

UNIVERSIDAD AUTONOMA DE BAJA CALIFORNIA



FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS



"EFECTO DE LA POSICIÓN DE TAPETES MICROBIANOS SOBRE LA CALIDAD DEL AGUA EN UN SISTEMA CERRADO PARA EL CULTIVO DE CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*)"



T E S I S  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
O C E A N O L O G O  
Presenta:  
DANIEL BADILLO ZAPATA

Ensenada, Baja California, Junio de 2006

## Resumen.

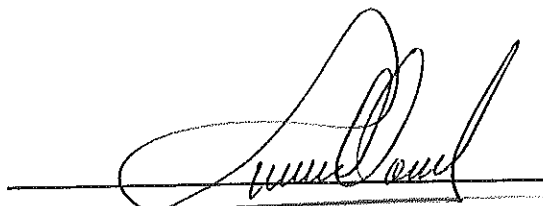
Se evaluó el efecto de la posición de tapetes microbianos (formados por algodón plástico) sobre la calidad del agua en dos sistemas cerrados para el cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en agua salobre. Se colocaron dos tanques, el primero (tanque A), con un diámetro de 4.59 m., una altura de 1 m. y una superficie de 16.55 m<sup>2</sup>. El segundo (tanque B), con un diámetro de 3.65 m, una altura de 1m y una superficie de 10.46 m<sup>2</sup>, en ambos tanques se sembraron 160 pl m<sup>-2</sup> de camarón. En el interior de cada tanque se colocaron tapetes microbianos totalmente sumergidos, los cuales se encontraban influenciados por la aireación, en el tanque A se colocaron perpendicularmente y en el tanque B paralelamente al sistema de suministro de aireación. En lo referente a la temperatura del agua se observó un valor promedio de 28.8 °C y de 28.7 °C; una salinidad de 7.2‰ y 5.6‰; un pH de 8.4 y 8.6 y una concentración de oxígeno de 6.8 mg l<sup>-1</sup> y 6.9 mg l<sup>-1</sup>, para los tanques A y B respectivamente durante las once semanas de cultivo. Los compuestos nitrogenados fueron medidos semanalmente mediante la utilización de una técnica colorimétrica, el amonio (NH<sub>4</sub>) fue de 0.29 mg l<sup>-1</sup> y 0.53 mg l<sup>-1</sup>, la cantidad de Nitrito (NO<sub>2</sub>) de 10.8 mg l<sup>-1</sup> y de 9.8 mg l<sup>-1</sup>, la cantidad de Nitratos (NO<sub>3</sub>) de 15.1 mg l<sup>-1</sup> y de 13.1 mg l<sup>-1</sup> tanque A y B respectivamente. En estos sistemas no se realizaron recambios de agua y no se retiraron los sólidos suspendidos del sistema alcanzando para el tanque A una media de 0.26 g l<sup>-1</sup> y en el tanque B de 0.26 g l<sup>-1</sup>. Los parámetros poblacionales de ambos sistemas que se presentaron al final del cultivo, fue un peso final de 7.43 g y de 4.12 g, con un Factor de Conversión Alimenticia de 1.5 y 2.3 para el tanque A y B respectivamente. Todos los datos obtenidos en este experimento se encuentran dentro de los intervalos establecidos por los diversos trabajos consultados, con esto podemos decir que la utilización de tapetes microbianos en la degradación de compuestos nitrogenados representa un papel fundamental en la calidad de agua de los sistemas de cultivo. Además la colocación de los tapetes microbianos con respecto al sistema de aireación no presenta diferencia significativa entre el crecimiento de los organismos en ambos sistemas, por lo cual estos se pueden colocar de forma indistinta dentro del cultivo. Con todo lo antes mencionado se puede llegar a la conclusión que el uso de los tapetes microbianos en la acuicultura representa una solución viable a los problemas del deterioro ambiental, uso excesivo de agua e incremento de enfermedades que enfrenta el sector camaronero en nuestro país, por lo cual recomendamos llevar esta bio-técnica de cultivo a escala comercial.

“EFECTO DE LA POSICIÓN DE TAPETES MICROBIANOS SOBRE LA CALIDAD DEL AGUA EN UN SISTEMA CERRADO PARA EL CULTIVO DE CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*)”

TESIS DEFENDIDA POR:

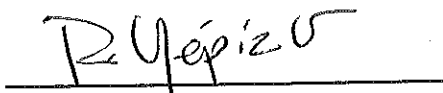
**DANIEL BADILLO ZAPATA**

Y APROBADA POR EL SIGUIENTE COMITÉ



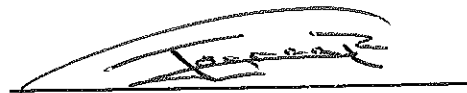
M. C. Carlos Granados Machua

*Presidente del Jurado*



M. C. Raúl Yepíz Velázquez

Sinodal Propietario



DR. Juan Gabriel Correa Reyes

Sinodal Propietario

<b>CONTENIDO</b>		<b>Pagina</b>
<b>1. INTRODUCCIÓN.</b>		1
<b>2. OBJETIVOS.</b>		7
2.1 Hipótesis.		7
2.2 Objetivo General.		7
<b>3. MATERIAL Y METODO.</b>		8
3.1 Tanques de Cultivo.		8
3.2 Sistemas de Distribución de Aire.		8
3.3 Fertilización de los Tanques.		11
3.4 Obtención de Postlarvas.		12
3.5 Recepción y Aclimatación de las Larvas.		12
3.6 Aclimatación a Baja Salinidad.		13
3.7 Sembrado de los Tanques Experimentales.		14
3.8 Tapetes Microbianos.		15
3.9 Colocación de los Tapetes Microbianos.		17
3.10 Parámetros Físico – químicos.		18
3.10.1 Alimentación.		18
3.10.2 Muestreo del Crecimiento (Biometría)		18.
3.10.3 Salinidad.		19
3.10.4 Temperatura y Oxígeno Disuelto.		19
3.10.5 El Potencial del Ión Hidrógeno (pH).		19
3.10.6 Compuestos Nitrogenados.		19
3.10.7 Sólidos Suspendidos Totales.		20
3.10.8 Material Contenido en los Tapetes microbianos.		20
3.10.9 Análisis Estadístico.		21
<b>4. RESULTADOS.</b>		22
4.1 Condiciones de Cultivo.		22
4.1.1 Temperatura.		22
4.1.2 Oxígeno.		23
4.1.3 pH.		24
4.1.4 Salinidad.		25
4.2 Compuestos Nitrogenados.		26
4.2.1 Amonio.		26

4.2.2 Nitritos.	27
4.2.3 Nitratos.	28
4.2.4 Sólidos Suspendidos Totales (SST).	29
4.3 Parámetros de Crecimiento.	30
4.3.1 Peso de los Organismos.	30
4.3.2 Distribución de tallas.	31
4.4 Materia Orgánica Contenida en Tapetes Microbianos.	31
4.4.1 Tapetes de Tanques A y B	31
<b>5. DISCUSIONES.</b>	<b>33</b>
<b>6. CONCLUSIONES.</b>	<b>42</b>
<b>7. LITERATURA CITADA.</b>	<b>43</b>

**DEDICATORIA**

**A mis padres**

**Arnulfo y Eva**

**A mis Hermanos**

**Rubén, Rafael, Arnulfo y Eduardo**

**A TODOS CON MUCHO CARIÑO Y CON TODO MI AMOR**

## AGRADECIMIENTOS

**A la Honorable Facultad de Ciencias Marinas** por todo lo que nos inculco como estudiantes y por cobijarnos durante estos años

**Al M.C. Carlos Granados Machua** por haber confiado en mí para la realización de este trabajo, por sus consejos y por la paciencia que me tuvo.

**Al M.C Raúl Yepiz** por el tiempo que me dedico para que este trabajo saliera adelante, por su apoyo y confianza.

**Al Dr. Gabriel Correa (gabo)** por todo lo que aprendí estando en su laboratorio, por los consejos, por todo su apoyo que siempre me dio y sobre todo por considerarme como uno de sus pupilos.

**A mis padres** por haberme tenido confianza y dejarme estudiar lo que yo quería aunque esto implicara que estuviéramos tan lejos.

**A mis hermanos Rubén, Rafael, Arnulfo y Eduardo** que siempre pude contar con ellos en todo momento y aunque en estos momentos no estamos juntos siempre están en mis pensamientos y en mi corazón.

**A mis Tíos Josefina Y Gerardo** por haberme adoptado este tiempo y por la confianza que me tuvieron al dejarme estar en su casa y poder convivir con su familia y sobre todo que estuvieron ahí cuando los necesitaba.

**A mis primos Mari, Noe, Edgar, Lupita y Jorge** por haberme tratado como uno mas de su familia y ayudarme cuando los necesite.

**A Yesika** por haberme apoyado en los momentos difíciles y por compartir tantos momentos juntos.

**A mis amigos de toda la vida Cesar, Cris, Pollo, Hachas, Jivo, Álvaro, Mari, Bety, Noemí,** por todos los momentos especiales e inolvidables que hemos pasado durante muchos años.

**A todos mis amigos** o mejor dicho a la familia que encontré en la Universidad a juanquis, marianita, livia, carolina, roger, bruno, mariana Leia, chava, pau, bibí.

**A todos lo "Rojos"** por todos los buenos momentos y por haberme inculcado el tratar de dar a los demás sin esperar nada a cambio "Por la Vida"

Y a muchos otros amigos que no mencione pero que siempre me tendieron un mano cuando lo necesite, muchas gracias.

Lista de figuras	Pagina	
Figura 1.-	Vista panorámica del invernadero del FCM que contenía el estanque de cultivo de camarón (A), ubicado en las instalaciones del laboratorio de Acuicultura de la Facultad de Ciencias Marinas.	9
Figura 2.-	Vista panorámica del invernadero del IIO que contenía el estanque de cultivo de camarón (B), ubicado en las afueras del laboratorio de Biología Marina del instituto de Investigaciones Oceanológicas.	9
Figura 3.-	a)Vista de la estructura de suministro de aire para el tanque (A), realizada con tubería de ABS, b) tres diferentes salidas de aireación dentro del tanque (A).	10
Figura 4.-	Vista de la estructura de suministro de aire para el tanque (B), realizada con tubería de ABS, con una sola entrada de aireación hacia el tanque.	11
Figura 5.-	Vista de los tanques de aclimatación de postlarvas de camarón (1200 l), ubicados en el invernadero de FCM.	13
Figura 6.-	Imagen que describe el proceso de sembrado de las postlarvas de camarón a los tanques experimentales.	15
Figura 7.-	Imagen del recipiente en donde sé evaluó la mortalidad inicial de las postlarvas de camarón en los tanques experimentales.	15
Figura 8.-	Material sintético (algodón plástico) comúnmente llamado "wata" que sirvió para la elaboración de los tapetes microbianos.	16
Figura 9.-	Imagen de los bastidores de PVC con el material sintético (Wata), que fueron introducidos en los tanques de experimentación como tapetes microbianos.	16

Figura 9.-	Imagen de los bastidores de PVC con el material sintético (Wata), que fueron introducidos en los tanques de experimentación como tapetes microbianos.	16
Figura 10.-	En el tanque FCM se colocaron los tapetes microbianos perpendiculares al sistema de aireación.	17
Figura 11.-	En el tanque IIO se colocaron los tapetes microbianos paralelamente al sistema de aireación.	17
Figura 12.-	Imagen del instrumento de muestreo de los tapetes microbianos (a) y ejemplificación de la técnica de corte de los tapetes microbianos (b).	21
Figura 13.-	Valores promedio de temperatura registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	22
Figura 14.-	Valores promedio de Oxígeno registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	23
Figura 15.-	Valores promedio de pH registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	24
Figura 16.-	Valores promedio de Salinidad registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	25
Figura 17.-	Valores promedio de Amonio (NH <sub>4</sub> ) registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	26

Figura 18.-	Valores promedio de Nitritos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	27
Figura 19.-	Valores promedio de Nitratos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	28
Figura 20.-	Valores promedio de Sólidos Suspendidos Totales registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	29
Figura 21.-	Valores promedio del Peso de los organismos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).	30
Figura 22.-	Valores de frecuencias de tallas en los organismos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A ( ) y tanque B (■).	31
Figura 23.-	Valores promedio de la cantidad de materia orgánica contenida en lo tapetes registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ), durante 11 semanas de experimentación.	32

## 1. INTRODUCCION

La acuicultura es uno de los sectores de producción de alimentos con mayor crecimiento y constituye una alternativa aceptable para complementar la producción de peces y plantas silvestres en el mundo (Barón *et al.*, 2004).

Los crustáceos decápodos del suborden *Dendrobranchiata* (Bate 1888) (camarones o langostinos) se encuentran en aguas dulces y saladas virtualmente por todo el mundo y muchas de las especies más grandes son muy valiosas como alimento humano. Los métodos utilizados para su cultivo son rudos y frecuentemente consisten en solamente la captura y el confinamiento de los camarones jóvenes en estaqués de agua salobre por varios meses antes de la cosecha (Bardach *et al.*, 1986).

El cultivo intensivo del camarón tuvo sus inicios en Japón en el año de 1934, cuando Motosaku Fujinaga logro el primer éxito en la reproducción y crianza parcial del camarón "kuruma" (*Penaeus japonicus*) (Bardach *et al.*, 1986).

Actualmente camarones de varias especies son pescados y cultivados en regiones templadas, tropicales y subtropicales del mundo (Bardach *et al.*, 1986). En México, el camarón se encuentra dentro de los cinco mayores productos agroindustriales (Acosta Jimeno *et al.*, 1990), y de las ocho especies susceptibles de cultivo se dispone de la tecnología para camarón blanco, camarón azul y café, todos nativos del litoral del pacífico (Chagoya-Loli, 1998).

El camarón blanco *Litopenaeus vannamei* esta distribuido en las costas del Pacífico desde el Golfo de California hasta el norte de Perú. Esta especie de camarón peneido es de gran importancia en el hemisferio Oriental ya que contribuye con el 30% de la producción mundial de camarón cultivado en el mundo (Yong y Jiann, 2003).

En México a principios de los 70's, el Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora (CICTUS) en colaboración con el Environmental Research Laboratory (ERL) de la Universidad de Arizona iniciaron investigaciones sobre el cultivo del camarón café (*Litopenaeus californiensis*) y el camarón azul (*Litopenaeus stylirostris*) (Martínez, 1993).

El cultivo de estas especies impulsa el desarrollo de esta actividad en las zonas de Sonora y Sinaloa, concentrando un promedio de 70 granjas, abarcando una extensión de alrededor de 5,000 hectáreas (Martínez, 1993)

Los sistemas de cultivo utilizados en la producción de camarón se clasifican en diferentes tipos según Whetstone *et al.* (2002).

1.- Extensivo: los cuales son encierros con un área de 20 ó más hectáreas donde se producen de 100 a 500 kg/ha.

2.- Semiintensivo: se distinguen por ser estanques formados con bordos de tierra entre 1 a 10 hectáreas, donde se producen de 1,000 a 3,000 kg/ha.

3.- Intensivo: son estanques de 0.1 a 2 hectáreas, formados con bordos de tierra que utilizan aireación suplementaria y que producen entre 3,000 y 10,000 kg/ha.

4.- Hiperintensivos: Utilizan sistemas controlados, que incluyen biofiltración y control de las variables ambientales; el tamaño de los estanques varía entre 10 a 200 m<sup>2</sup> y las producciones son entre 50,000 y 100,000 kg/ha.

A través del tiempo diversas enfermedades en todo el mundo han afectado al sector camaronero. Entre 1988 y 1990 el síndrome de la gaviota, en 1993 apareció el síndrome de taura (TSV) y la cabeza amarilla (YHV), posteriormente a fines del mes de mayo de 1999, apareció el virus de la mancha blanca (WSSV), la necrosis infecciosa hipodermal y hematopoyética (IHHNV) (Ocaña , 2002).

A principios de los 90's en los cultivos de camarón blanco en la región noroeste del país, aparecieron enfermedades exóticas que generaron una epizootia y produjo mortalidades del 80 al 100% en la mayoría de las granjas (Anaya, 2005).

La aparición de nuevos virus en la zona costera se debe a la sobresaturación y degradación de los ambientes por el uso intensivo e indiscriminado de químicos, tóxicos y antibióticos inorgánicos (Anaya, 2005). Estos productos son generados por las industrias y la agricultura y son descargados en los estuarios, afectando así la calidad del agua que se extrae

para el cultivo de camarón. Resultando en un problema potencial por el que países como Taiwán, Tailandia, China y Ecuador, solo por mencionar algunos, han empezado a reducir las zonas de cultivo, de los sistemas semi-intensivos convencionales por nuevas tecnologías que permitan tener altas densidades y que tengan un menor impacto sobre el medio natural y al ecosistema (Allen y Arnold, 1998).

El incremento de enfermedades ha orillado a que una gran cantidad de acuicultores de camarón estén cambiando a sistemas alternativos, como el uso de agua dulce para criar una especie marina (camarón blanco *Litopenaeus vannamei*) ya que este tipo de organismos presenta un rápido crecimiento y soporta un amplio intervalo de salinidad (0.5 a 40 ‰) (Yong y Jiann, 2003). Esta última característica ha permitido que no solo sea cultivado en zonas donde exista la disponibilidad de agua salada o estuarina, sino que también puede ser cultivado tierra dentro donde las salinidades son bajas (Imad *et al.*, 2003) y donde los nuevos proyectos de granjas se están diseñando de una forma ordenada y ambientalmente amigable (Anaya, 2005).

Esta característica ha permitido que muchas regiones del mundo se hayan iniciado su cultivo tierra adentro, Estados Unidos de Norteamérica donde algunos estados como Alabama, Arizona, Florida, Illinois, Indiana, Michigan, Mississippi, Carolina del Sur y Texas han optado por el cultivo de camarón a bajas salinidades (Allen *et al.*, 2004).

Algunos otros países de Asia (Tailandia, Vietnam, India, Taiwán, Bangladesh) y Latinoamérica (Perú, Ecuador, Panamá, Honduras) se han visto en la necesidad de cambiar sus cultivos de camarón tierra a dentro (zonas alejadas de la costa) obteniendo buenos resultados (Jory, 2001)

El incremento en la tecnología para el cultivo de camarón ha impulsado el cambio de los sistemas tradicionales por los sistemas de recirculación (Allen y Arnold, 1998) los cuales se caracterizan por el control de los parámetros ambientales, como la temperatura, el oxígeno, los desechos nitrogenados, la alimentación, un menor impacto en el medio ambiente y principalmente el control de enfermedades (Timmons *et al.*, 2001)

Se han realizado investigaciones en sistemas de recirculación en donde se intenta cultivar camarones peneidos en agua de mar como los hechos por Reid y Arnol (1992); Davis y Arnol (1998); Tseng *et al.*, (1998); McIntosh *et al.*, (2000); Horowitz *et al.*, (2001); Burford *et al.*, (2003); Anaya (2005); Barón *et al.*, (2004); Cohen *et al.*, (2005).

Los sistemas cerrados son una nueva alternativa en la actualidad, ya que tiene un menor impacto sobre el medio ambiente y reducen la eutroficación de las zonas costeras producto de los desechos y descargas de los estanques de cultivo (Prasad y Kwei, 2003).

Una nueva alternativas para la eliminación de estos desechos orgánicos presentes en el agua es la utilización de los filtros biológicos que pueden ser contruidos mediante la utilización de diferentes sustratos o formas, algunos

ejemplos de estos serían: la utilización de filtros sumergidos formados por una cama de arena, grava y/o plásticos; los llamados AquaMats y los llamados Bead Filter (Losordo *et al.*, (1992). Todos estos sustratos sirven de soporte para la fijación de diferentes bacterias, entre las cuales se encuentran principalmente las de los géneros *Nitrosomas* spp. y *Nitrobacter* spp. (Wyk y Scarpa, 2001).

En los ambientes naturales también se encuentran los llamados "tapetes microbianos", los cuales están distribuidos a través de todo el mundo, principalmente en áreas donde las condiciones de climas áridos prevalecen a lo largo de la línea de costa (Granados, 1999).

En el medio natural, los tapetes microbianos juegan papeles importantes como absorbentes, filtradores y transformadores de varios nutrientes y contaminantes que incursionan en las zonas intermareales y costeras. Son comunidades bentónicas densas, conformadas de cianobacterias (típicamente el principal organismo formador del tapete), bacterias fototróficas anaeróbicas y bacterias quimiotróficas (Granados, 1999).

La empresa Belice Aquaculture ha sido el pionero en el hemisferio occidental, en la aplicación de tapetes microbianos en el cultivo intensivo de camarón en recirculación, obteniéndose producciones superiores a las 11 ton/ha. (Darrl E. J., 2001).

Durante los últimos tres años, en la Facultad de Ciencias Marinas se ha venido desarrollando un sistema de cultivo intensivo de recirculación de

camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). En donde, para tratar de mantener la calidad de agua del cultivo, se ha estado utilizando como tapetes microbianos, un material de algodón plástico comúnmente llamada "Wata", siendo estos donde se da la fijación de bacterias nitrificantes y a su vez la desnitrificación de los productos nitrogenados.

Una interrogante que ha surgido durante lo largo de estas experiencias, es determinar si la posición de los tapetes microbianos dentro del sistema de cultivo, representa alguna mejora en la calidad del agua, lo cual constituyo el objetivo del presente trabajo.

## **2. - Objetivos**

### **2. 1. - Hipótesis.**

La posición de los tapetes microbianos mejorara la eficiencia del proceso de nitrificación dentro del cultivo.

### **2. 2. - Objetivo General**

- Determinar el efecto de la posición de los tapetes microbianos en la calidad del agua de un cultivo de Camarón Blanco en un sistema de circulación cerrada de agua salobre.

### **3. - Materiales y Métodos**

#### **3. 1. Tanques de cultivo.**

Se utilizaron dos tanques de fibra de vidrio. El primero (tanque A), se encontraba ubicado en las instalaciones del laboratorio de Acuicultura de la Facultad de Ciencias Marinas (FCM), con un diámetro de 4.59 m., una altura de 1 m. y una superficie de 16.55 m<sup>2</sup>. El segundo (tanque B), se localizo en las instalaciones del Instituto de Investigaciones Oceanológicas (IIO). Con un diámetro de 3.65 m, una altura de 1m y una superficie de 10.46 m<sup>2</sup>. Ambos tanques fueron colocados dentro de una estructura tipo invernadero (Fig. 1 y 2), construida a partir de madera y plástico para mantener las condiciones de temperatura del agua y aire lo más estables posible.

#### **3. 2. Sistema de distribución del aire.**

En ambos sistemas el aire se distribuyo por medio de una tubería de "ABS" de 3.81 cm, la cual provenía de las líneas principales de suministro de aireación de los laboratorios de acuicultura. A la redes internas de distribución de aire de los tanques se le realizaron orificios de 0.79mm de diámetro, con el fin de suministrar el aire-oxígeno necesario durante el periodo de experimentación.

En el caso del tanque A (FCM), la ubicación de los tapetes microbianos fue de forma perpendicular a las líneas internas de aireación en el estanque

(fig. 3). En el caso del tanque B (IIO), la ubicación de los tapetes microbianos tuvo un arreglo en forma paralela a las redes de suministro de aireación en el interior del tanque (Fig. 4).

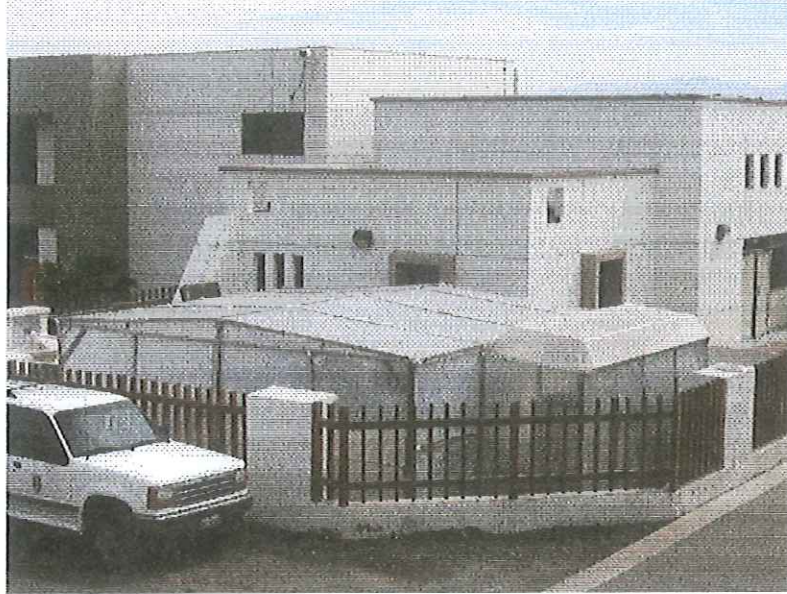
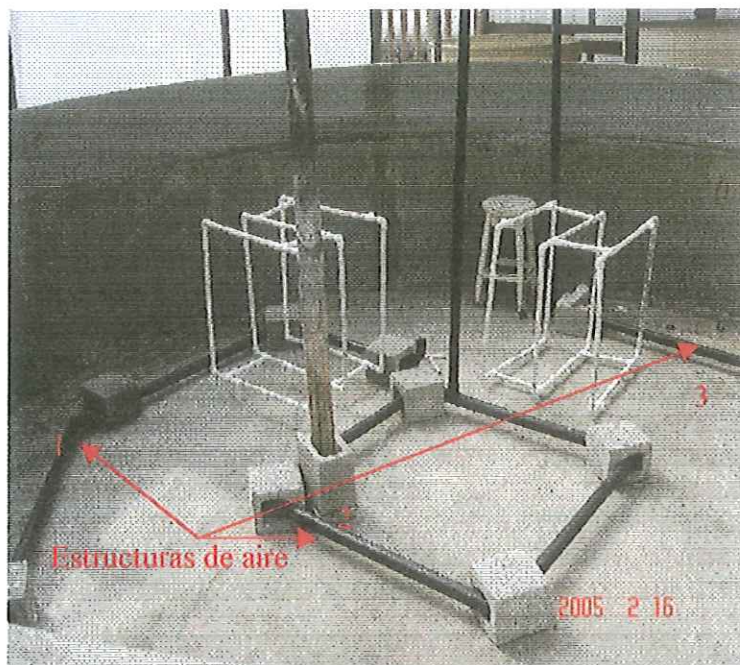


Figura 1.- Vista panorámica del invernadero de la FCM que contenía el estanque de cultivo de camarón (A), ubicado en las instalaciones del laboratorio de Acuicultura de la Facultad de Ciencias Marinas.



Figura 2 - Vista panorámica del invernadero del IIO que contenía el estanque de cultivo de camarón (B), ubicado en las afueras del laboratorio de Biología Marina del instituto de Investigaciones Oceanológicas.



a)



b)

Figura 3. - a) Vista de la estructura de suministro de aire para el tanque (A), realizada con tubería de ABS, b) tres diferentes salidas de aireación dentro del tanque (A).

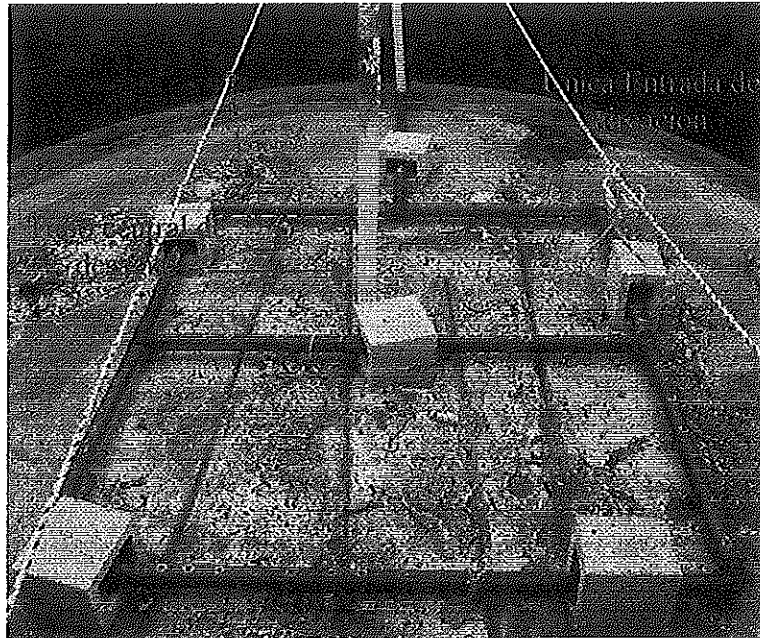


Figura 4 - Vista de la estructura de suministro de aire para el tanque (B), realizada con tubería de ABS, con una sola entrada de aireación hacia el tanque.

### 3. 3. Fertilización de los Tanques

Ambos tanques fueron fertilizados con dos semanas de anticipación al día siembra de los organismos. Esta fertilización consistió en la adición de  $121 \text{ g m}^{-2}$  (solo una sola vez y al inicio del experimento) de alimento para camarón Camaronina<sup>®</sup> de la marca Purina<sup>™</sup>, con 35% de proteína. Esta fertilización se realizo con la finalidad de incrementar los niveles de amonio en el agua y a su vez aumentar la densidad de bacterias en los tapetes microbianos y por consiguiente la activación de los mismos.

### **3. 4. Obtención de Postlarvas**

Las postlarvas utilizadas en este trabajo fueron adquiridas por donación de la empresa "Acuicultores de la Paz", ubicada en la ciudad de "La Paz", Baja California Sur, México. Las Larvas llegaron en la cuarta semana del mes de Abril del 2005 y fueron transportadas por vía aérea y terrestre al laboratorio de Acuicultura de la Facultad de Ciencias Marinas. Las larvas fueron empacadas para su transportación a una densidad de 5 larvas ml<sup>-1</sup> en bolsas plásticas selladas con una tercera parte del volumen de agua de mar (35 ‰) y el resto del volumen de la bolsa fue llenado con oxígeno puro. Las bolsas con las larvas fueron colocadas dentro de hieleras de unicel, que en su interior se mantuvieron en oscuridad y a una temperatura promedio de transporte de 23 °C. El tiempo aproximado de transporte fue de 5 hrs.

### **3. 5. Recepción y Aclimatación de las Larvas**

Una vez recibidas las larvas en el laboratorio, se procedió a realizar su aclimatación en los tanques de maternidad previamente acondicionados a una salinidad de 35 ‰ y a una temperatura de 28°C (Fig.5). La unidad de maternidad consistió: en dos tanques circulares de fibra de vidrio de 1.21 m de diámetro, un metro de altura y un volumen de capacidad de agua de 1200 l.

La aclimatación de las larvas se inicio colocando las bolsas que contenían a estas dentro del agua de los tanques maternidad, con el fin de igualar las condiciones de temperatura en forma gradual, este proceso duro un

periodo aproximado de 2 hrs. y posteriormente las larvas fueron liberarlas en los tanques.

Las larvas permanecieron en estos tanques por un periodo de 2 días hasta que alcanzaron el estadio PL12 necesario para el inicio del proceso de aclimatación a baja salinidad. Una vez alcanzado el estadio PL12 se cambio el sistema abierto de agua de mar por el de agua dulce, y mediante la restricción de agua dulce se logro su aclimatación en un periodo de 48 hrs.

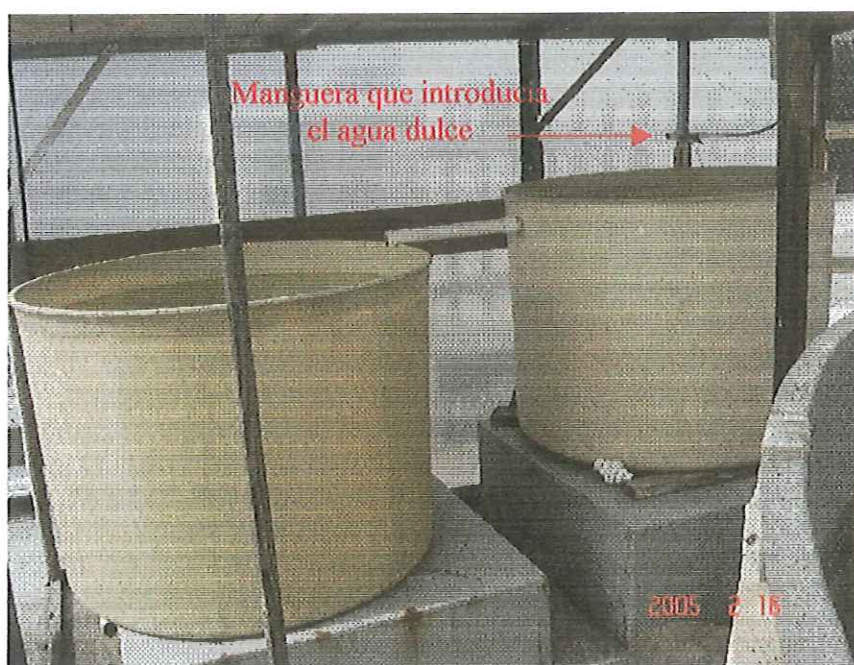


Figura 5.- Vista de los tanques de aclimatación de postlarvas de camarón (1200 l), ubicados en el invernadero de FCM.

### 3. 6. Aclimatación a Baja Salinidad.

La aclimatación se llevo a cabo siguiendo el procedimiento según Wyk y Scarpa, (2001) y Davis *et al.*, (2004), los cuales establecen que una vez alcanzado el estadio PL 12, se da inicio al proceso de aclimatación de bajas

salinidades (7-8‰), en este experimento se siguió una tasa de disminución de salinidad de 0.58 ‰ hr, quedando un tiempo aproximado de aclimatación de 50 horas.

### **3. 7. Sembrado de los Tanques Experimentales.**

Una vez aclimatadas las larvas a baja salinidad, se procedió a realizar el conteo de las mismas para llevar a cabo la siembra en los tanques experimentales. Las postlarvas fueron seleccionadas utilizando un tamiz de 150 micras y contadas una por una con el fin de tratar de reducir el error al momento de la siembra. La densidad de siembra en ambos sistemas experimentales fue de 160 pl m<sup>-2</sup>. Solo que en el tanque A se sembraron en total 2,617 postlarvas, mientras que en el tanque B se sembraron 1,684 larvas. Las larvas fueron transportadas de los estanques de maternidad a los tanques experimentales en recipientes plásticos de 16 litros (Fig. 6).

Posteriormente y con el fin de poder evaluar la mortalidad inicial de siembra, se colocaron por tanque, 50 postlarvas en un recipiente plástico de 16 litros provisto de malla mosquitero (lo que permitía la circulación e intercambio de oxígeno hacia el interior del recipiente), el cual fue colocado dentro del tanque de cultivo monitoreando su sobrevivencia o mortalidad por un periodo de 48hrs (Fig. 7).

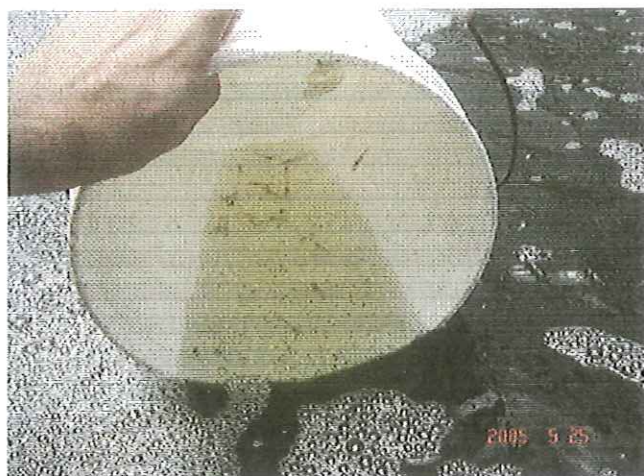


Figura 6. -Imagen que describe el proceso de sembrado de las postlarvas de camarón a los tanques experimentales.



Figura 7. -Imagen del recipiente en donde se evaluó la mortalidad inicial de las postlarvas de camarón en los tanques experimentales.

### **3. 8. Tapetes Microbianos.**

El soporte utilizado para la elaboración de los tapetes microbianos fue de un material sintético (algodón plástico) comúnmente llamado "wata" (Fig. 8), el cual fue fijado a un bastidor de Tubo de "PVC" de 13 mm, de forma cuadrada

de 60 cm y fijado con piola nylon (Fig. 9). La superficie necesaria para el experimento se calculo de acuerdo a la metodología descrita por Harbor Branch Institute (Wyk y Scarpa, (2001) y fue calculado de acuerdo a la biomasa final, y la cantidad de alimento que se pretendía proporcionar al final de la fase del cultivo.



Figura 8. - Material sintético (algodón plástico) comúnmente llamado “wata” que sirvió para la elaboración de los tapetes microbianos.

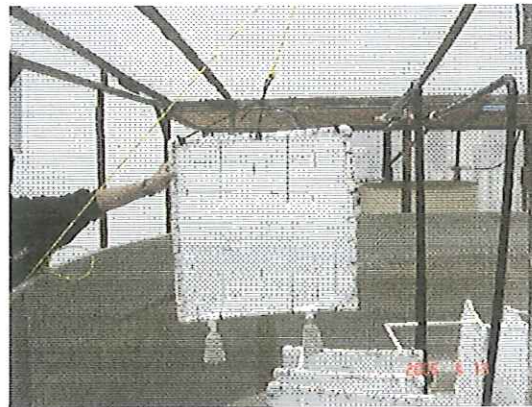


Figura 9.- Imagen de los bastidores de PVC con el material sintético (Wata), que fueron introducidos en los tanques de experimentación como tapetes microbianos.

### 3. 9. Colocación de los Tapetes Microbianos.

La ubicación de los tapetes microbianos se realizó en función del sistema de distribución del aire de cada unidad experimental. En el tanque A (FCM), los bastidores fueron colocados en forma perpendicular al sistema de aireación (Fig. 10), mientras que en el tanque B (IIO), los bastidores fueron colocados en forma paralela al sistema de aireación (Fig. 11).

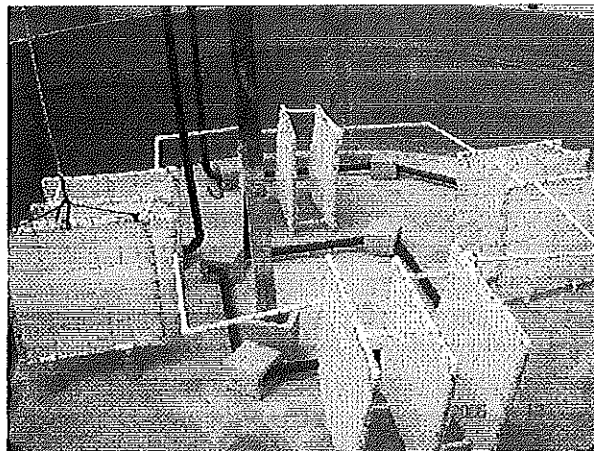


Figura 10. - En el tanque FCM se colocaron los tapetes microbianos perpendiculares al sistema de aireación.

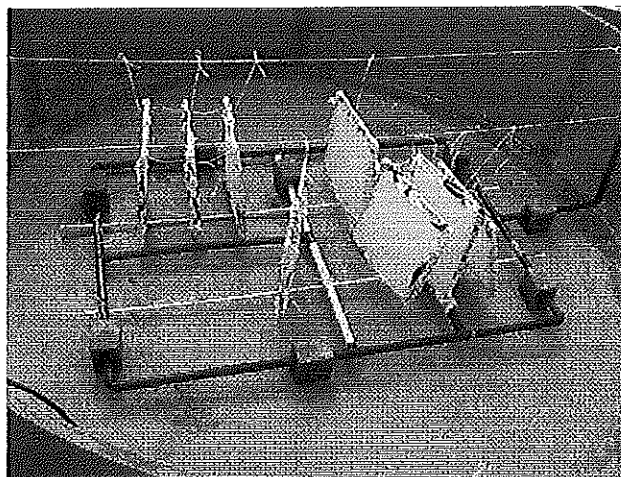


Figura 11.- En el tanque IIO se colocaron los tapetes microbianos paralelamente al sistema de aireación.

### **3. 10. - Parámetros Físicos- Químicos-biológicos:**

#### **3. 10. 1. Alimentación:**

El suministro de alimentación en los tanques se realizó de la forma que comúnmente se conoce como "boleo", la cual consiste en lanzar el alimento manualmente sobre la superficie del agua del estanque.

El alimento se suministró siguiendo la tabla de alimentación propuesta por el Centro de Investigación Científica y Tecnológica de la Universidad de Sonora (CICTUS) (CICTUS, 1988), iniciando con el 12% y terminando con el 5.2% del peso diario de la biomasa de los organismos. Se mantuvo una frecuencia de 3 raciones diarias en ambos tanques de cultivo las cuales fueron durante la mañana, el medio día y por la tarde.

#### **3. 10. 2. Muestreos del crecimiento (Biometrías)**

La evaluación del crecimiento de los organismos se realizó semanalmente. El proceso de muestreo consistió en coleccionar al azar 40 organismos de cada tanque experimental, los cuales fueron pesados en forma individual en una balanza digital de la marca OHAUS I modelo SCOUT II, para determinar el peso promedio de la población de cada uno de los tanques.

### **3. 10. 3. Salinidad:**

Este parámetro fue evaluado dos veces por semana, por medio de un refractómetro modelo YSI con un intervalo de medición entre 0 a 100 ‰.

### **3. 10. 4. Temperatura y Oxígeno Disuelto:**

La temperatura y el oxígeno disuelto de los tanques fue medido tres veces al día (mañana-medio día-tarde), durante todo el tiempo experimental, utilizando un Oxímetro marca YSI modelo 55 provisto con un cable de 8 m.

### **3. 10. 5. El potencial del ion Hidrógeno (pH):**

Este parámetro fue medido diariamente y durante tres diferentes horas del día (mañana - medio día -tarde), la determinación fue realizada por medio de un potenciómetro portátil tipo pluma, marca WTW modelo Mite con un rango de 0 – 15 pH.

### **3. 10. 6. Compuestos Nitrogenados:**

Los Compuestos Nitrogenados como Amonio ( $\text{NH}_4$ ), Nitritos ( $\text{NO}_2$ ), Nitratos ( $\text{NO}_3$ ) se analizaron semanalmente por medio de técnicas colorimétricas utilizando un espectrofotómetro marca Hach modelo DR/2010 (Datalogging colorimeter handbook DR/2010 (1999)).

### **3. 10. 7. Sólidos Suspendidos Totales (SST):**

Los SST se cuantificaron por triplicado de acuerdo a la metodología propuesta por Canino (1999), descrita en el manual de Contaminación Marina de la Facultad de Ciencias Marinas; la cual consiste, en filtrar un volumen de 1 litro de agua del cultivo y hacerla pasar por un filtro de papel de la marca Whatman del numero 4 (20 - 25 micras), colocado en un embudo "Bushner". Posteriormente el filtro con la muestra es colocado en una estufa a 50 °C por un periodo de 12 hrs. hasta alcanzar su peso constante, el cual se evaluado con una balanza analítica de la Marca OHAUS I modelo SCOUT II.

### **3. 10. 8. Material Contenido en los Tapetes Microbianos:**

La determinación del material capturado por los tapetes ubicados dentro de los sistemas de cultivo, fue evaluado semanalmente y para ello se utilizó un tubo de metal (sacabocado), con el cual se hicieron cortes de 40 mm de diámetro, en diferentes partes del tapete muestreado (superior-medio-inferior) (Fig. 12). Posteriormente esta muestra fue colocada en una estufa a 50 °C por un periodo de 12 hrs hasta alcanzar su peso seco constante, el cual fue evaluado con una balanza analítica Marca OHAUS I modelo SCOUT II.



Figura 12.- Imagen del instrumento de muestreo de los tapetes microbianos (a) y ejemplificación de la técnica de corte de los tapetes microbianos (b).

### 3. 10. 9. Análisis Estadístico:

El análisis estadístico para ambos tanques se realizó mediante la utilización de la prueba estadística no paramétrica (Wilcoxon) para muestras independientes de todos los parámetros físico-químicos y el peso de los organismos, debido a que los datos obtenidos de los ensayos no presentaban una distribución normal.

Los análisis estadísticos fueron realizados con el programa estadístico de computo "STATISTICA"<sup>®</sup> versión 6.1 (StatSoft, Inc. 1996).

## 4. - RESULTADOS

### 4.1 CONDICIONES DEL CULTIVO.

#### 4.1.1. Temperatura:

Los valores de temperatura se muestran en la Figura 13 donde para el del tanque A, se observo el valor mínimo de temperatura durante la sexta semana de  $27.3\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ . El valor máximo  $30.9\pm 1.1^{\circ}\text{C}$  fue registrado a la novena semana de cultivo, mientras que al valor promedio a lo largo del tiempo que duro el experimento fue de  $28.3\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ .

El tanque B el valor mínimo de temperatura durante la séptima semana, fue de  $26.4\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ . El valor máximo  $33.0\pm 1.1^{\circ}\text{C}$  se registro en la novena semana, mientras que el valor promedio a lo largo del experimento fue de  $28.6\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ . Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes, este parámetro no presenta una diferencia significativa entre ambos tanques.

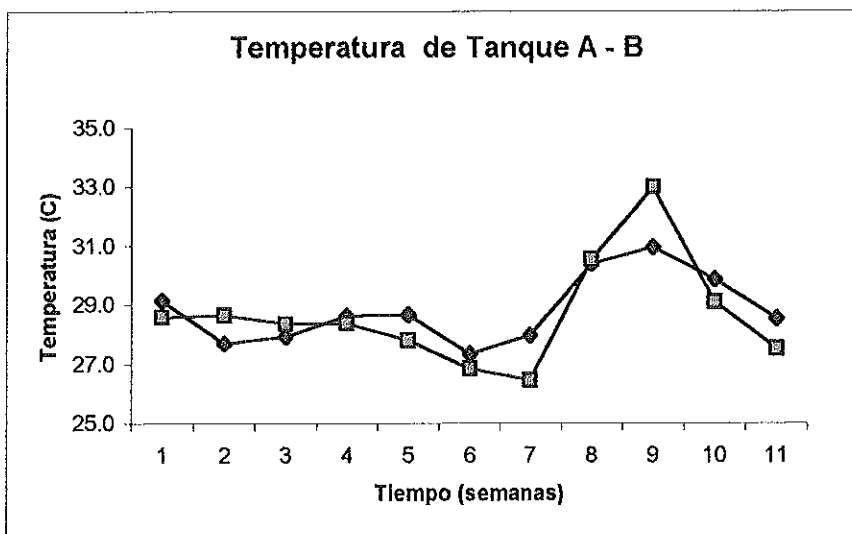


Figura 13.-Valores promedio de temperatura registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

#### 4.1.2. Oxígeno.

La concentración de oxígeno durante el tiempo de cultivo ( $\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$ ) se muestra en la Figura 14 para ambos sistemas experimentales.

En el tanque A se obtuvo un valor mínimo de Oxígeno durante la onceava semana de  $6.20 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ , con un máximo de  $7.36\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$  durante las primeras semanas de cultivo y con un promedio durante las 11 semanas de cultivo de  $6.8\pm 0.1 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ . En el tanque B se obtuvo un valor mínimo de Oxígeno durante la novena semana de  $6.04\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ . El valor máximo de Oxígeno se presento en dos ocasiones, en la primera y en la cuarta semana con un valor de  $7.6\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$  y un promedio durante todo el cultivo de  $6.9\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ . Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro no presento una diferencia significativa entre ambos tanques de cultivo.

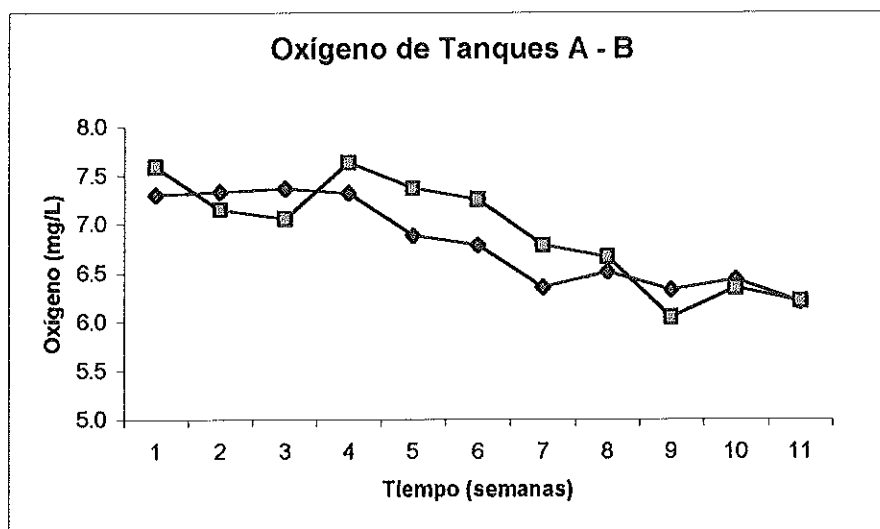


Figura 14. – Valores promedio de Oxígeno registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

### 4.1.3. pH

La relación del pH con el tiempo (Figura 15), mostró fluctuaciones a lo largo del cultivo. En el tanque A se presentó un valor mínimo de pH en la Onceava semana de  $7.66 \pm 0.1$ . Los valores máximos de pH se obtuvieron en la primera y cuarta semana con un valor de  $8.81 \pm 0.1$  y un valor promedio durante las once semanas de  $8.4 \pm 0.1$ . Para el caso del tanque B el valor mínimo de pH se presentó también a la onceava semana y fue de  $7.73 \pm 0.1$ . El valor máximo lo observamos durante la primera y la tercera semana siendo para ambos días de  $9.03 \pm 0.1$  y por último el valor promedio de pH durante las once semanas de cultivo siendo este de  $8.5 \pm 0.1$ . Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes, este parámetro no presentó diferencia significativa alguna entre ambos tanques.

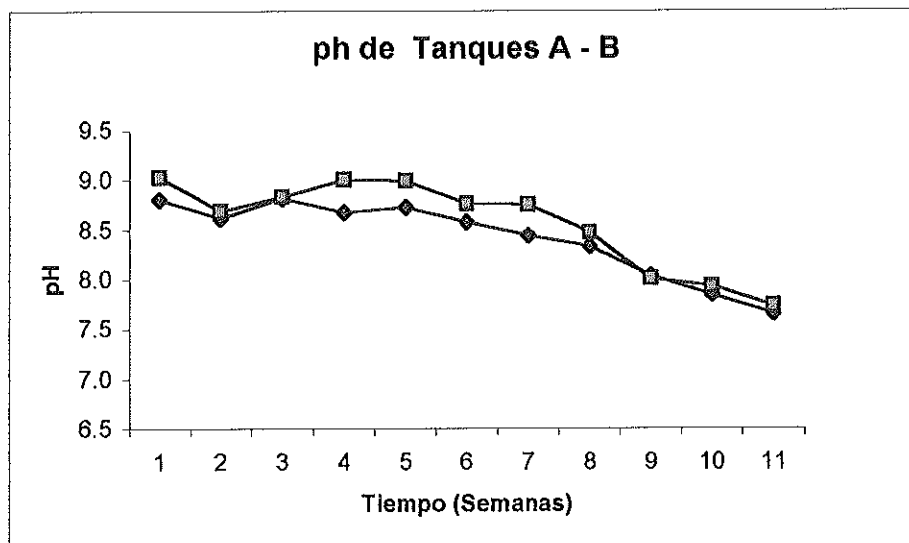


Figura 15.- Valores promedio de pH registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

#### 4.1.4 Salinidad

La relación de la salinidad con respecto al tiempo de cultivo se muestra en la Fig. 16. Ambos tanques de cultivo presentaron fluctuaciones a lo largo del experimento. En el tanque A se presentó un valor mínimo de salinidad al inicio del cultivo de  $4.8 \pm 0.36$  ‰, incrementándose a la siguiente semana con un valor máximo de  $10.0 \pm 0.36$  ‰, después de este incremento se observó una estabilización con un valor promedio de  $7.24 \pm 0.36$  ‰ el cual prevaleció durante todo el tiempo que duró el cultivo. Para el caso del tanque B, no se observaron las fluctuaciones como en el tanque A, sino simplemente un ligero incremento paulatino a lo largo del tiempo que duró el experimento, en donde al inicio se obtuvo un valor mínimo de salinidad de  $4.32 \pm 0.36$  ‰ y para las últimas semanas un valor máximo de  $7.00 \pm 0.36$  ‰.

Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro presentó una diferencia significativa entre ambos tanques.

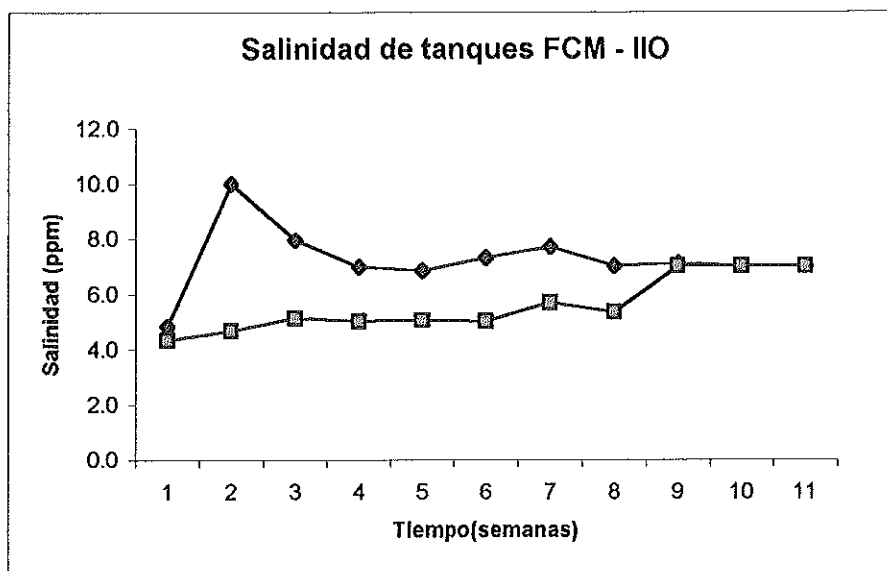


Figura 16. – Valores promedio de Salinidad registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

## 4.2. Compuestos Nitrogenados.

### 4.2.1. Amonio (NH<sub>4</sub>)

La relación del tiempo con la concentración de amonio total (mg·l<sup>-1</sup>) se muestra en la figura 17. Durante las dos primeras semanas de experimentación y en ambos sistemas (tanque a y B) se observó una concentración inicial de amonio de 0.00 mg·l<sup>-1</sup>. Para el caso de la concentración máxima observada encontramos para el tanque "A" un valor máximo en la novena semana de 0.95 mg·l<sup>-1</sup> mientras que en el tanque B se registró un valor máximo de concentración durante la novena semana de 3.56 mg·l<sup>-1</sup> (Fig. 17).

Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro no presentó una diferencia significativa entre ambos tanques.

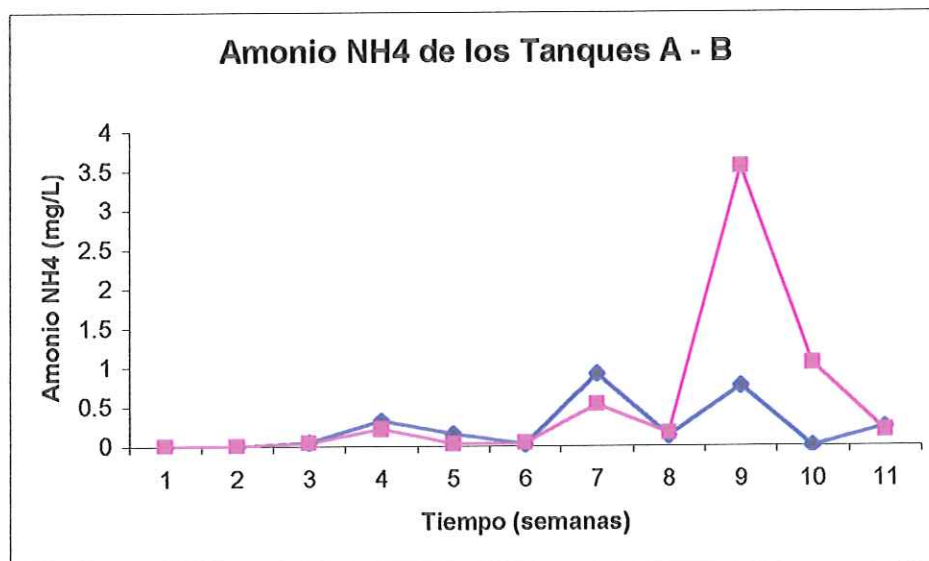


Figura 17. - Valores promedio de Amonio (NH<sub>4</sub>) registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

#### 4.2.2. Nitritos (NO<sub>2</sub>)

Las fluctuaciones de los nitritos a lo largo del experimento las podemos observar en la Figura 18. Para el caso de los nitritos y al igual que el amonio, se observo para ambos sistemas experimentales (tanque A y B) y durante las dos primeras semanas de cultivo una concentración de nitritos de 0.00 mg·l<sup>-1</sup>. Las concentraciones máximas de nitritos se observaron para ambos tanques durante la última semana de cultivo, presentando un valor de concentración de 42 y 30 mg·l<sup>-1</sup>, Tanque A y B respectivamente. Sin embargo, para el caso del tanque B se observaron algunas fluctuaciones en la concentración de los nitritos a lo largo del tiempo que duro el cultivo.

Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro presento una diferencia significativa entre ambos tanques.

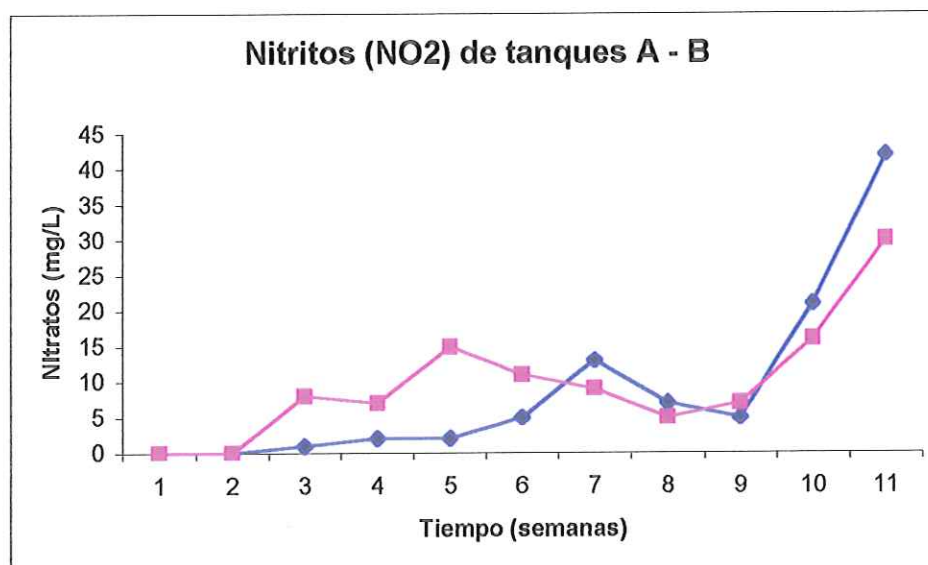


Figura 18. – Valores promedio de Nitritos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

### 4.2.3. Nitratos (NO<sub>3</sub>)

La Concentración de Nitratos en mg·l<sup>-1</sup> tanto en el tanque A y B presentaron un valor mínimo de nitratos durante las dos primeras semanas de experimentación (0.00 mg·l<sup>-1</sup>). Mientras que la concentración máxima nuevamente las observamos durante la ultima semana de cultivo, siendo esta de 50.0 y 33.0 mg·l<sup>-1</sup>, para el tanque A y B respectivamente (Figura 19).

Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro no presento diferencia significativa alguna entre ambos tanques.

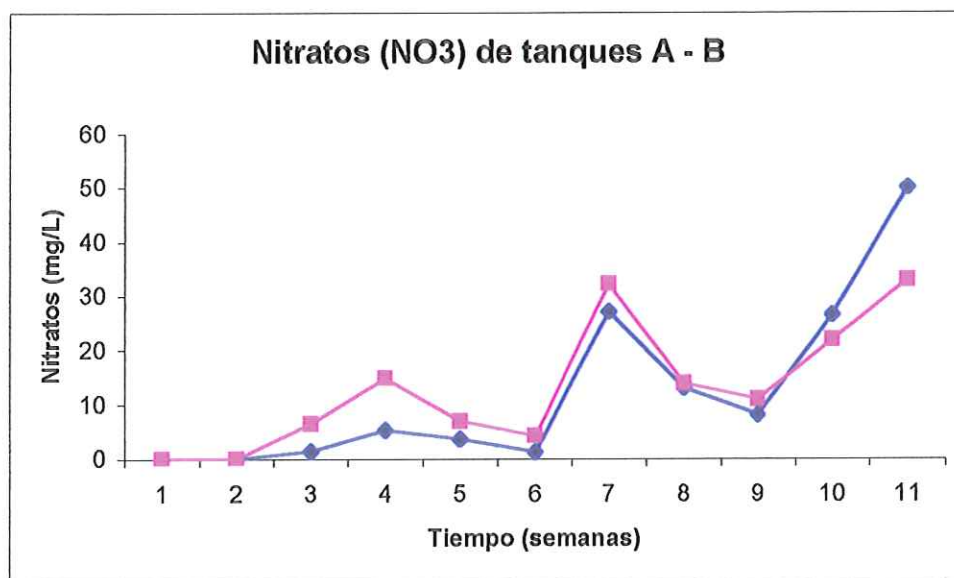


Figura 19. – Valores promedio de Nitratos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

#### 4.2.4 Sólidos Suspendidos Totales (SST)

El peso de los sólidos suspendidos totales a lo largo del experimento se muestran en la Fig. 20. En el tanque A durante la quinta semana se obtuvo un valor mínimo de  $0.08 \text{ g l}^{-1}$ , con un valor máximo en la novena semana de  $0.48 \text{ g l}^{-1}$  y se obtuvo un valor promedio de  $0.26 \text{ g l}^{-1}$  durante todo el cultivo. En el tanque B durante la tercera semana se presentó un valor mínimo de  $0.09 \text{ g l}^{-1}$ , con un valor máximo en la novena semana de  $0.49 \text{ g l}^{-1}$  y un valor promedio de sólidos suspendidos totales de  $0.26 \text{ g l}^{-1}$  durante todo el cultivo. Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro no presentó una diferencia significativa entre ambos tanques.

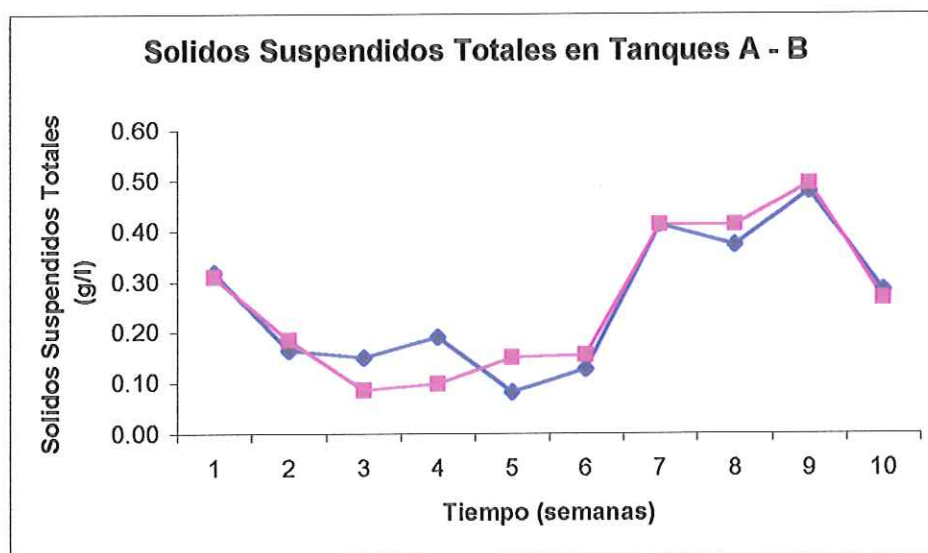


Figura 20. Valores promedio de Sólidos Suspendidos Totales registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

### 4.3. Parámetros de Crecimiento.

#### 4.3.1. Peso de los Organismos.

El peso promedio de los organismos durante todo el experimento se muestra en la figura 21. En el tanque A se obtuvo un peso final en la onceava semana de 7.43 g con un factor de conversión alimenticia (FCA) de 1.5, mientras que para el tanque B en el mismo lapso de tiempo se obtuvo un peso final de 4.12 g y un FCA de 2.3. Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro presentó una diferencia significativa entre ambos tanques.

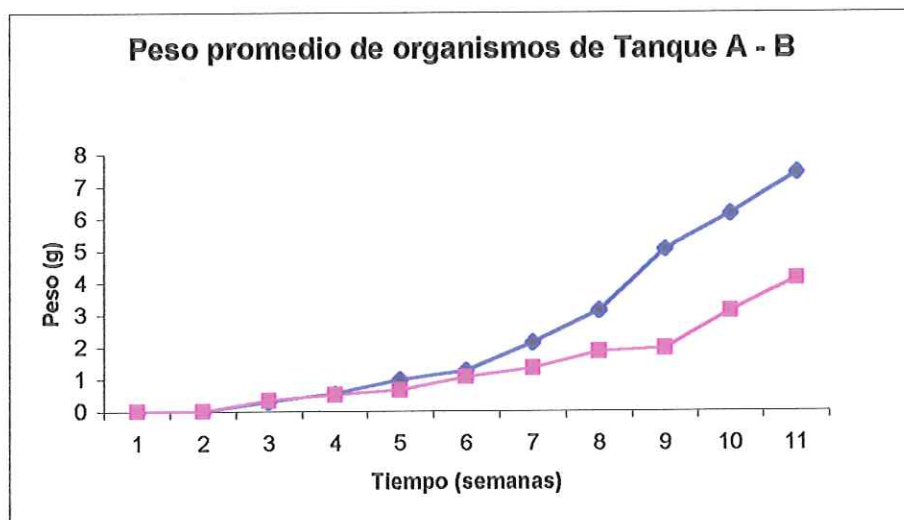


Figura 21.- Valores promedio del Peso de los organismos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

### 4.3.2. Distribución de tallas.

La distribución de tallas de los organismos al final de la etapa experimental se muestra en la figura. 22, en donde en el tanque A se registraron organismos con intervalos de peso entre 3 a 13 gramos. Mientras que en el tanque B, se registraron tallas menores presentando intervalo de frecuencia en tallas de 2 a 7 gramos de peso.

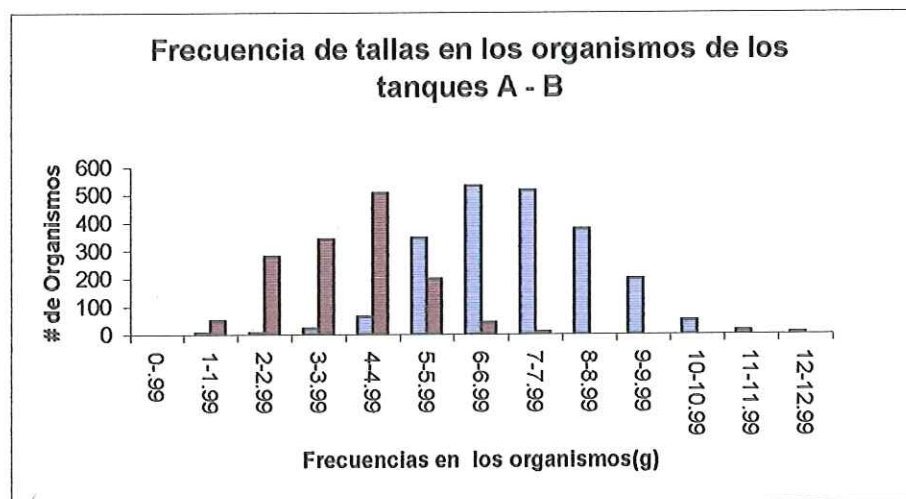


Figura 22. - Valores de frecuencias de tallas en los organismos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (■) y tanque B (■).

## 4.4. Materia Orgánica Contenida en Tapetes Microbianos.

### 4.4.1. Tapetes de Tanques A y B.

En la Fig. 22 se muestra la cantidad de materia orgánica contenida en los tapetes microbianos, mostrando las partes del tapete de donde se extrajeron las muestras de los tapetes control de cada uno de los tanques (arriba, medio y abajo). En donde el tanque A presenta un valor mínimo de materia orgánica de  $0.15 \text{ g m}^{-2}$  durante la primer semana, con un valor máximo

de  $2.16 \text{ g m}^{-2}$  durante la onceava semana y obteniendo una media de  $0.42 \text{ g m}^{-2}$ . El tanque B se presento un valor mínimo de  $0.03 \text{ g m}^{-2}$  en la primer semana, con un valor máximo de  $1.76 \text{ g m}^{-2}$  se obtuvo en la novena semana y con una media de  $0.32 \text{ g m}^{-2}$ .

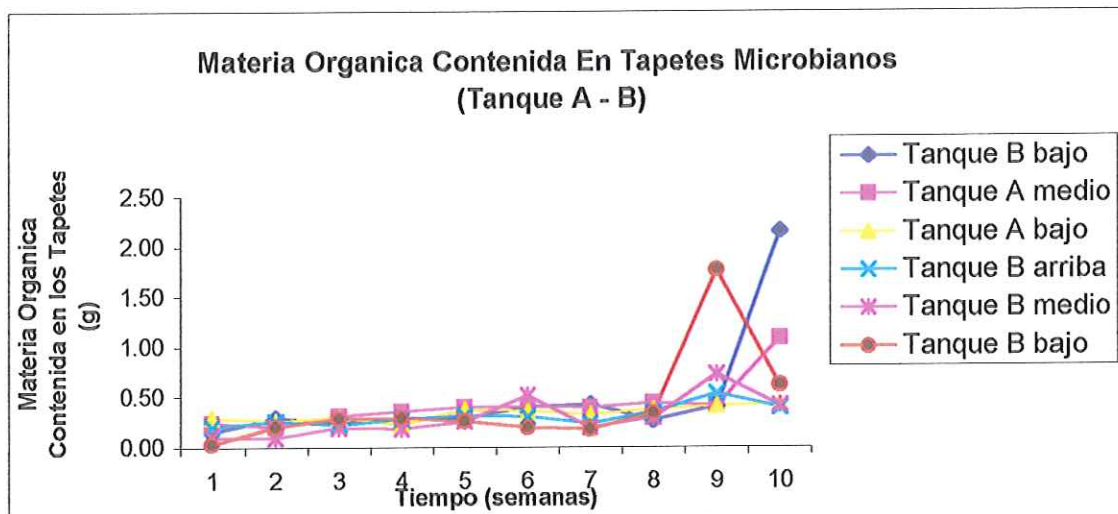


Figura 23. - Valores promedio de la cantidad de materia orgánica contenida en lo tapetes registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación.

## 4. - RESULTADOS

### 4.1 CONDICIONES DEL CULTIVO.

#### 4.1.1. Temperatura:

Los valores de temperatura se muestran en la Figura 13 donde para el del tanque A, se observo el valor mínimo de temperatura durante la sexta semana de  $27.3\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ . El valor máximo  $30.9\pm 1.1^{\circ}\text{C}$  fue registrado a la novena semana de cultivo, mientras que al valor promedio a lo largo del tiempo que duro el experimento fue de  $28.3\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ .

El tanque B el valor mínimo de temperatura durante la séptima semana, fue de  $26.4\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ . El valor máximo  $33.0\pm 1.1^{\circ}\text{C}$  se registro en la novena semana, mientras que el valor promedio a lo largo del experimento fue de  $28.6\pm 1.1^{\circ}\text{C}$ . Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes, este parámetro no presenta una diferencia significativa entre ambos tanques.

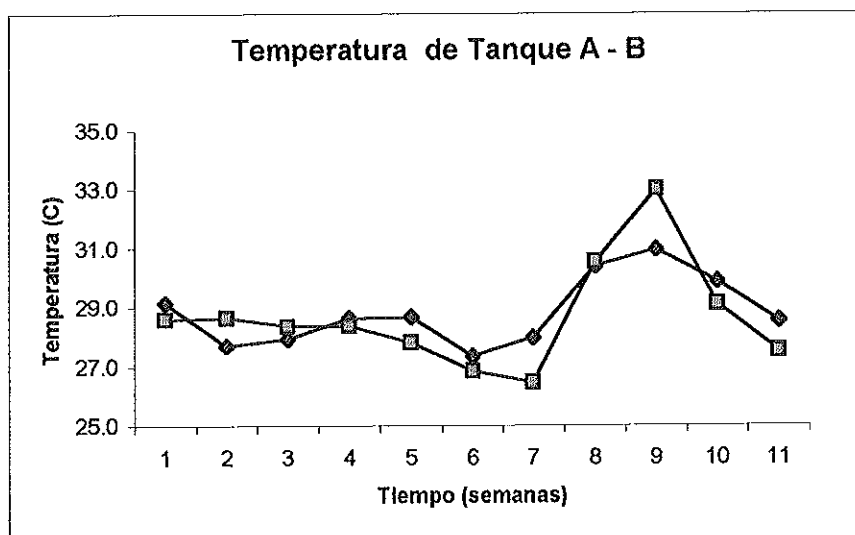


Figura 13.-Valores promedio de temperatura registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

#### 4.1.2. Oxígeno.

La concentración de oxígeno durante el tiempo de cultivo ( $\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$ ) se muestra en la Figura 14 para ambos sistemas experimentales.

En el tanque A se obtuvo un valor mínimo de Oxígeno durante la onceava semana de  $6.20 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ , con un máximo de  $7.36\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$  durante las primeras semanas de cultivo y con un promedio durante las 11 semanas de cultivo de  $6.8\pm 0.1 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ . En el tanque B se obtuvo un valor mínimo de Oxígeno durante la novena semana de  $6.04\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ . El valor máximo de Oxígeno se presento en dos ocasiones, en la primera y en la cuarta semana con un valor de  $7.6\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$  y un promedio durante todo el cultivo de  $6.9\pm 0.4 \text{ mg}\cdot\text{l}^{-1}$ . Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro no presento una diferencia significativa entre ambos tanques de cultivo.

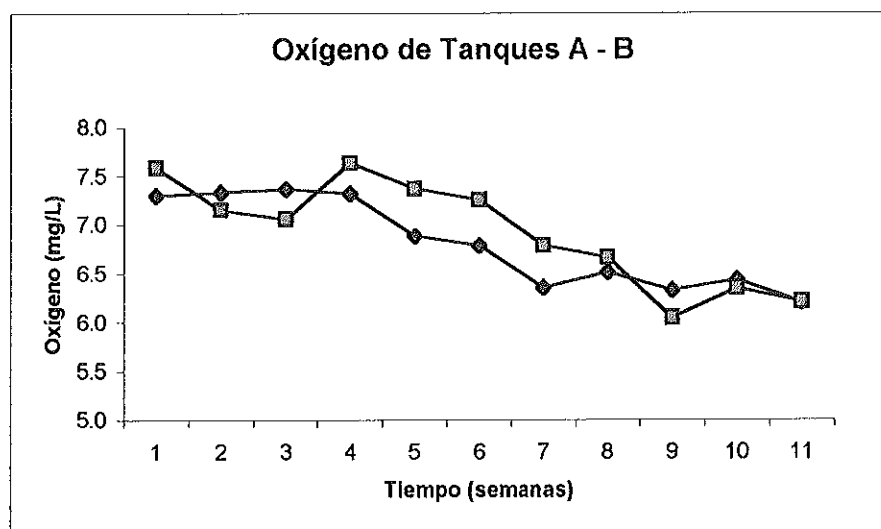


Figura 14. – Valores promedio de Oxígeno registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

### 4.1.3. pH

La relación del pH con el tiempo (Figura 15), mostró fluctuaciones a lo largo del cultivo. En el tanque A se presentó un valor mínimo de pH en la Onceava semana de  $7.66 \pm 0.1$ . Los valores máximos de pH se obtuvieron en la primera y cuarta semana con un valor de  $8.81 \pm 0.1$  y un valor promedio durante las once semanas de  $8.4 \pm 0.1$ . Para el caso del tanque B el valor mínimo de pH se presentó también a la onceava semana y fue de  $7.73 \pm 0.1$ . El valor máximo lo observamos durante la primera y la tercera semana siendo para ambos días de  $9.03 \pm 0.1$  y por último el valor promedio de pH durante las once semanas de cultivo siendo este de  $8.5 \pm 0.1$ . Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes, este parámetro no presentó diferencia significativa alguna entre ambos tanques.

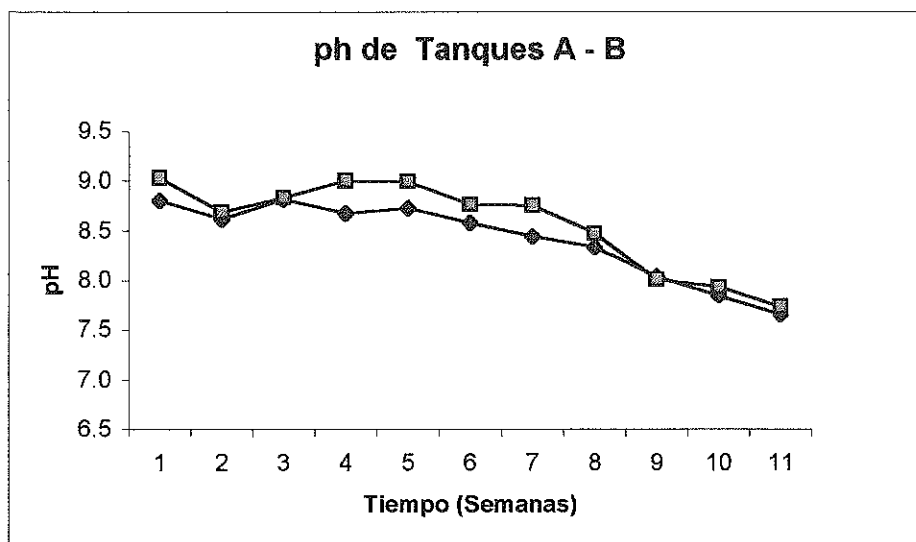


Figura 15.- Valores promedio de pH registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (◆) y tanque B (■).

#### 4.1.4 Salinidad

La relación de la salinidad con respecto al tiempo de cultivo se muestra en la Fig. 16. Ambos tanques de cultivo presentaron fluctuaciones a lo largo del experimento. En el tanque A se presentó un valor mínimo de salinidad al inicio del cultivo de  $4.8 \pm 0.36$  ‰, incrementándose a la siguiente semana con un valor máximo de  $10.0 \pm 0.36$  ‰, después de este incremento se observó una estabilización con un valor promedio de  $7.24 \pm 0.36$  ‰ el cual prevaleció durante todo el tiempo que duró el cultivo. Para el caso del tanque B, no se observaron las fluctuaciones como en el tanque A, sino simplemente un ligero incremento paulatino a lo largo del tiempo que duró el experimento, en donde al inicio se obtuvo un valor mínimo de salinidad de  $4.32 \pm 0.36$  ‰ y para las últimas semanas un valor máximo de  $7.00 \pm 0.36$  ‰.

Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro presentó una diferencia significativa entre ambos tanques.

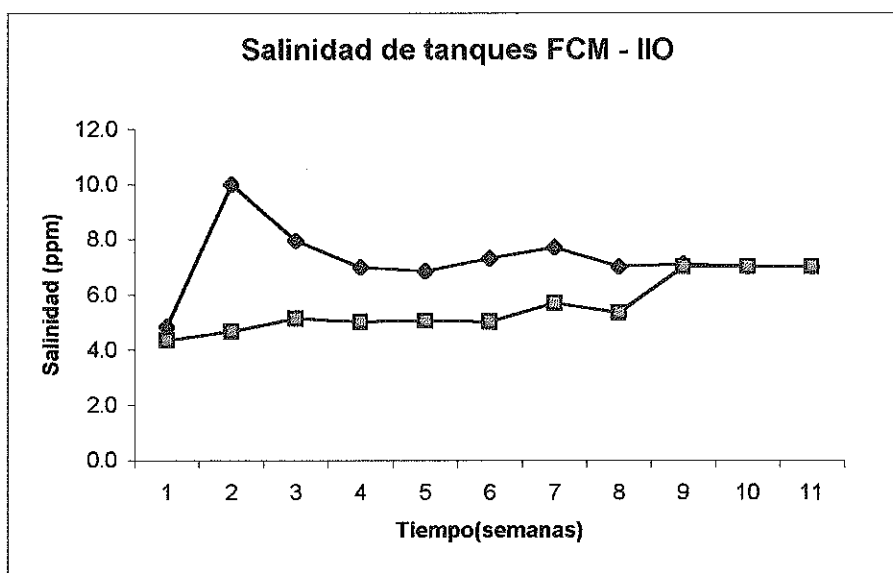


Figura 16. – Valores promedio de Salinidad registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

## 4.2. Compuestos Nitrogenados.

### 4.2.1. Amonio (NH<sub>4</sub>)

La relación del tiempo con la concentración de amonio total (mg·l<sup>-1</sup>) se muestra en la figura 17. Durante las dos primeras semanas de experimentación y en ambos sistemas (tanque a y B) se observó una concentración inicial de amonio de 0.00 mg·l<sup>-1</sup>. Para el caso de la concentración máxima observada encontramos para el tanque "A" un valor máximo en la novena semana de 0.95 mg·l<sup>-1</sup> mientras que en el tanque B se registró un valor máximo de concentración durante la novena semana de 3.56 mg·l<sup>-1</sup> (Fig. 17).

Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro no presentó una diferencia significativa entre ambos tanques.

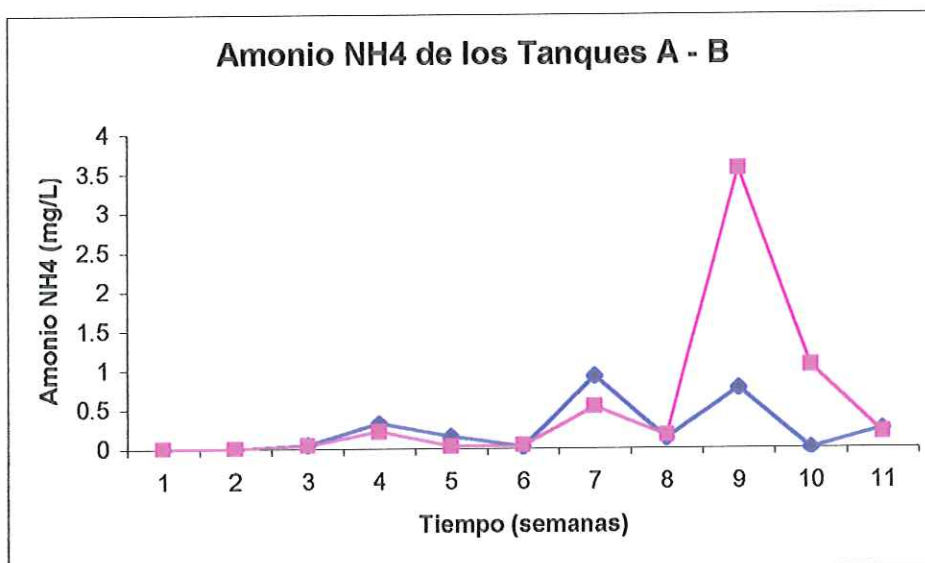


Figura 17. - Valores promedio de Amonio (NH<sub>4</sub>) registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

#### 4.2.4 Sólidos Suspendidos Totales (SST)

El peso de los sólidos suspendidos totales a lo largo del experimento se muestran en la Fig. 20. En el tanque A durante la quinta semana se obtuvo un valor mínimo de  $0.08 \text{ g l}^{-1}$ , con un valor máximo en la novena semana de  $0.48 \text{ g l}^{-1}$  y se obtuvo un valor promedio de  $0.26 \text{ g l}^{-1}$  durante todo el cultivo. En el tanque B durante la tercera semana se presentó un valor mínimo de  $0.09 \text{ g l}^{-1}$ , con un valor máximo en la novena semana de  $0.49 \text{ g l}^{-1}$  y un valor promedio de sólidos suspendidos totales de  $0.26 \text{ g l}^{-1}$  durante todo el cultivo. Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro no presentó una diferencia significativa entre ambos tanques.

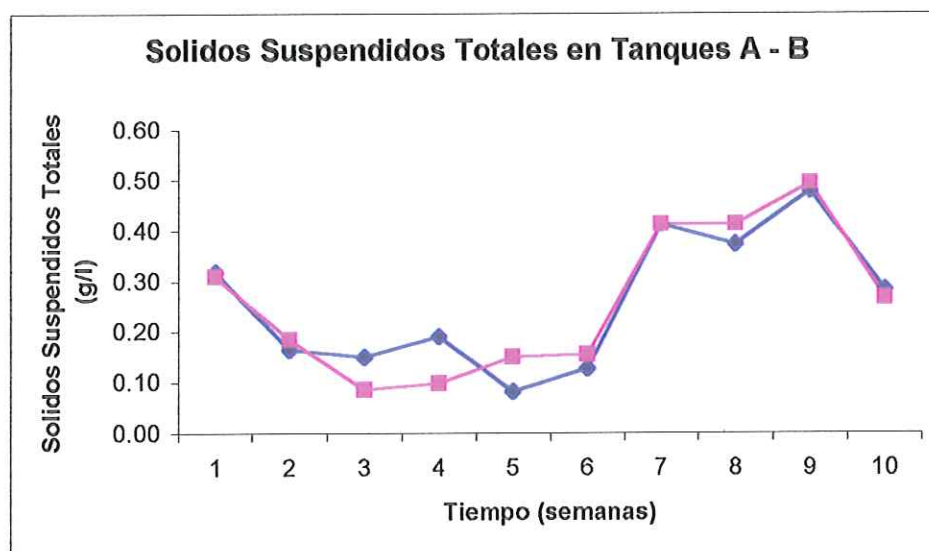


Figura 20. Valores promedio de Sólidos Suspendidos Totales registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (◆) y tanque B (■).

### 4.3. Parámetros de Crecimiento.

#### 4.3.1. Peso de los Organismos.

El peso promedio de los organismos durante todo el experimento se muestra en la figura 21. En el tanque A se obtuvo un peso final en la onceava semana de 7.43 g con un factor de conversión alimenticia (FCA) de 1.5, mientras que para el tanque B en el mismo lapso de tiempo se obtuvo un peso final de 4.12 g y un FCA de 2.3. Al realizar las pruebas estadísticas pertinentes este parámetro presento una diferencia significativa entre ambos tanques.

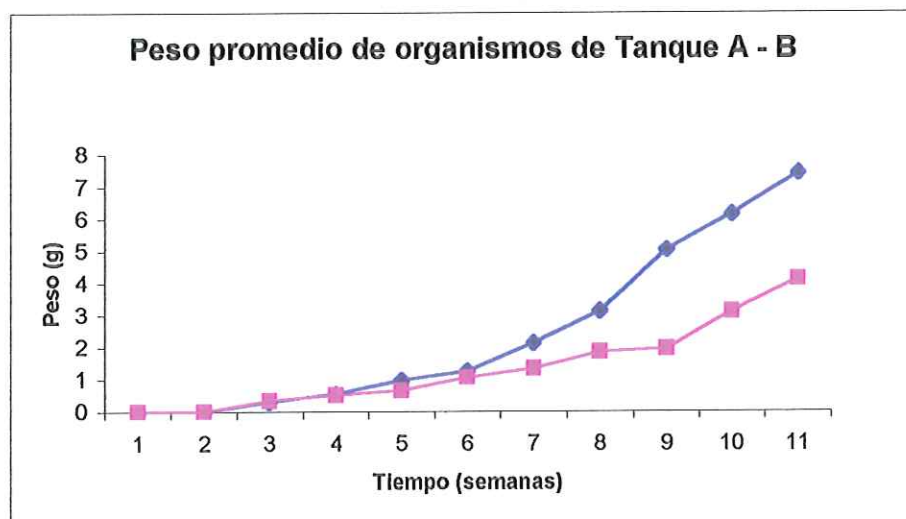


Figura 21.- Valores promedio del Peso de los organismos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A (♦) y tanque B (■).

### 4.3.2. Distribución de tallas.

La distribución de tallas de los organismos al final de la etapa experimental se muestra en la figura. 22, en donde en el tanque A se registraron organismos con intervalos de peso entre 3 a 13 gramos. Mientras que en el tanque B, se registraron tallas menores presentando intervalo de frecuencia en tallas de 2 a 7 gramos de peso.

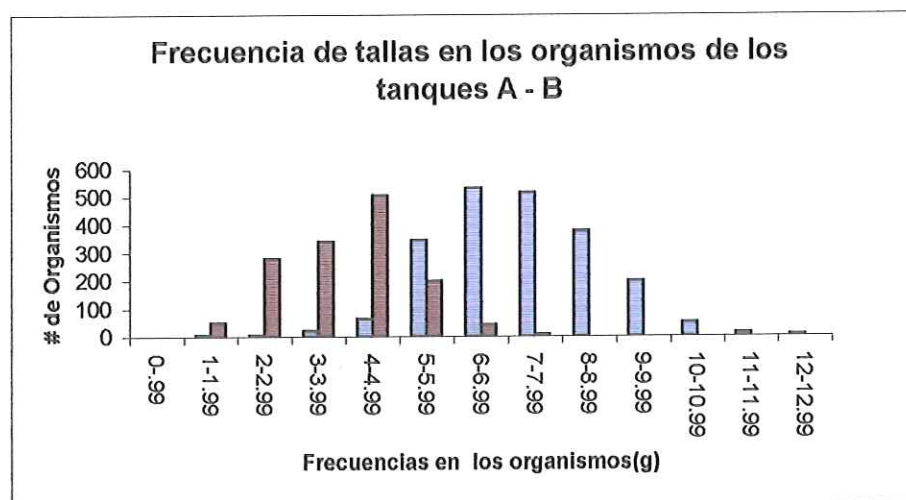


Figura 22. - Valores de frecuencias de tallas en los organismos registrados en ambos sistemas experimentales de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), durante 11 semanas de experimentación. Tanque A ( ) y tanque B (■).

## 4.4. Materia Orgánica Contenida en Tapetes Microbianos.

### 4.4.1. Tapetes de Tanques A y B.

En la Fig. 22 se muestra la cantidad de materia orgánica contenida en los tapetes microbianos, mostrando las partes del tapete de donde se extrajeron las muestras de los tapetes control de cada uno de los tanques (arriba, medio y abajo). En donde el tanque A presenta un valor mínimo de materia orgánica de  $0.15 \text{ g m}^{-2}$  durante la primer semana, con un valor máximo

## 5. - Discusiones.

Con el presente experimento se dio a conocer algunos de los aspectos más importantes para el manejo de la especie *L. vannamei*, cultivada durante 11 semanas en aguas salobres, bajo un sistema cerrado de recirculación de agua y con cero recambio de agua. Pudimos observar que la obtención de los parámetros fisicoquímicos (temperatura, oxígeno, salinidad y pH) juega un papel muy importante y se relaciona directamente con la eficiencia de los tapetes microbianos utilizados para la degradación de compuestos nitrogenados.

La temperatura es el más importante de estos factores ya que regulan el metabolismo de los organismos cultivados, pero además también tiene influencia sobre la solubilidad de los gases como el oxígeno ( $O_2$ ) y el bióxido de carbono ( $CO_2$ ); la toxicidad de algunos compuestos producto del metabolismo de algunos organismos, tales como el nitrógeno amoniacal total (NAT), los nitritos ( $NO_2$ ), metanos ( $CH_4$ ) y el ácido Sulfhídrico ( $H_2S$ ) y la actividad bacteriana (Anaya, 2005).

*Litopenaeus vannamei* como todos los crustáceos son organismos poiquilotermos o los comúnmente llamados de "sangre fría" estos organismos no pueden regular su temperatura corporal generando calor, por lo que normalmente la equilibran con la temperatura del medio ambiente (Wyk y Scarpa, 2001).

El camarón puede sobrevivir amplios intervalos de temperatura, teniendo un límite inferior letal de 15°C que solo lo pueden soportar por cortos periodos y teniendo un límite superior de 40°C por periodos prolongados en agua de mar (Wyk y Scarpa, 2001).

El tanque A registro un valor mínimo de 27.3°C con un máximo de 30.9°C, por otro lado el tanque B se obtuvo un valor mínimo de 26.4°C y un máximo de 32.9°C en ambos estanques. Al comparar los valores de temperatura obtenidos en este trabajo con lo reportado en la literatura (Wyk y Scarpa, 2001; y Whetstone *et al.*, 2002), encontramos que los valores obtenidos en este experimento entran dentro del intervalo óptimo de temperatura para el cultivo de camarón, solo que estos valores son reportados para organismos cultivados en agua de mar, sin embargo creemos que estos deben de ser similares para los organismos cultivados en sistemas de baja salinidad.

Tradicionalmente el camarón es cultivado en aguas costeras o estuarinas sin embargo en la actualidad son varios los países que se encuentran tratando de cultivarlo usando bajas salinidades (Allen *et al.*, (2004). En la actualidad no existen trabajos que sean reportados con sistemas cerrados utilizando salinidades bajas y/o aguas salobres.

Allen *et al.*, (2004) reporta que la salinidad tolerable para *L. vannamei* abarca un intervalo muy amplio (1 a 40 ‰) sin embargo solo se han reportado

trabajos en donde experimentan con intervalos de 15‰, 20‰, 30‰ y 40‰ (Lin y Chen, 2003; Spanopoulos *et al.*, 2005; Chun y Yuan, 1992).

En este experimento se aclimataron larvas que provenían a una salinidad de 35‰ y se llevaron a una salinidad entre 5‰ y 8‰ en un tiempo aproximado de 50hrs en donde para el tanque A la mínima salinidad durante las once semanas de cultivo fue de 4.8‰ con un valor máximo registrado de 10‰. En lo referente al tanque B observamos una tendencia similar presentando un mínimo de salinidad de 4.3‰ y un máximo de 7.0‰. Para este caso y al realizar los análisis de varianza respectivos si se encontraron diferencias significativas entre los dos sistemas de cultivo. Sin embargo, ambos tanques se encuentran dentro del intervalo óptimo de salinidad para el cultivo de camarones en aguas salobres según lo reportado por Davis *et al.*, (2004).

Wyk y Scarpa, 2001; Whetstone *et al.*, 2002 y Timmons *et al.*, 2002, reportan intervalos óptimos de oxígeno disuelto entre los 5.0 – 15.0 ppm para la mayoría de los organismos cultivados.

En este experimento y en ambos tanques (A y B) se observaron valores máximos registrados de 7.3 y 7.6 ppm y valores mínimos de 6.2 y 6.0 ppm, respectivamente. Para este caso no se encontró diferencias estadísticas entre los dos tanques experimentales y sus valores se encuentran dentro de los intervalos reportados por los diferentes investigadores.

El pH o potencial hidrogeno indica el grado de acidez o alcalinidad del agua. Kleinberg, (1996) considera los niveles alcalinos arriba de 7.0 y aguas ácidas debajo de 7.0. El estado del pH en el agua afecta a gran parte de los parámetros químicos y procesos biológicos (Lasordo *et al.*, 1992).

Kuo-Feng *et al.*, (1998) reportan un optimo de pH para *Penaeus monodon* de 7.48 a 7.96. Menasveta *et al.*, (2001), utilizaron diferentes tipos de sustratos en la construcción de filtros biológicos y mencionan intervalos óptimos de pH de 6.0 a 8.0. Mientras que Timmons *et al.*, (2002); Wyk y Scarpa (2001) y Whetstone *et al.*, (2002), reportan intervalos adecuados de pH de entre 7.0 a 9.0, Sin embargo reportan como valores óptimos para el cultivo de organismos acuáticos de 7.4 a 7.8.

En este estudio los valores máximos de pH registrados en los tanques experimentales A y B fueron de 8.81 y 9.03, mientras que los valores mínimos de 7.66 y 7.73, respectivamente. Por lo tanto podemos asumir que los valores registrados en nuestro experimento se encuentran dentro de los intervalos adecuados y reportados como óptimos en diferentes trabajos e investigadores.

En el caso del amonio, se conoce que es uno de los metabolitos más peligrosos en el cultivo de organismos acuáticos y que ha llegado a ser la causa principal tanto de enfermedades como de mortalidades en sistema de producción de camarón, por lo tanto algunos autores mencionan que la cantidad de amonio producido esta en función de la cantidad de alimento

proporcionado, en el porcentaje de proteína y la cantidad de materia orgánica en descomposición en el sistema (Horowitz *et al.*, 2001), por lo tanto podemos deducir que en la acuicultura la remoción del amonio puede ser la llave para el proceso de rehusó de agua en los sistemas cerrados (Horowitz *et al.*, 2001). En este tipo de sistemas se deben de implementar equipos de filtración, que sean efectivos en la remoción de productos nitrógenados y en la remoción de sólidos de los estanques de cultivo, esto con el fin de garantizar la buena calidad del agua de cultivo y a su vez el óptimo de crecimiento de los organismos.

En un sistema biológico de tratamiento de agua la remoción del amonio se lleva a cabo por medio de bacterias nitrificantes, las cuales se encuentran acumulados en un sustrato o soporte, las cuales se encargan de oxidar al íon amonio, proveniente de los desechos de los organismos, convirtiéndolo en nitritos y posteriormente a nitratos, íon que resulta no toxico para la gran mayoría de los organismos cultivables y puede ser utilizado por algunas algas para su crecimiento (Hoorowitz *et al.*, 2001; Montoya y Velasco, 2001).

En el agua el amonio establece un equilibrio entre la forma toxica ( $\text{NH}_3$ ) y el íon no toxico ( $\text{NH}_4$ ). Su proporción depende directa y/o indirectamente de otros factores como el pH, la temperatura y la salinidad, aunque en algunos casos además la toxicidad del amonio depende de la edad de los organismos (Osttrensky y Wasielesky, 1995). Chen y Lin (1992) reportan que los camarones conforme aumentan su peso y edad se vuelven más resistentes a las concentraciones de amonio que se encuentran en el medio sin embargo,

estas concentraciones pueden volverse mas toxicas cuando las salinidades del cultivo son menores de las 15<sup>0</sup>/∞.

Whetstone *et al.*, (2002) reportan niveles óptimos para el cultivo de camarón de 0.2 a 2.0 mg l<sup>-1</sup>. Las concentraciones encontrados en los tanques experimentales A y B fueron de 0.29 mg l<sup>-1</sup> y 0.53 mg l<sup>-1</sup> respectivamente. Dichos valores se encuentran dentro del intervalo establecido para el cultivo de camarón.

Los nitritos son tóxicos para los camarones peneidos, su toxicidad es influenciada por la edad de los organismos y la salinidad. Wyk y Scarpa (2001) determinaron una mayor toxicidad del nitrito a bajas salinidades, incluso puede generar mortalidades arriba del 50%. Whetstone *et al.*, (2002) propone concentraciones optimas menores a 0.23. mg l<sup>-1</sup> de nitritos, mientras que Chen y Chin (1998) y Chen y Lei (1990) reportan niveles críticos de 13.6 mg l<sup>-1</sup> para estadios larvales y 17.1 mg l<sup>-1</sup> para camarones de 5 gramos. Los valores registrados en los tanques experimentales A y B fueron de 0.23 mg l<sup>-1</sup> y 10.8 mg l<sup>-1</sup> respectivamente, los cuales se encuentran en un valor intermedio de lo reportado para el cultivo de camarón, por lo que podemos creer que estos valores de concentración de amonio en el agua no afectaron el crecimiento de los organismos en cultivo. Independientemente de que si hubo diferencias significativas entre las concentraciones de amonio de ambos tanques.

El nitrato virtualmente no es toxico para el cultivo, ya que existen trabajos en donde se ha comprobado que el camarón puede sobrevivir a concentraciones tan altas como de  $200 \text{ mg l}^{-1}$ , Sin embargo, y específicamente para el cultivo de peneidos se recomienda que la concentración de nitratos no se exceda de una concentración de  $60 \text{ mg l}^{-1}$  (Wyk y Scarpa, 2001) y que el valor optimo de estos debe de estar entre  $0.2 - 10 \text{ mg l}^{-1}$  de nitratos (Whetstone, et al., 2002). En este experimento se registraron valores de concentración de nitratos de  $15.1$  y  $13. \text{ mg l}^{-1}$ , registrados en los tanques A y B, respectivamente, Lo anterior nos indica que la concentración de nitratos a pesar de no ser la optima, si se encontró dentro de los niveles permisibles para el cultivo de camarones.

En la gran mayoría de los sistemas de cultivo y en especial en aquellos que trabajan con sistemas de recirculación de agua, se recomienda una completa y rápida remoción de todo tipo de sólidos, esto con el fin de evitar al máximo el deterioro de la calidad de agua del sistema, ya que un incremento de los sólidos en los sistemas de cultivo llegan a provocar problemas serios de salud (dañan las branquias de los organismos e incrementa la posibilidad de enfermedades), además de que se consume oxigeno durante su descomposición, lo que ocasiona una menor disponibilidad de este por parte de los organismos. Otros problemas asociados a la acumulación de sólidos en los sistemas de cultivo es que pueden llegar a obstruir los filtros biológicos (McMillan et al., 2003; Gamble, 1999)

Wheston *et al.*, (2002) reportan valores menores a  $100 \text{ mg l}^{-1}$  de sólidos suspendidos totales para el cultivo de camarón en sistemas cerrados. Concentraciones de  $260 \text{ mg l}^{-1}$  para ambos tanques experimentales fueron registradas durante el periodo de cultivo.

Wyban y Sweeny (1989) reportan sobrevivencias del 90% en cultivos intensivos de *Litopenaeus vannamei* con  $45 \text{ org m}^{-2}$ , reportando un factor de conversión alimenticio (FCA) de 2.0 y un peso promedio de 8.3 gramos durante 35 días de cultivo. Bratvold y Wrowdy (2001) reportan sobrevivencia del 80% cultivos con sistemas cerrados, utilizando  $130 \text{ org m}^{-2}$ , obteniéndose un FCA de 1.5.

La sobrevivencia obtenida en los tanques experimentales A y B fueron de 81 y 85 % respectivamente, con una densidad de siembra de  $160 \text{ org m}^{-2}$  y un FCA de 1.5 y 2.3 para los tanques A y B. Los pesos promedio registrados fueron de 7.43 gramos para el tanque A y 4.3 gramos para el tanque B, en un tiempo de 11 semanas.

La información registrada durante el periodo experimental, indica que los parámetros medidos se encuentran dentro de los intervalos establecidos por diferentes investigadores. Esto lleva a la conclusión de que el material utilizado para la construcción de los tapetes microbianos Wata o algodón plástico es adecuado para mantener la calidad del agua del cultivo y que la posición de los tapetes con respecto al sistema de suministro de aire, no tiene ningún efecto sobre la calidad del agua en el sistema de cultivo, ya que los efectos

mencionados por McMillan *et al.*, 2003 y Gamble, 1999, (dañan las branquias de los organismos e incrementa la posibilidad de enfermedades), no se presentaron durante el tiempo de cultivo.

## 7. - LITERATURA CITADA

- Acosta J. et al., (1990). Memorias curso de titulación: cultivos de camarón. Tesis de Licenciatura Universidad Autónoma de Baja California, Facultad de Ciencias Marinas. Ensenada, Baja California. 257 pp.
- Allen, D. D. Samocha, M. T. Boyd, C. E (2004). Acclimating Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, to Inland, Low – Salinity Waters. Southern Regional Aquaculture Center No. 2601.
- Anaya, R. (2005). Cultivo de Camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, Boone (1931), en sistema cerrado a alta densidad. Tesis de maestría. Centro de Investigaciones Científicas Y de Educación Superior de Ensenada. Ensenada, Baja California. 65 pp.
- Barón, S. B. Buckle, R. L. F. y Hernández, R. M. (2004) Cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei* Boone (1931), en un sistema de agua de mar recirculada. Revista Ciencias Marinas (2004), 30 (1B): 179-188.
- Bratvold, D. y Browdy, L. C (2001). Effects of sand sediment and vertical surfaces (AquaMats™) on production, water quality, and microbial ecology in an intensive *Litopenaeus vannamei* culture system. Aquaculture. 195: 81 – 94.
- Burford, A. M. Thompson, J. P. McIntosh, P. R. Bauman, H. R. Pearson, C. D (2003). Nutrient and microbial dynamics in high – intensity, zero – exchange shrimp ponds in Belize. Aquaculture 219: 393 – 411.

- Chagoya, O. P. (1998). Estudio de viabilidad Técnica Económica y Financiera de un Laboratorio Productor de Postlarvas de Camarón (*Panaeus stylirostris*) San Felipe, Baja California. Tesis de Licenciatura Universidad Autónoma de Baja California, Facultad de Ciencias Marinas. Ensenada, Baja California. 87 pp.
- Chen, C. J y Lin, C. J (1992) Lethal effects of ammonia on *Panaeus chinensis* Osbeck juveniles at different salinity levels.
- Chin, S. T y Chen, C. J (1987) Acute Toxicity of Ammonia to Larvae of the Tiger Prawn, *Panaeus monodon*. Aquaculture. 66: 247 – 253.
- Cohen, M. J. Samocha, M. T. Fox, M. J. Gandy, L. R. Lawrence, L. A (2005). Characterization of water quality factors during intensive raceway production of juvenile *Litopenaeus vannamei* using limited discharge and biosecure management tools. Aquacultural Engineering. 32: 425 – 442.
- Davis, A. D. y Arnold, R. C. (1998). The design, management and production of a recirculating raceway system for the production of marine shrimp. Aquacultura Engeneering 17: 193 – 211.
- Gamble, H. A (1999). A Comparative Analysis of Three Biofilter Types Treating Wastewater Produced in Recirculating Aquaculture Systems. Master of Science. Blacksburg, Virginia 60 pp.

- Horowitz, A, Samocha, M. T, Gandy, L. R, Horowytz, S. (2001) Toxicity tests to assess the effect of a synthetic tank liner on shrimp survival and nitrification in a recirculating superintensive production system. *Aquacultural Engineering*. 24: 91–105.
- Imad, P. D. Allen y D Rouse (2003). Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture* 217: 373 – 383 pp.
- Losordo, M. T. Masser, M. Rakocy J (1992). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems. Southern Regional Aquaculture Center No. 451
- Martínez, C. R. L (1993) Camaronicultura: Bases técnicas y científicas para el cultivo de camarones peneidos. AGT Editorial. 223 pp.
- McMillan, D. J. Wheaton, W. F. Hochheimer, N. J. Soares, J (2003). Pumping effect on particle sizes in a recirculating aquaculture system. *Aquacultural Engineering* 27: 53 – 59.
- Montoya, R., Velasco Mario (2001). El rol de las bacterias sobre estrategias nutricionales y manejo de sistemas de acuicultura. *Revista Acuanoticias de Latinoamérica* 2001 Vol. 1 (1): 18 – 20 pp.
- Ostrensky, A. y Wasielesky, W. Jr (1995). Acute toxicity of ammonia to various life stage of the Sao Paulo Shrimp, *Penaeus paulensis* Perez – Farfante, 1967. *Aquaculture* 132: 339 – 347.
- Paniagua, M., y García, O. (2003). Ex-situ bioremediation of shrimp culture effluent using constructed microbial mats. *Aquacultural Engineering*. 28: 131-139.

- Prasad, T. D. Kwei, L. C (2003). Water quality and nutrient budget in closed shrimp (*Panaeus monodon*) Culture systems. *Aquacultural Engineering* 27: 159 – 176.
- Spanopolus, H. M. Martínez, P. C. Venegas, P. R. C. Ross, L. G. (2005). The combined effects of salinity and temperature on the oxygen consumption of juvenile Shrimps *Litopenaeus stylirostris* (stimpson, 1874). *Aquaculture* 244: 431 – 348.
- Timmons, M. B, Ebelin, J. M, Wheaton, F. W, Summerfelt, S. T, Vinci, B. J. (2001) *Recirculating Aquaculture Systems*. Cayuga Aqua Ventures Editorial. 650 pp.
- Tseng, F., K. Su, M. H. Su, S, M. (1998) Culture of *Penaeus monodon* in a recirculating system. *Aquacultural Engineering*. 17: 138 – 147.
- Wyban, A. J y Sweeney, N. J (1989). Intensive Shrimp Growout Trials in a Round Pond. *Aquaculture*. 76 : 215 – 225.
- Wyk, V. P. y Scarpa, J. (2001). *Intensive Shrimp Culture: Requirements and Management of Water Quality for Penaeid Shrimp Culture in Recirculating Aquaculture Systems*. Harbor Branch Oceanography Institution, Inc. Fort Pierce Florida USA.
- Yong, C. L. Jiann, C. C (2003). Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture* 224: 193 – 201.

