CENTRO DE INVESTIGACIÓN CIENTÍFICA Y DE EDUCACIÓN SUPERIOR DE ENSENADA

POSGRADO EN CIENCIAS CON ORIENTACIÓN EN ACUICULTURA

CULTIVO DE CAMARÓN BLANCO, *Litopenaeus vannamei*, Boone (1931), EN SISTEMA CERRADO A ALTA DENSIDAD

TESIS

que para cubrir parcialmente los requisitos necesarios para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS

Presenta:

RICARDO ERNESTO ANAYA ROSAS

Ensenada, Baja California, Junio del 2005

RESUMEN de la tesis de **Ricardo Ernesto Anaya Rosas**, presentada como requisito parcial para la obtención del grado de MAESTRO EN CIENCIAS con orientación en ACUICULTURA. Ensenada, Baja California. Junio del 2005.

CULTIVO DE CAMARÓN BLANCO, *Litopenaeus vannamei*, Boone (1931), EN SISTEMA CERRADO A ALTA DENSIDAD

Resumen aprobado por:

Dr. Luis Fernando Bückle Ramírez
Director de Tesis

Se realizó un cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*, en un sistema cerrado, el cual consistió de tres estanques individuales de forma cilíndrica de 7000 litros cada uno donde se colocaron, en forma radial, 31 cortinas verticales de 1 m^2 por lado, que sumaban 62 m^2, donde se sembraron 7 440 pl_{12} (120/m^2). Cada estanque tenía un filtro mecánico y uno biológico con 50 l de cuentas de plástico cada uno, conectados en serie al estanque de cultivo, para remoción de sólidos y compuestos nitrogenados respectivamente. Los organismos fueron alimentados manualmente tres veces al día con alimento balanceado Camaronina® 40% hasta los 3 g y Camaronina® 35% de los 3 g hasta la cosecha, de acuerdo a la tabla alimenticia de Villalón (1991). El cultivo tuvo una duración de 83 días. Se tomaron registros diarios de T°C, O_2, pH y S‰, las cuales fueron de 28.8±0.6°C, 7.1±0.5 $mg \cdot l^{-1}$, 7.9±0.3 y 28.3±0.4 respectivamente durante todo el cultivo, además semanalmente se registraron las concentraciones de NH_4, NO_2, NO_3 y PO_4, los cuales fueron variables durante el cultivo pero no llegaron a niveles tóxicos. Semanalmente se hicieron los registros del peso promedio de los organismos y a la par se realizó un análisis de patología en fresco de los mismos. La cosecha se realizó drenando los estanques y sacando los organismos de cada uno y pesándolos para conocer la sobrevivencia y la biomasa y así determinar los parámetros de producción más importantes como son: factor de conversión alimentario (FCA), talla promedio, sobrevivencia, tasa de crecimiento y rendimiento por unidad de área y de lo que se obtuvo 0.9:1, 9.0 g, 65%, 1.18 $g \cdot sem^{-1}$ y 6.1 $kg \cdot m^2$ respectivamente.

Palabras claves: sistema cerrado, alta densidad, *Litopenaeus vannamei.*

ABSTRACT of the thesis presented by **Ricardo Ernesto Anaya Rosas** as a partial requirement to obtain the MASTER OF SCIENCE degree with orientation in AQUACULTURE. Ensenada, Baja California, México. August 2005.

WHITE SHRIMP CULTURE, *Litopenaeus vannamei*, BOONE (1931), IN RECIRCULATION SYSTEM STOCKED IN HIGH DENSITY

A white shrimp culture, *Litopenaeus vannamei,* was made in a closed system. This system was built of three circular tanks of 7000 l, each tank had 31 screen of plastic net with 1 m^2 from each side, placed in radial form (62 m^2). In each tank was stocked 7440 pl_{-12}. A filter system (mechanic and biologic) was connected to each tank. The system consisted in two 200 l plastic containers; both were filled partially with 50 l of plastic beads (beads filters) and connected in series to each tank. The first filter removed solids and ammonia and the second only the ammonia. The shrimp was fed three times at day with Camaronina® 40% since first day to 3 g and after 3 g to the harvest with Camaronina® 35% in accordance with Villalón (1991). The experiment had 83 days of culture. Temperature, oxygen, pH and salinity were registered every day and the readings were 28.8±0.6°C, 7.1±0.5 $mg \cdot l^{-1}$, 7.9±0.3 y 28.3±0.4‰. In addition the ammonia, nitrite, nitrate and phosphate were registered every week. These factors were variables during the culture but not reached toxic levels. 70 shrimps of each tank were weighed weekly to know the average weight and simultaneously a fresh pathology analysis was made. The harvest consisted in extracting the water and catching the shrimps with a net. The shrimp of each tank was weighed separated. After this, the biomass and mortality were calculated and registered. With these data were calculated the food conversion rate (FCR), size, survival, growth rate and productivity for square meters of surface of culture (0.9:1, 9 g, 65%, 1.18 $g.week^{-1}$ and 6.1 $kg \cdot m^{-2}$, respectably).

Key words: closed system, high density and *Litopenaeus vannamei*.

DEDICATORIA

Primeramente a Dios por darme la vida, la salud y la razón para realizar todo lo que he podido en la vida.

A mi madre y mi padre por darme la vida y hacerme hombre de bien, "*GRACIAS VIEJOS*".

A mi esposa, amiga y amante, **Lorenia**, por apoyarme incondicionalmente, "*Solo tu sabes lo que significa*".

A la **Güina** (mi hija), mi vida y mi corazón están puestos en todo lo que hago por ti "*Facha de tu padre*".

A toda mi familia, hermanos, cuñados y sobrinos, por el apoyo que siempre me han brindado.

A mi compadre Jaime que siempre me ha echado una mano cada vez que lo necesito, "*Un abrazo compadre*".

A mi amigo Anselmo Miranda, por ayudarme siempre en la mejora de este trabajo y principalmente por apoyarme durante mi carrera profesional.

AGRADECIMIENTOS

Al Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE), al Depto. de Acuicultura y Biotecnología Marina por su apoyo incondicional y facilidades brindadas en el desarrollo de este trabajo.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca otorgada para la realización de este trabajo.

A mi director de tesis, Dr. Luis Fernando Bückle Ramírez, por compartir conmigo sus conocimientos, hacer acertadas sugerencias para la realización de este trabajo y por hacerme sentir más su ***amigo*** que su tesista.

A Luis Murillo, por apoyarme incondicionalmente en la construcción y operación del sistema. "*Gracias Luigi, eres uno de mis mejores amigos*".

A mi gran amigo Nobe, por ser esa persona tan especial y por ayudarme en todo momento.

A Raquel y Letty, mis mejores amigas, que sin ellas me hubiese sentido muy solo lejos de mi familia.

A mi buen amigo Leonel Ochoa, que me hace sentir como en nuestra tierra a pesar de estar a 1300 km de ella, "*Gracias Inge*".

A Francisco Valenzuela, por hacer los dibujos del sistema cerrado para la realización de este trabajo.

A el Dr. Luis Aguilar por la identificación de las macroalgas.

A mis compañeros y amigos del C.I.C.E.S.E., Pablo, Samy, Marcela, Ruth, Tatanka, Chaman, Mario, Araceli, mas los que se me olvidan, por apoyarme siempre y ser mis amigos.

A la familia Martínez Sandoval, mi familia y mis amigos, que me han brindado un apoyo invaluable en todo momento.

A mi amigo y sinodal José Espinoza, por hacer las observaciones acertadas en pro de la mejora de este experimento.

A mis sinodales, Dra. Cordero y Dr. Vázquez, por sus acertados comentarios para la realización de este experimento.

Al Dr. Benjamín Barón, por facilitarme su laboratorio para la realización de este experimento.

A Nenita, Biby y Cecilia, por apoyarme a mi y mis compañeros en todo lo que necesitamos.

A la Dra. Pilar Sánchez, por su amistad y apoyo en la realización de este trabajo.

Al M. C. Eduardo Aguirre, del laboratorio AREMAR, por donarnos las postlarvas para la realización de este experimento.

A la empresa que proporcionó la información del cultivo de camarón en sistema semiintensivo del ciclo 2003, necesaria para la realización de las comparaciones de este experimento.

A mi amigo May Mosqueda, por compartir conmigo sus amplios conocimientos sobre el cultivo de camarón.

Y a toda la gente que se me olvida en este momento y que de una u otra forma contribuyeron para la realización de este experimento.

CONTENIDO

RESUMEN Página

LISTA DE FIGURAS - V

LISTA DE TABLAS - VIII

I.- INTRODUCCIÓN - 1

II.- OBJETIVOS - 10

III.- MATERIALES Y MÉTODOS - 11
III.1. Descripción del sistema de cultivo 11
III.2. Selección de las postlarvas 15
III.3. Recuento de postlarvas 17
III.4. Empaque y transporte 17
III.5. Recepción y aclimatación 17
III.6. Siembra 19
III.7. Alimentación 19
III.8. Muestreos del crecimiento (biometrías) 21
III.9. Muestreos de patología en fresco 21
III.10. Análisis estadístico 22

IV.- RESULTADOS - 26
IV.1. Funcionalidad del sistema de cultivo 26
IV.2. Variación y control de los parámetros físico-químicos 28
IV.3. Alimentación 33
IV.4. Crecimiento de la población de camarones 36
IV.5. Crecimiento de algas 40
IV.6. Patología en fresco 42
IV.7. Proyección comparativa del sistema de cultivo con cortinas versus los sistemas semiintensivos 46

V.- DISCUSIONES - 49

VI.- CONCLUSIONES - 57

VII.- RECOMENDACIONES - 59

LITERATURA CITADA - 62

LISTA DE FIGURAS

Figura		Página
1	Vista en planta del sistema cerrado para cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*. El estanque está conectado a un sistema de filtración (filtro mecánico y filtro biológico), que funciona con un sistema de bombeo impulsado por aire (airlift) y una tubería de distribución de agua que retorna al estanque de cultivo.	13
2	Sección transversal del estanque de cultivo ($7m^3$). (A) estanque; (B) cortina vertical (1.2X0.9 m); (C) anillo de acrílico; (D) difusor de aire; (E) tubo externo de PVC (20 cm Φ); (F) tubo interno de PVC (15 cm Φ); (G) descarga de agua; (H) entrada de aire; (I) cubierta plástica para mantener la temperatura; (J) estructura de soporte para a cubierta plástica; (K) burbujas de aire. La flecha indica el sentido de circulación del agua.	14
3	Recuento de postlarvas con el método gravimétrico. Las postlarvas se secaron con papel absorbente para eliminar la humedad y así disminuir el grado de error al momento de contarlas.	18
4	Tina de recepción de las postlarvas, instalada en el laboratorio de acuicultura del C.I.C.E.S.E. donde se mantuvieron los organismos en observación durante cuatro días antes de sembrar los estanques.	20
5	Una vez contados los organismos por el método gravimétrico se procedió a sembrarlos en cada estanque a razón de 7 440 postlarvas por estanque.	20
6	Muestro de crecimiento de los camarones realizado cada semana en cada estanque. Se tomaron 70 organismos aproximadamente de cada estanque y se pesaron en conjunto, se dividió el peso total entre el número de camarones y se calculó el peso individual.	23
7	Las fotografías ilustran los diferentes grados de los túbulos del hepatopancreas; (a) grado 1: túbulos lisos; (b) grado 2: presencia de túbulos estrangulados y disminución de los lípidos; (c) grado 3b: el 50% de los túbulos estrangulados y con disminución de lípidos. Las flechas indican las estrangulaciones de los túbulos.	24
8	Recirculación diaria del agua de cultivo que se realizó por efecto de la filtración en los tres estanques, esto es, el número de veces que pasó el 100% del agua de cultivo por los filtros en un periodo de 24 h.	27

LISTA DE FIGURAS (continuación)

Figura		Página
9	En la gráfica se muestra como fue realizado el cambio diarios de agua. Se observa que en los primeros 50 días éste representó entre el 3 y 4% e incremento entre 7 y 8% porque los filtros se lavaron dos veces al día a partir del día 50.	27
10	Temperatura (a) y el oxígeno (b) del sistema de cultivo. La línea horizontal indica la tendencia de los parámetros y la vertical el error estándar de los datos.	29
11	Salinidad (a) y pH (b) promedio del sistema cerrado de cultivo. La línea horizontal indica la tendencia de los parámetros y la vertical el error estándar de los datos.	30
12	Variación promedio del nitrógeno amoniacal total (NAT), los nitritos (NO_2), los nitratos (NO_3) y los fosfatos (PO_4) durante el ciclo de cultivo del camarón *L. vannamei*. Las líneas horizontales indican la tendencia y las líneas verticales el error estándar. Todas las escalas están en $mg \cdot l^{-1}$. En la semana 8 y 11 no se midieron estos parámetros.	32
13	Crecimiento de las macroalgas sobre las cortinas, de las cuales los camarones se alimentaron durante el cultivo. Se observa el efecto de la aireación sobre la superficie del agua.	35
14	Rotíferos y diatomeas bentónicas presentes en las cortinas conviviendo con las macroalgas. Nótese a la especie *Nitzschia* sp. en división.	35
15	Crecimiento promedio de *L. vannamei*. La línea azul indica la tendencia de las últimas seis semanas de cultivo y la ecuación de regresión. Con la ecuación de regresión se puede hacer una estimación del peso que los organismos alcanzarían en las siguientes semanas. Las líneas verticales indican el error estándar entre los tres estanques.	38
16	Comparación entre el crecimiento del sistema cerrado, sistema semiintensivo y el sistema cerrado de Barón *et al*. (2004), donde se observa que el crecimiento que se obtuvo en la operación del sistema cerrado fue mayor. ♦, este experimento; ▲, sistema semiintensivo; ■, cultivo experimental realizado por Barón *et al*. (2004).	38

LISTA DE FIGURAS (continuación)

Figura		Página
17	Distribución de la frecuencia de tallas de *L.* vannamei cultivados en sistema cerrado en el laboratorio del C.I.C.E.S.E. Ensenada B. C. (a) postlarvas antes de la siembra; (b) juveniles al día de la cosecha.	39
18	(a) muestra de macroalgas tomada a los 15 días de la siembra de las postlarvas; (b) muestra tomada a los 50 días de cultivo. En ambas (a y b) se aprecia la presencia de diatomeas y rotíferos viviendo adheridos a las macroalgas.	41
19	(a) En esta foto se aprecia la ausencia de protozoarios parásitos en las branquias, y (b) se muestra el contenido intestinal donde solo se encontró alimento balanceado y macroalgas en *L. vannamei* cultivado en un sistema cerrado.	44
20	(a) Fotos que muestran los túbulos del hepatopáncreas de *L. vannamei* con la concentración máxima de lípidos (4), y (b) el estado físico en grado 1, donde no existe estrangulación ni deshidratación de los túbulos hepatopancreáticos (según la descripción de Ligthner, 1996).	45

LISTA DE TABLAS

Tabla		Página
I	Resultados obtenidos en el cultivo de camarón en sistemas de recirculación.	8
II	En esta tabla se muestran los diferentes grados de infección en las branquias, el intestino y el hepatopáncreas, así como los grados de necrosis y pigmentación del exoesqueleto, flacidez del abdomen, coloración del telson y la rugosidad o segmentación de las antenas (Ligthner, 1996).	25
III	Principales parámetros de producción obtenidos en la operación del sistema cerrado para el cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*. Est. = estanque; F.C.A. = factor de conversión alimentario; % Sob. = porcentaje de sobrevivencia a la cosecha.	34
IV	Concentrado de los grados de infección de branquias e intestinos, grado de afectación del hepatopáncreas, y los grados de diferentes aspectos indicadores de estrés en los camarones peneidos cultivados. Tomado de Ligthner (1996). EST., estanque; NEC., necrosis del exoesqueleto; PIG., pigmentación del exoesqueleto; SEG. ANT., segmentación de antenas; G., grado; G.I., grado de infección.	43
V	Análisis de Varianza de la tasa de crecimiento de los tres estanques del cultivo de *Litopenaeus vannamei* cultivado en sistema cerrado.	48
VI	Ventajas y desventajas entre el sistema semiintensivo, sistema intensivo y el sistema cerrado (Timmons, 2002; Beem, 1991; Losordo *et al*., 1998; observaciones previas).	53
VII	Comparación de los principales parámetros de producción en una hectárea de espejo de agua de un sistema semiintensivo y el sistema cerrado de este experimento. F.C.A., factor de conversión alimentaria.	56

CULTIVO DE CAMARÓN BLANCO, *Litopenaeus vannamei*, Boone (1931), EN SISTEMA CERRADO A ALTA DENSIDAD

I.- INTRODUCCIÓN

La camaronicultura en algunos Estados del Pacifico mexicano (Nayarit, Sinaloa y Sonora), se realiza en sistemas semiintensivos; es una industria importante para el desarrollo económico de la región noroeste (FAO, 2000).

Desde principios de los años 90 en los cultivos de camarón blanco en la región noroeste del país aparecieron enfermedades exóticas como el virus del taura y la bacteria del género *Vibrio* sp. De 1997 a 1999 hubo una recuperación en las producciones ya que no se presentaron problemas de enfermedades, pero en el año 2000 surgió el virus de la mancha blanca (WSSV) que generó una epizootia y produjo mortalidades del 80 al 100% en la mayoría de las granjas (observaciones personales).

La mala administración de los recursos naturales y la construcción desordenada de las granjas ha tenido un impacto negativo en el ambiente estuarino, donde se encuentran localizadas las granjas camaronícolas. Los nuevos proyectos de granjas se están diseñando de una forma ordenada y ambientalmente amigable, sin embargo, el costo que esto implica, ha generado que la inversión se haya frenado en los últimos años. Pero sobre todo los lugares susceptibles para la instalación de granjas con el sistema semiintensivo e incluso intensivo están

escaseando y el valor se ha incrementado a tal grado que la compra o renta de terrenos es incosteable (Contreras, 1995).

En los últimos diez años el cultivo de camarón es una actividad productiva que ha tenido un crecimiento sectorial importante a través de las exportaciones de productos pesqueros a nivel mundial, convirtiéndose en el producto pesquero y acuícola de exportación más valioso e importante para muchos países (Contreras, 1995)

Los sistemas de cultivo utilizados en la producción de camarón alrededor del mundo se clasifican en diferentes tipos (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 1000 a 3000 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 3000 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^2 y las producciones son entre 50,000 y 100,000 kg/ha.

En el noroeste de México y principalmente en los estados de Sonora y Sinaloa se cultiva el camarón en sistemas semiintensivo desde inicios de la década de los 80's. En estos estados está instalada el 90% de la superficie en cultivo de

camarón del país, produciendo un total de 55,000 toneladas anuales aproximadamente (Contreras, 1995).

El desarrollo de la camaronicultura en esta zona ha afectado negativamente los ecosistemas estuarinos debido a los efluentes de las granjas; esto ha sido ocasionado por un diseño inadecuado en el ordenamiento de la infraestructura con relación a la utilización y descarga de las aguas (Contreras, 1995; FAO, 2000). Como consecuencia se ha generado la eutroficación de los cuerpos de agua, sobrepasando su capacidad para degradar la materia orgánica disuelta en el agua de los efluentes, provocando la proliferación de microorganismos patógenos tales como bacterias, virus y riketsias, entre otros (Allan *et al*., 1990).

Esto se refiere a que en algunas zonas o parques acuícolas del centro y norte de Sinaloa y el sur de Sonora, los efluentes de las granjas retornan a los cuerpos de agua de donde son captados de nuevo creando un efecto de recirculación de aguas eutroficadas añadiendo mas materia orgánica a los estanques al bombear de nuevo esta agua.

Hoy en día existen estrategias de manejo que pueden dar cierta confianza para predecir las producciones de camarón. Sin embargo, siempre existe el riesgo al operar un sistema semiintensivo donde la calidad y los factores fisicoquímicos del agua están determinados por el ambiente que impera en cada zona en particular, haciendo que la producción sea poco predecible debido a que las variables que influyen en el crecimiento y la sobrevivencia de los organismos no se pueden controlar en su totalidad.

Para que la camaronicultura sea una actividad sustentable, los productores nacionales citan los temas de mayor importancia para este objetivo; las cuales son:

- La imposibilidad de construir estanques de cultivo junto a áreas de manglar.
- La protección de la línea de costa y el entendimiento del valor de la función ecológica de los manglares (Ley general del equilibrio ecológico y protección al ambiente, 2003).
- El impacto sobre las actividades locales de sus usos tradicionales.
- Se perjudican las poblaciones de camarón silvestre derivado de la recolecta de postlarvas y otras especies.
- Los impactos socioeconómicos y culturales.
- La cantidad de desechos y la capacidad de asimilación de las lagunas costeras y fuentes de aguas cercanas a la costa.
- La sobre utilización de los mantos acuíferos dulceacuícolas.
- Y la obstrucción al acceso a los recursos marinos comunales protegidos por las comunidades costeras.

Los cultivadores de camarón y la industria del camarón en general consideran un asunto de suma importancia la baja producción e ingreso, asociado a la presencia de enfermedades y a la incapacidad para controlarlas (Contreras, 1995).

Otro de los problemas asociados a la expansión de la industria camaronícola es la disponibilidad y acceso a áreas adyacentes a sistemas estuarinos

susceptibles de cultivo, debido a la logística de instalación de las actuales unidades de producción existentes.

Una de las soluciones viables a estas demandas es la utilización de sistemas cerrados, los cuales se caracterizan por el control total de los parámetros ambientales como la temperatura, el oxígeno, los desechos nitrogenados, la alimentación y principalmente el control de enfermedades (Timmons *et al.*, 2002).

Se han efectuado algunos ensayos para cultivar camarones peneidos en sistemas de recirculación como los hechos por Davis y Arnold (1998), Bratvold y Browdy (2001), Ogle y Lotz (1991) y también para la maduración de reproductores en laboratorio (Ogle, 1991; Courtland, 1999). Estas técnicas no están documentadas de manera tal que los resultados experimentales puedan ser transferidos a la práctica comercial.

Los primeros experimentos para el cultivo de camarón fueron hechos por Fuginaga en 1934 (Fast y Lester, 1992), pero solo hasta 1959 empiezan a operar las primeras granjas comerciales de cultivo de ciclo completo (Orbe y Arias, 1987), lo cual consistió en criar a los organismos desde huevos hasta adultos, proporcionándoles los nutrimentos necesarios y adecuados para su desarrollo.

En México se empezaron a hacer los primeros ensayos a mediados de la década de los 70, con el fin de cultivar el camarón café (*Litopenaeus californiensis*) y el camarón azul (*Litopenaeus stylirostris*) tratando de adoptar las técnicas japonesas a estas especies a las condiciones ambientales de nuestro país (Zendejas, 1998).

A la fecha, la camaronicultura ha consistido en aprovechar las extensiones de marismas que no son utilizadas por la agricultura o la ganadería, por lo que se han implementado algunos métodos para el cultivo de camarón, solo que esta práctica ha generado la contaminación en la mayoría de los cuerpos de agua que abastecen los cultivos del crustáceo (Colt y Armstrong, 1981).

La acuicultura es una de las actividades de mayor expansión en el mundo, que desde 1984 ha tenido un crecimiento anual aproximado del 12% (Smith *et al.*, 2000).

Las producciones de camarones que actualmente se obtiene en los sistemas semiintensivos tradicionales están en el orden de 1000 a 3000 kg/ha con porcentajes de sobrevivencia que varían entre 50 al 75% y tasas de conversión alimentaria de 1.5-2.0:1, con alimentos que contienen 35% de proteína cruda.

El diseño de las granjas de cultivo semiintensivo de camarón se ha perfeccionado, derivando las aguas de descarga hacia lugares alejados de los canales de llamada. Se han construido escolleras para la captura de aguas oceánicas y evitar las estuarinas, pero con esto solo se han producido mejoras parciales (Contreras, 1995).

El éxito que tiene el cultivo de peces en sistemas de recirculación se debe a la eficiencia en la utilización de los recursos de agua y tierra (Timmons *et al.*, 2002), donde se pueden producir peces a una densidad de 120 kg/m^3, con la ventaja adicional de producirlos todo el año. El éxito se basa en el control del medio ambiente, principalmente de la temperatura, el oxigeno, los desechos metabólicos,

y el control de las enfermedades y los depredadores (Losordo *et al.*, 1998). Esto no se puede hacer en los sistemas abiertos porque se utilizan grandes extensiones de tierra y agua y por la incapacidad de poder controlar las variables ambientales.

Existe una gran variedad de estudios relacionados al cultivo de camarones en sistemas de recirculación. La tabla I resume algunos de los trabajos más sobresalientes en este tema.

En contraste con los sistemas cerrados, en los sistemas de cultivo semiintensivos hechos en estanques de 50,000 m^2 se han producido 0.300 kg/m^2 a una densidad inicial de 26 postlarvas/m^2, una sobrevivencia de 90%, un peso promedio de 13 g en 125 días y un factor de conversión alimenticia de 1.32:1 (experiencia personal en Sonora, 2002). También se han obtenido producciones de 0.304 kg/m^2 con densidades de siembra de 15 postlarvas/m^2, haciendo primero una cosecha parcial de camarones de 0.154 kg/m^2 a un peso de 18 g y una cosecha final de 0.150 kg/m^2 con un peso de 35 g, con lo que se obtiene una sobrevivencia promedio de 84% en un periodo de 200 días y un factor de conversión alimentario de 1.7:1 (experiencia personal en Sonora, 2001).

Por lo anteriormente expuesto, el uso de sistemas cerrados, se plantea como una alternativa viable para el cultivo de *Litopenaeus vannamei*. Los problemas que actualmente se presentan en los sistemas semiintensivos, como son la disponibilidad y costo de la tierra, el uso de grandes volúmenes de agua, el impacto ecológico a los sistemas estuarinos por la descarga de aguas residuales,

Tabla I.- Resultados obtenidos en el cultivo de camarón en sistemas de recirculación por diferentes autores.

Autor	**Año**	**Tipo de Sistema**	**Densidad org·m^{-2}**	**Días de cultivo**	**% Sob.**	**Talla de cosecha**	**Cosecha kg·m^{-2}**	**F.C.A.**
Bratvold y Browdy	2001	Tanques circulares de 8.5 m^2	130	140	81.7	16	1.7	----
Davis y Arnold	1998	Raceways* de 25 m^2	900	172	78.8	12.7	9.0	----
Reid y Arnold	1992	Raceways* de 38 m^2	970	165	82.0	14.3	11.4	2.0
Barón *et al*	2004	Tanques circulares de 7.0 m^2	4770	168	41.9	4.0	8	2.25

* Canales de "corriente rápida", de forma rectangular (10:1 largo:ancho) de alto porcentaje de recambio de agua al día, (200 – 300% aproximadamente).

el impacto económico que ha experimentado la camaronicultura a nivel mundial por efecto de las enfermedades (virales principalmente), y la imposibilidad de realizar cultivos en los meses de invierno, entre otras.

El objetivo de este trabajo fue realizar un cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*, en sistemas cerrados a alta densidad de siembra, para evaluar el sistema en relación a aspectos técnicos particulares como la tasa de crecimiento, la tasa de mortalidad, la eficiencia alimentaria y la sanidad del camarón blanco.

II.- OBJETIVOS

II.1. General

- Evaluar el cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*, en sistemas cerrados y comparar la producción con un sistema semiintensivo.

II.2. Particulares

- Estudiar la tasa de crecimiento y sobrevivencia del camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*, a alta densidad en un sistema cerrado.
- Evaluar el factor de conversión alimentario de *Litopenaeus vannamei*, cultivado en sistema cerrado.
- Calcular el rendimiento por unidad de área del cultivo de *Litopenaeus vannamei* en un sistema cerrado.
- Conocer la capacidad de los filtros para remover los sólidos y los compuestos nitrogenados de un sistema cerrado para la producción de *Litopenaeus vannamei*.

III.- MATERIALES Y MÉTODOS

III.1. Descripción del sistema de cultivo

El sistema cerrado de cultivo se construyó con tres estanques cilíndricos de fibra de vidrio de 3.0 m de diámetro y 1.0 m de altura con 7 m^3 de agua de mar cada uno. Cada estanque fue conectado a un sistema de filtración de agua construido con un filtro mecánico para eliminar los sólidos y un filtro biológico, ambos de 200 l, para descomponer los compuestos nitrogenados producidos por los organismos. Cada filtro tenía un volumen de 50 l de cuentas de plástico como medio filtrante (Fig. 1).

El área disponible de cada estanque fue de 9 m^2 y se aumento a 71 m^2 colocando 31 cortinas verticales de malla mosquitero de 1.2X0.9 m (Fig. 2b), instaladas en forma radial, sostenidas de un anillo de acrílico colocado sobre un tubo central y las paredes del estanque. Toda la superficie de la pared del estanque se utilizó como zona de compensación únicamente (12.7% del área total).

La aireación se suministró mediante la red instalada en el laboratorio de acuicultura C.I.C.E.S.E. conectada a una manguera porosa instalada en el perímetro interno de la base del estanque (Fig. 2d) que permitió la aireación homogénea en toda la columna de agua. El tubo central de desagüe fue de 20 cm de diámetro (Fig. 2e) con perforaciones en la base que fueron cubiertas con una malla de 1000 µm para evitar que los camarones se salieran y un tubo interno de

15 cm de diámetro (Fig. 2f) que mantuvo el nivel de agua a 1.0 m de altura (Barón *et al*., 2004).

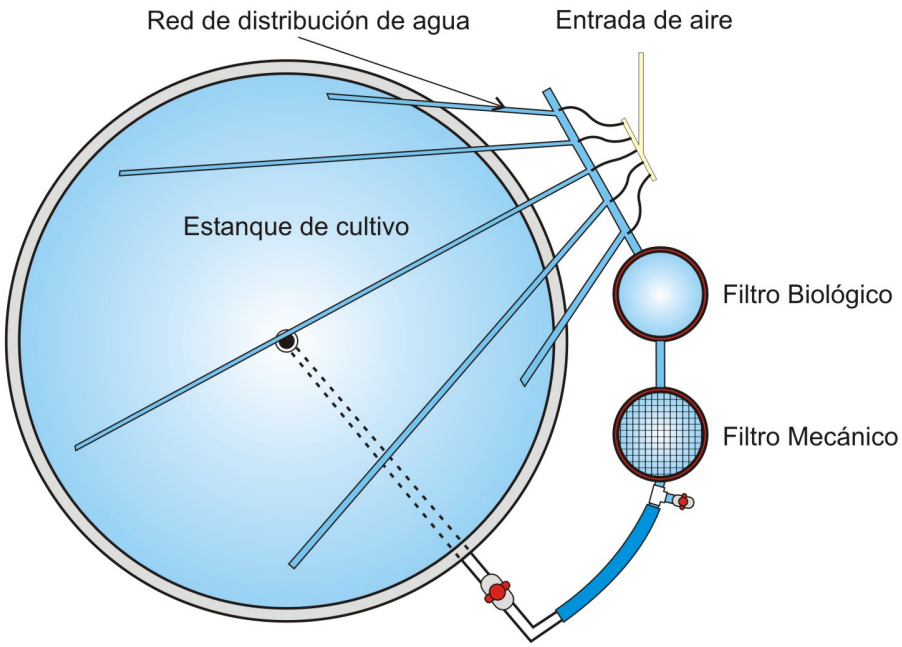

Figura 1.- Vista en planta del sistema cerrado para cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*. El estanque está conectado a un sistema de filtración (filtro mecánico y filtro biológico), que funciona con un sistema de bombeo impulsado por aire (airlift) y una tubería de distribución de agua que retorna al estanque de cultivo.

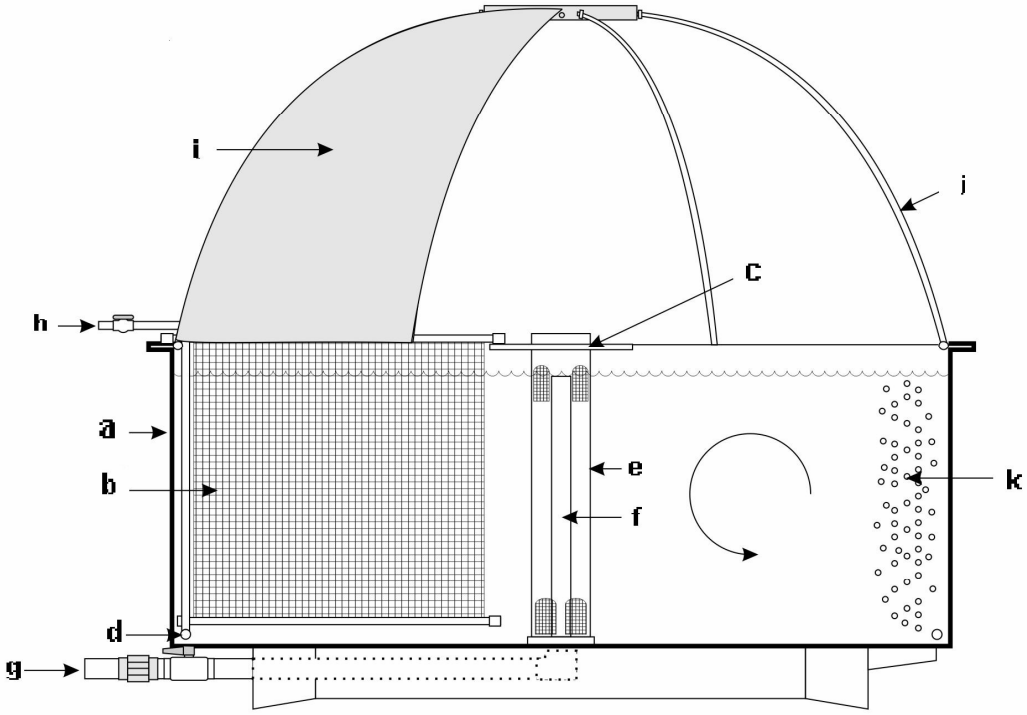

Figura 2.- Sección transversal del estanque de cultivo ($7m^3$). (a) estanque; (b) cortina vertical (1.2X0.9 m); (c) anillo de acrílico; (d) difusor de aire; (e) tubo externo de PVC (20 cm Φ); (f) tubo interno de PVC (15 cm Φ); (g) descarga de agua; (h) entrada de aire; (i) cubierta plástica para mantener la temperatura; (j) estructura de soporte para a cubierta plástica; (k) burbujas de aire. La flecha indica el sentido de circulación del agua.

Dentro del estanque se colocó un calentador de 1200 watts controlado con un termostato (± 0.5°C). Todo el estanque fue cubierto con una sombrilla de plástico transparente para conservar la temperatura (Fig. 2i). El alimento se proporcionó tres veces al día manualmente de acuerdo a las tablas de alimentación para el camarón blanco elaboradas por Villalón (1991).

Para conocer la calidad del agua en los estanques de cultivo, una vez por día se realizaron mediciones de la temperatura (°C), el oxígeno ($mg \cdot l^{-1}$), el pH y la salinidad (‰),. La temperatura se midió con un termómetro de mercurio de 0.1°C de precisión y el oxígeno se midió con un oxímetro YSI™ modelo 51-B, el pH con un potenciómetro marca HANNA portátil y la salinidad con un refractómetro Vista™ con temperatura compensada.

Quincenalmente se hicieron mediciones de nitrógeno amoniacal total (NAT) con el método de salicilato, nitritos (NO_2) con el método de diazotización, nitratos (NO_3) con el método de reducción de cadmio y fosfatos (PO_4) con el método de molibdovanadato (Barón *et al.*, 2003). Estas mediciones se hicieron con un colorímetro marca *Hach* 890.

III.2. Selección de postlarvas

El objetivo de la selección de postlarvas para la engorda es el obtener a los organismos con las mejores características biológicas posibles. Esto se hizo de la siguiente manera:

- Se obtuvieron organismos certificados libres de enfermedades virales como la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHHNV), el

síndrome del virus de la mancha blanca (WSSV) y el virus de Taura (TSV) del laboratorio AREMAR, localizado en la ciudad de Puerto Peñasco, Sonora.

- Se seleccionaron postlarvas que tuvieron por lo menos 12 días de edad ($P.L._{12}$) y que tenían un desarrollo branquial completo, es decir, un mínimo de siete ramificaciones o lóbulos.
- Se seleccionaron organismos con una talla mínima de 7 mm y se verificó que no tuvieran deformidades en el rostro ni en las branquias.
- Se hizo una prueba de estrés a la salinidad la cual debería tener un 80% de sobrevivencia como mínimo. Esta prueba consistió en que se tomó una muestra de 100 postlarvas que se colocaron en agua de mar a 35‰ y 20°C con aireación constante durante 30 minutos. Después se transfirieron a agua dulce a 20°C con aireación constante por 30 minutos y posteriormente se decantaron al agua de mar inicial con las mismas condiciones, donde se dejaron por 30 minutos. Al final se contaron las postlarvas y se esperó que sobrevivieran el 80% o más.
- Mediante una revisión al microscopio se verificó que las branquias, los pleópodos y los periópodos estuvieran libres de materia orgánica, algas y epibiontes (protozoarios parásitos como *Zoothamnium* sp., *Vorticela* sp., *Epistilis* sp. y *Acinetas* sp.).

III.3. Recuento de postlarvas

Para el recuento de las postlarvas se utilizó el método gravimétrico que consistió en pesar cinco alícuotas de 1 g cada una y se contaron las postlarvas de cada alícuota para obtener el peso vivo promedio de cada organismo. Para obtener la cantidad de postlarvas programadas para la siembra de cada estanque se pesaron los gramos necesarios (Fig. 3).

III.4. Empaque y transporte

Una vez que se contaron los organismos se colocaron en bolsas de plástico (# 60) con 20 litros de agua de mar de 35‰ a 18°C, filtrada a 1 µm y pasada por un sistema UV a una concentración de 320 $P.L.\cdot l^{-1}$ aproximadamente y se le agregaron nauplios de artemia recién eclosionados (100 nauplios por cada postlarva). El agua se saturó con oxígeno puro y se selló la bolsa. Cada bolsa se colocó en un recipiente de unicel y se sellaron con cinta adhesiva y se etiquetaron con los datos correspondientes.

III.5. Recepción y aclimatación

Una vez que las postlarvas arribaron al laboratorio del C.I.C.E.S.E. se colocaron en la tina de recepción (Fig. 4) para que la temperatura de la bolsa de transporte se igualara a la de la tina de recepción. Una vez que la temperatura se compensó se abrieron las bolsas y se decantaron las postlarvas en el estanque de recepción de 1500 l, donde se mantuvieron en observación por un periodo de cuatro días antes de sembrarlas a los estanques de cultivo.

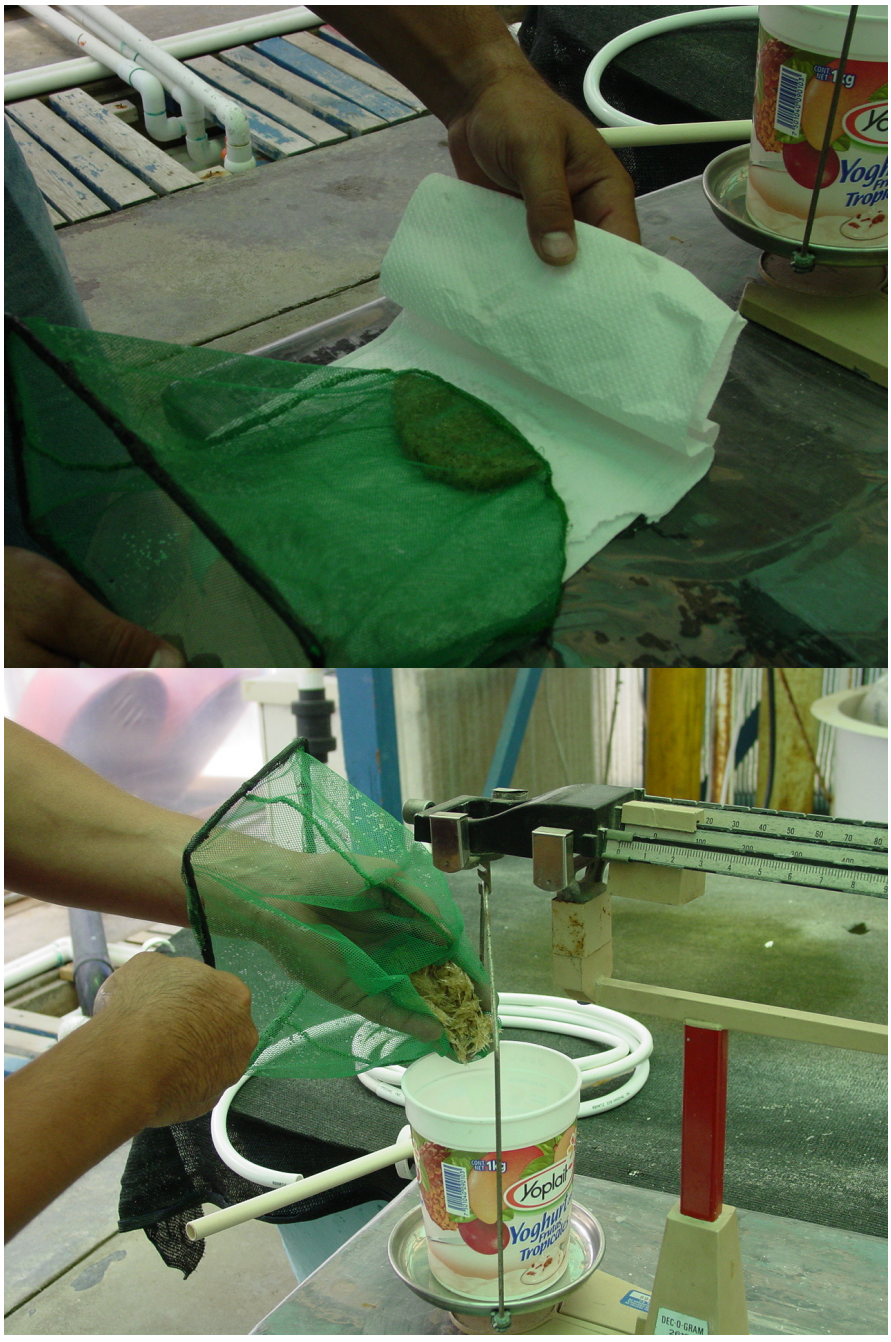

Figura 3.- Recuento de postlarvas con el método gravimétrico. Las postlarvas se secaron con papel absorbente para eliminar la humedad y así disminuir el grado de error al momento de contarlas.

III.6. Siembra

Una vez terminado el periodo de observación, se contaron un total de 7 440 postlarvas (120 PL·m^{-2} de cortinas) con el método gravimétrico para sembrarlas en cada estanque. Posteriormente las postlarvas se vaciaron directamente (Fig. 5).

III.7. Alimentación

La dosificación del alimento en los estanques de cultivo se hizo manualmente directo sobre toda la superficie del agua del estanque.

Para suministrar el alimento se utilizó la tabla del porcentaje de la biomasa propuesta por Villalón (1991, para camarones cultivados en sistemas intensivos. Los ajustes a las raciones diarias de alimento que se realizaron fueron del ±20% si se encontraban restos de alimento en el fondo del estanque y del ±30% cuando los organismos estaban en la fase de intermuda.

Desde la siembra y hasta que los camarones alcanzaron un promedio de 3 g se alimentaron con alimento balanceado de 300±50 µm de diámetro conocida como “migaja estándar” con un 40% de proteína cruda y posteriormente se suministró pellet corto con un diámetro 3/32” que contenía un 35% de proteína cruda (Akiyama *et al*., 1989).

Durante todo el ciclo de cultivo, el consumo de alimento se evaluó mediante observaciones directas en el estanque por medio de un visor construido con un tubo de PVC de 2” con un extremo tapado por un cristal, de este modo se hicieron los ajustes necesarios a las raciones diarias, de tal manera que si había restos de alimento la ración se disminuía y si no había restos la ración se aumentaba.

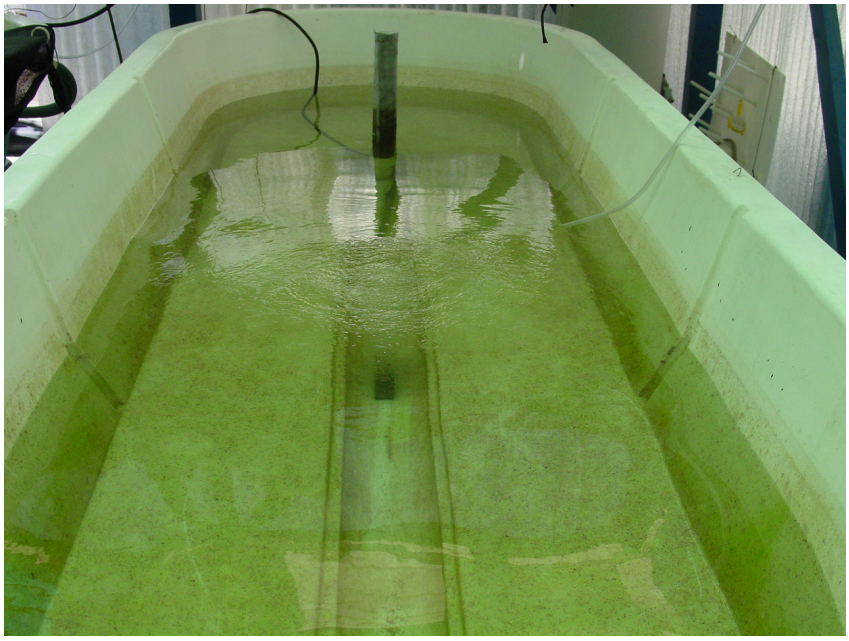

Figura 4.- Tina de recepción de las postlarvas instalada en el laboratorio de acuicultura del C.I.C.E.S.E. donde se mantuvieron los organismos en observación durante cuatro días antes de sembrar los estanques.

Figura 5.- Una vez contados los organismos por el método gravimétrico se procedió a sembrarlos en cada estanque a razón de 7 440 postlarvas por estanque.

El factor de conversión alimentario fue calculado dividiendo el total de kg de alimento balanceado suministrado a los camarones durante todo el ciclo entre el total de kg de camarón entero cosechado.

III.8. Muestreos del crecimiento (biometrías)

Cada semana se recolectaron de cada estanque muestras al azar que sumaron 70 organismos aproximadamente. Se pesaron en conjunto en una balanza granataria de triple barra marca OHAUS™ de 0.1 g de precisión (Fig. 6) y el peso obtenido se dividió entre el número total de la muestra para conocer el peso promedio en cada uno de ellos y así ajustar semanalmente la dosis de alimento que se suministró. La sobrevivencia de los camarones dentro de cada estanque se estimó con una tendencia lineal de acuerdo a lo obtenido por Bratvold y Browdy (2001) y Davis y Arnold (1998), donde cosecharon el 80% y 78% de la producción respectivamente.

III.9. Muestreo de patología en fresco

Semanalmente se sacaron 10 organismos de cada estanque para realizar un análisis en el microscopio (OLYMPUS BH-2) del estado de los túbulos del hepatopancreas (Fig. 7) y de la concentración de lípidos en los mismos (Ligthner, 1996). También se observaron las branquias para ver el grado de infección por protozoarios epibiontes y se hizo una extracción del contenido intestinal para ver el grado de afectación por endoparásitos (gregarinas). Externamente se valoraron el grado de pigmentación, necrosis del exoesqueleto, rugosidad en las antenas y la

coloración de las antenas y el telson. La tabla II muestra el significado de cada grado de infección.

III.10. Análisis estadístico

El análisis estadístico de los datos se hizo en un ordenador *COMPAQ*™ Presario 2100, usando el programa STATISTICA, con un modelo de análisis de varianza completamente al azar (Zar, 1984).

Figura 6.- Muestro de crecimiento de los camarones realizado cada semana en cada estanque. Se tomaron 70 organismos aproximadamente de cada estanque y se pesaron en conjunto, se dividió el peso total entre el número de camarones y se calculó el peso individual.

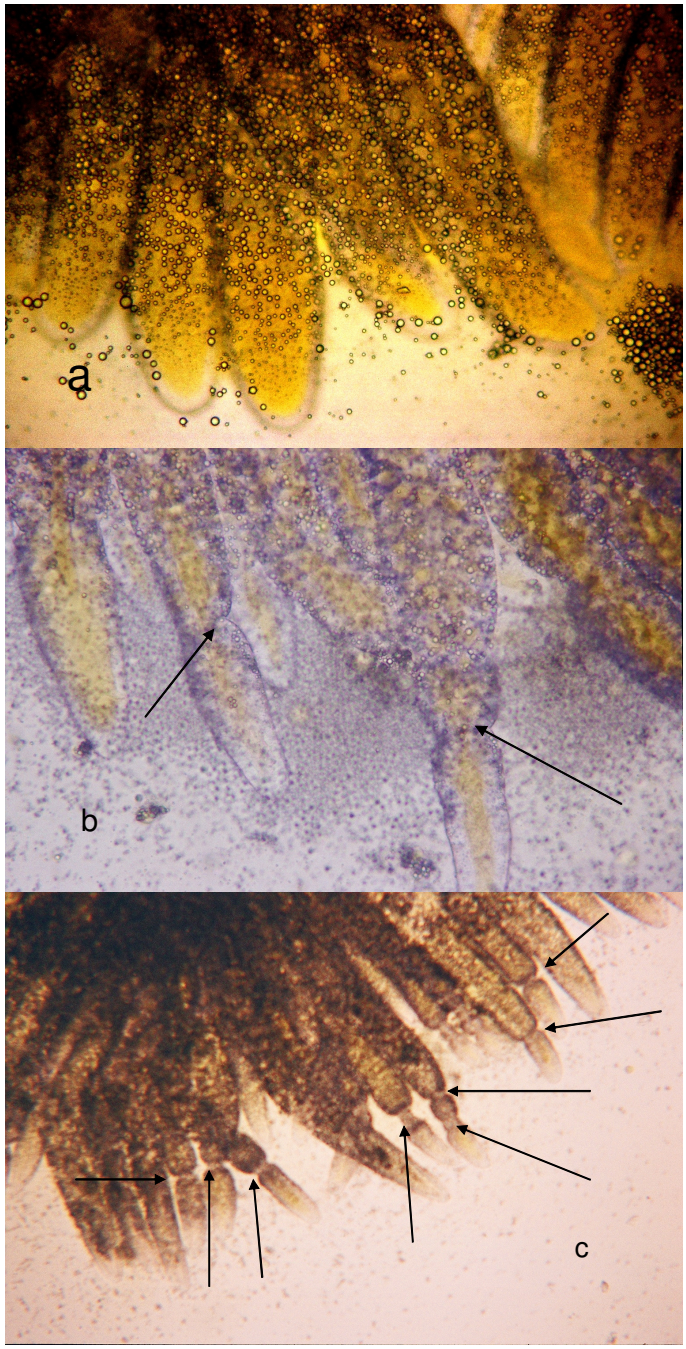

Figura 7.- Las fotografías ilustran los diferentes grados de los túbulos del hepatopancreas; (a) grado 1: túbulos lisos; (b) grado 2: presencia de túbulos estrangulados y disminución de los lípidos; (c) grado 3b: el 50% de los túbulos estrangulados y con disminución de lípidos. Las flechas indican las estrangulaciones de los túbulos.

Tabla II.- En esta tabla se muestran los diferentes grados de infección en las branquias, el intestino y el hepatopancreas, así como los grados de necrosis y pigmentación del exoesqueleto, flacidez del abdomen, coloración del telson y la rugosidad o segmentación de las antenas (Ligthner, 1996).

Grado	
Branquias	
1	Ausencia de protozoarios parásitos
2	Menos del 10% de las branquias cubiertas por protozoarios parásitos
3	Menos del 50% de las branquias cubiertas por protozoarios parásitos
4	El 100% de las branquias cubiertas por protozoarios parásitos
Intestino	
1	Ausencia de gregarinas
2	Menos de 10 gregarinas adultas
3	Entre 10 y 50 gregarinas adultas
4	50 o mas gregarinas adultas
Lípidos	
0	Ausencia total de esferas de lípidos
1	Leve presencia de esferas de lípidos
2	El 25% de cada túbulo con esferas de lípidos
3	El 50% de cada túbulo con esferas de lípidos
4	Todos los túbulos llenos de lípidos
Túbulos del hepatopancreas	
1	Túbulos lisos y con grado 4 de lípidos
2	Presencia leve de túbulos estrangulados, sin disminución de lípidos
3 a	El 25% de los túbulos estrangulados en varias partes
3 b	El 50% de los túbulos estrangulados y secos
3 c	Túbulos secos, sin lípidos y con necrosis
Necrosis de exoesqueleto	
0	Sin necrosis
1	Pequeñas manchas negras en el exoesqueleto
2	Grandes manchas negras que cubren del 20 al 50% del exoesqueleto
Pigmentación de exoesqueleto	
0	Cromatóforos de color café claro
1	Cromatóforos de color rosado claro
2	Cromatóforos de color rojizo
Flacidez del músculo	
0	El tejido del abdomen está firme
1	El tejido está blando al ser presionado ligeramente con el índice y el pulgar
Coloración del telson	
0	Los urópodos del telson tienen color café claro
1	Los urópodos tienen un color rojizo ligero
2	Los urópodos tienen color rojo intenso y están ampollados
Segmentación de antenas	
0	Las antenas tienen una textura lisa y son suaves al tacto
1	Las antenas están ligeramente rugosas al tacto
2	Las antenas están ásperas y a simple vista se ven rugosas

IV.- RESULTADOS

IV.1.- Funcionalidad del sistema de cultivo

En el presente experimento se conocieron algunas de los aspectos más importantes para el manejo de la especie *L. vannamei*, cultivado en un sistema cerrado, en relación al comportamiento alimentario, el crecimiento y el estado de salud de los organismos.

La operación del sistema cerrado no representó un trabajo excesivo ni complicado en relación a las tareas diarias como el mantenimiento de los filtros, el control de la salinidad, la temperatura y el oxígeno. La alimentación también fue una tarea de rutina porque para la distribución diaria del alimento se requirió de aproximadamente 10 minutos por ración para los tres estanques. La facilidad de tomar una muestra representativa de organismos para realizar cualquier tipo de muestreo, ya sea de crecimiento o de patología, es otra de las ventajes de este sistema en relación a los sistemas tradicionales debido a las dimensiones de los estanques y a la alta densidad a la que se operó el sistema.

El sistema fue diseñado de tal manera que en los estanques pudieran realizarse cambios de agua con un tiempo de retención promedio de 87±1.32 minutos. El cambio diario por efecto de la recirculación entre el estanque y los filtros fue homogéneo durante todo el ciclo de cultivo (Fig. 8), lo que demuestra que el sistema se mantuvo con una circulación estable. Se puede observar que en los primeros 35 días la circulación diaria disminuyó de 19 a 15 cambios al día y después se estabilizó. El % de cambio de agua al día (Fig. 9), dependió netamente

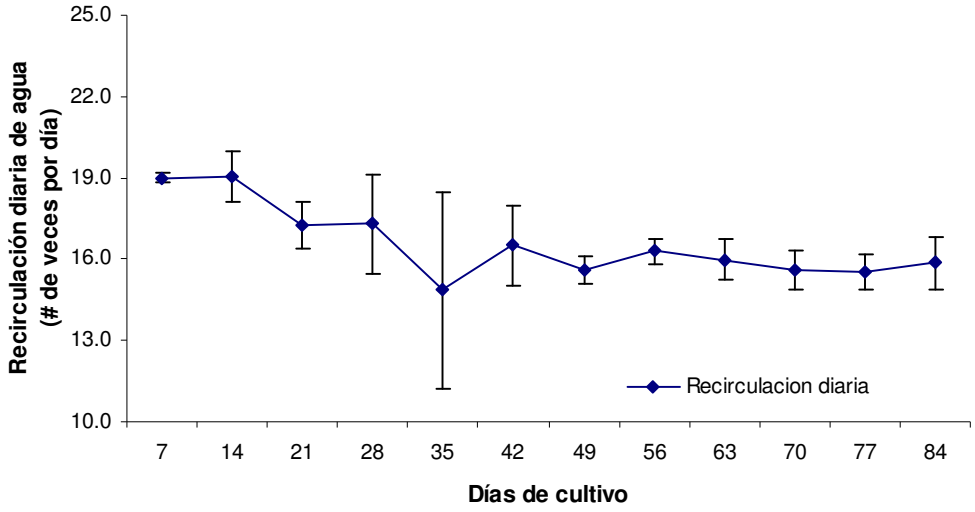

Figura 8.- Recirculación diaria del agua de cultivo que se realizó por efecto de la filtración en los tres estanques, esto es, el número de veces que pasó el 100% del agua de cultivo por los filtros en un periodo de 24 h.

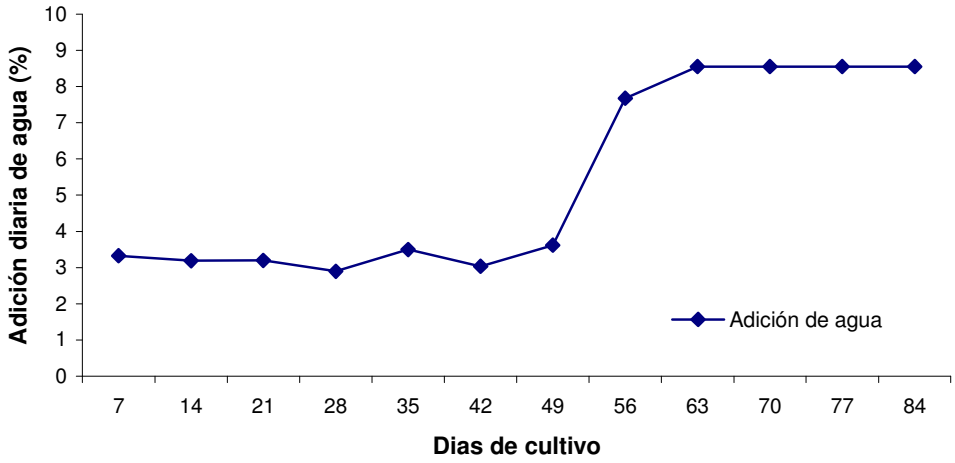

Figura 9.- En la gráfica se muestra como fue realizado el cambio diarios de agua. Se observa que en los primeros 50 días éste representó entre el 3 y 4% e incremento entre 7 y 8% porque los filtros se lavaron dos veces al día a partir del día 50.

del volumen del primer filtro de 180 l, el cual fue vaciado todos los días para eliminar los sólidos (heces y restos de alimento) más el agua que se evaporó en la superficie de cada estanque, la cual fue remplazada con agua de mar de 35‰, (filtrada a una micra y pasado por luz UV) y agua dulce, en una relación de 4:1 respectivamente para mantener una salinidad de 28‰.

Los filtros mecánicos realizaron la clarificación del agua muy eficientemente al mantener una turbiedad baja lo que permitió observar con claridad toda la columna de agua de los estanques y observar el comportamiento de los organismos.

Con el visor antes descrito se pudo observar la actividad alimentaria, así como verificar si los organismos consumían todo el alimento balanceado o si quedaban remanentes, para hacer los ajustes a las raciones ulteriores.

IV.2. Variación y control de los parámetros físico-químicos

IV.2.1 Temperatura, oxígeno, salinidad y pH

Los parámetros físico-químicos como la temperatura, el oxígeno, la salinidad y el pH, se mantuvieron estables durante todo el ciclo de cultivo debido al control que en ellos se ejerció. La figura 10 muestra que la temperatura y el oxígeno se mantuvieron dentro del intervalo de desarrollo óptimo de *L. vannamei* (Whetstone *et al.*, 2002). La temperatura se mantuvo durante el ciclo de cultivo en 28.8±0.6°C y el oxígeno en 7.1±0.5 $mg \cdot l^{-1}$. La figura 11 muestra la salinidad y el pH los cuales también se mantuvieron relativamente estables durante el ciclo de cultivo. La salinidad fue de 28.3±0.4‰ y el pH en 7.9±0.3. En la figura 11 se puede observar que la salinidad inició con 35‰ pero después de 14 días se mantuvo en el

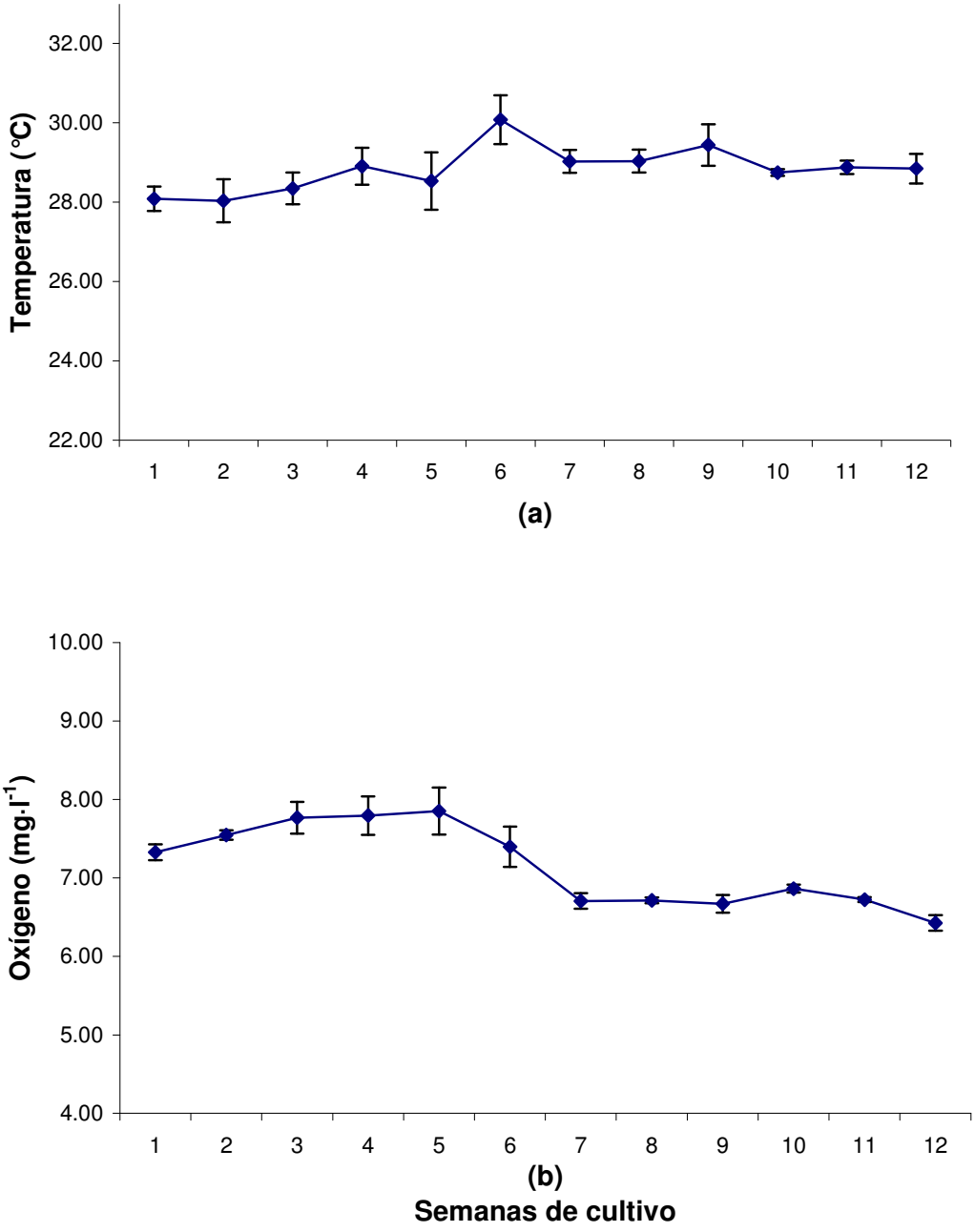

Figura 10.- Temperatura (a) y el oxígeno (b) del sistema de cultivo. La línea horizontal indica la tendencia de los parámetros y la vertical el error estándar de los datos.

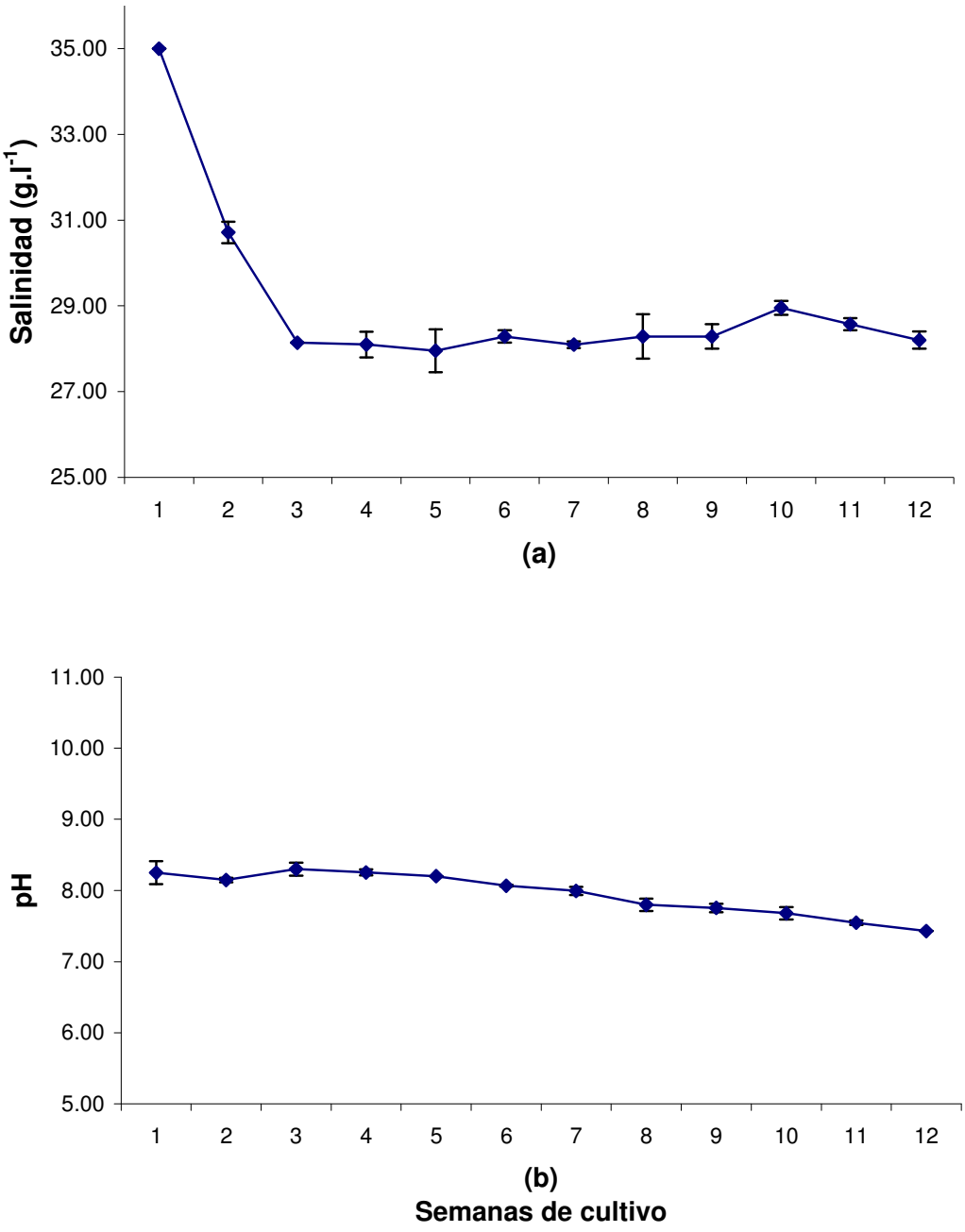

Figura 11.- Salinidad (a) y pH (b) promedio del sistema cerrado de cultivo. La línea horizontal indica la tendencia de los parámetros y la vertical el error estándar de los datos.

intervalo antes mencionado, adicionando agua dulce y agua de mar de 35‰ después de realizar el lavado de los filtros mecánicos.

IV.2.2 Nitrógeno amoniacal total, nitritos, nitratos y fosfatos.

Durante el ciclo de cultivo los compuestos nitrogenados (Fig. 12) se mantuvieron por debajo de los límites tóxicos para camarones peneidos, NH_4: 0.2 - 2.0; NH_3: 0.01 - 0.1; NO_2: <0.25; NO_3: 2-10; en $mg \cdot l^{-1}$; Whetstone *et al*., 2002. Solo hasta la semana siete se incrementó el amonio total hasta 1.46 $mg \cdot l^{-1}$ pero en las siguientes dos semanas bajó a 0.33 $mg \cdot l^{-1}$, esta variación sucedió por lavar equivocadamente el primer filtro con agua dulce provocando estrés osmótico a las bacterias nitrificantes. Cuando la población bacteriana entró a la fase de recuperación, el amonio se estabilizó. Los nitritos se mantuvieron por debajo de 0.25 $mg \cdot l^{-1}$ que es la concentración tóxica reportada para camarones peneidos (Whetstone *et al*., 2002), pero en la semana 12 se incrementaron hasta 6.0 $mg \cdot l^{-1}$ y al día siguiente bajó la concentración a 1.5 $mg \cdot l^{-1}$ con la adición de Na_2HCO_3 (bicarbonato de sodio) a razón de 140 $mg \cdot l^{-1}$, ya que las bacterias nitrificantes requieren de CO_3 como fuente de carbono en relación de 7 g de CO_3 por cada gramo de NH_4 degradado (Loyless y Malone, 1997; Timmons *et al*., 2002). Los nitratos siempre estuvieron muy bajos como se muestra en la figura 12, donde se observa que la concentración más alta sucedió en la semana 12 con 1.5 $mg \cdot l^{-1}$. Los fosfatos se incrementaron conforme avanzaba el cultivo y se estabilizaron en una concentración de 29 ± 1 $mg \cdot l^{-1}$.

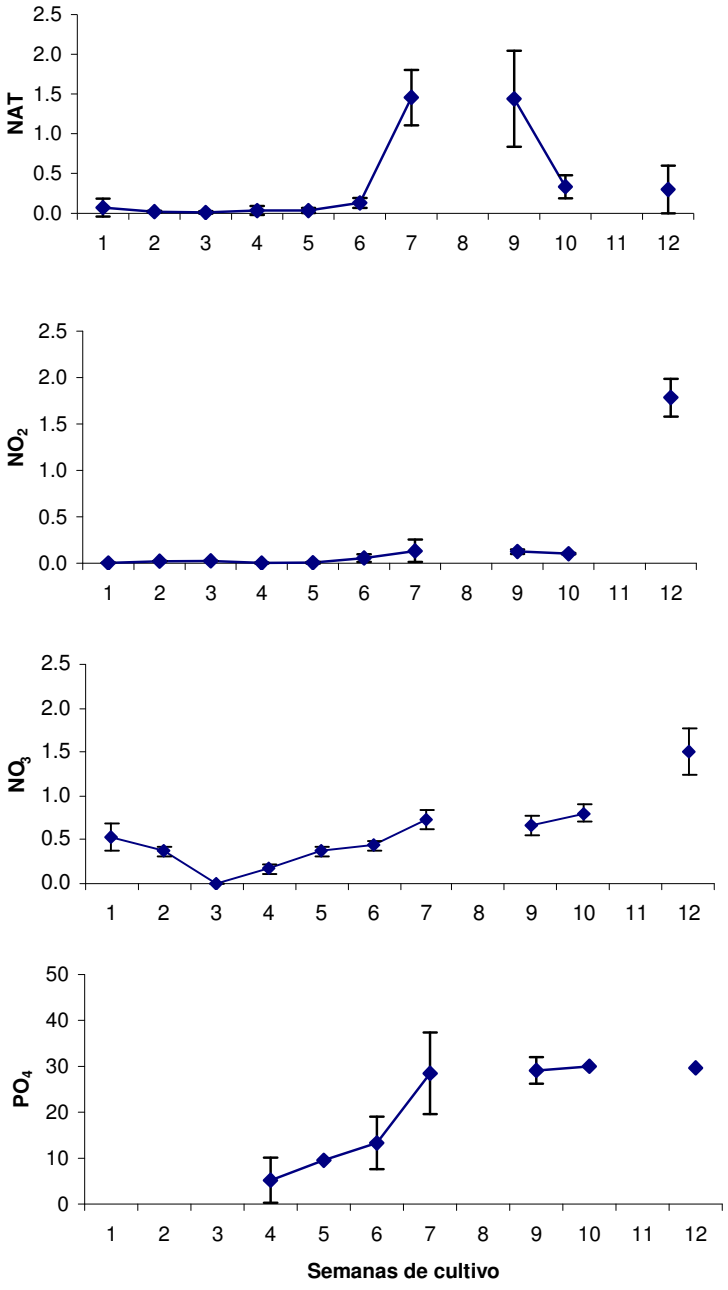

Figura 12.- Variación promedio del nitrógeno amoniacal total (NAT), los nitritos (NO_2), los nitratos (NO_3) y los fosfatos (PO_4) durante el ciclo de cultivo del camarón *L. vannamei*. Las líneas horizontales indican la tendencia y las líneas verticales el error estándar. Todas las escalas están en $mg \cdot l^{-1}$. En la semana 8 y 11 no se midieron estos parámetros.

IV.3. Alimentación

El suministro manual del alimento resultó ser efectivo para su distribución, ya que los camarones estuvieron distribuidos homogéneamente en toda el área disponible del estanque, lo que les permitió obtener el alimento por igual entre ellos, esto se observó al proveer cada ración.

Gran parte de la dieta de los camarones consistió en macroalgas (*Lyngbya* sp*., Cladophora* sp., *Ulva* sp., *Ulva flexuosa* Wulfen, *Feldmannia irregularis*: Kützing - Hamel) las cuales crecieron en las cortinas y en las paredes del estanque de cultivo (Figs. 13 y 14). En el contenido intestinal de los camarones se encontró una mezcla de alimento balanceado y macroalgas, lo que permitió obtener un factor de conversión alimentario de 0.9:1 considerando únicamente el alimento balanceado. En la tabla III se muestran los principales parámetros de producción obtenidos de la operación del sistema cerrado, donde se puede apreciar el factor de conversión alimentario de 0.9:1, el cual es bajo en relación a la conversión típica de un sistema semiintensivo.

Tabla III.- Principales parámetros de producción obtenidos en la operación del sistema cerrado para el cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*. Est. = estanque; F.C.A. = factor de conversión alimentario; % Sob. = porcentaje de sobrevivencia a la cosecha.

	Peso (g)	*% Sob.*	*Biomasa*	*F.C.A.*
Est. 1	8.91	64.92	43.03	0.92
Est. 2	9.10	65.19	44.13	0.89
Est. 3	8.44	67.18	42.18	0.88
Media	8.82	65.75	43.11	0.90
Error estandar	0.34	1.25	0.98	0.02