea	-	-	-	0.006 ± 0.01	-	0.01 ± 0.01	0.01 ± 0.01	-	0.006 ± 0.01
Caprellidea	-	-	-	-	-	-	-	-	-
DECAPODA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Zoea	0.006 ± 0.01	-	0.006 ± 0.01	0.16 ± 0.31	0.69 ± 0.78	0.09 ± 0.05	0.14 ± 0.22	0.17 ± 0.30	-
INSECTA	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Chironomidae	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Trichocorixia reticulata</i>	-	-	-	-	-	-	0.01 ± 0.01	-	-
PISCES	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Larvas	-	-	-	-	0.04 ± 0.04	0.02 ± 0.03	0.01 ± 0.02	0.01 ± 0.01	0.006 ± 0.01
HUEVOS N.I.	-	-	-	9.6 ± 14	54 ± 16	20 ± 19	2.5 ± 5.0	9.7 ± 13	-

APÉNDICE II



Apéndice II.- Promedios e intervalos de confianza (95%) para temperatura en los años 1992 y 1995 por la mañana y por la tarde. Valores con letra diferente denotan diferencias significativas ($p < 0.05$).