



Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología

Unidad Académica Mazatlán

Universidad Nacional Autónoma de México



EVALUACIÓN DE LA CALIDAD DEL AGUA Y FLUJOS QUÍMICOS
DURANTE EL CULTIVO SEMI-INTENSIVO DE CAMARÓN BLANCO
(*Litopenaeus vannamei*) UTILIZANDO AGUA DE POZO CON BAJA
SALINIDAD Y TASA DE RECAMBIO CERO

TESIS

Para obtener el grado académico de:

Maestro en Ciencias

(Química Acuática)

P r e s e n t a:

I.Q.I. Yhara Nohemí Meraz Bautista

Directores de tesis: Dr. Federico Páez Osuna
M. en C. Manuel Martín Mariscal Lagarda

Comité Tutorial: M. en C. Santiago Capella Vizcaíno
Dr. Adolfo Gracia Gasca
Dr. Martín Federico Soto Jiménez
Dra. Rosalba Alonso Rodríguez

Mazatlán, Sinaloa.

Agosto, 2008.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Tesis desarrollada en el Laboratorio de Geoquímica y Contaminación Costera del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Unidad Académica Mazatlán, bajo la dirección del Dr. Federico Páez Osuna y del M. en C. Manuel Martín Mariscal Lagarda, con el apoyo de CONACYT no. de becario 205536 y el Proyecto: 26-2006-1031 financiado por Fundación Produce Sonora a través de un convenio de colaboración entre el Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora (CESUES) y la granja piscícola “Ganadera Pocas Vacas, S.P.R. de R.L.” con el M. en C. Manuel Martín Mariscal Lagarda como responsable técnico.

El Jurado de Examen:

M. en C. Santiago Capella Vizcaíno	Presidente
Dr. Federico Páez Osuna	Secretario
Dr. Adolfo Gracia Gasca	Vocal
Dr. Martín Soto Jiménez	Suplente
Dra. Rosalba Alonso Rodríguez	Suplente

DEDICATORIA

A Dios por su incomparable amor

A las dos bendiciones más hermosas que le dan sentido a mi vida,

Jesús Armando y Diego Osmar

A Armando... por tu gran apoyo, palabras de aliento y amor incondicional

A mis Padres... las personas más maravillosas de la tierra, gracias por tener siempre los brazos abiertos, por enseñarme el valor de la fortaleza y el esfuerzo, por aplaudir mis logros, por sus consejos y por estar siempre a mi lado.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Federico Páez por darme la oportunidad de trabajar con él, por confiar en mí, por sus enseñanzas y observaciones siempre acertadas, por su paciencia, por la entereza que demuestra en todo momento, por el apoyo brindado durante la realización del presente trabajo y por sus palabras de aliento.

Al M. en C. Manuel Martín Mariscal Lagarda por la asesoría brindada en todas las etapas del desarrollo de esta tesis, por sus valiosos conocimientos, su plena disposición e invaluable apoyo mostrado para que este trabajo resultara útil y culminara adecuadamente.

Al comité tutorial: Dra. Rosalba Alonso Rodríguez, Dr. Martín Soto Jiménez, M. en C. Santiago Capella Vizcaíno, Dr. Adolfo Gracia Gasca por sus valiosas observaciones, sugerencias y correcciones para mejorar el manuscrito.

Al químico Humberto Bojórquez Leyva por su valioso apoyo en el laboratorio, al estar pendiente y mantener los equipos listos para poder trabajar con las muestras y por su disposición técnica para el desarrollo de este trabajo.

A la M. en C. Korynthia López Aguiar por su ayuda y colaboración en la aplicación de técnicas analíticas y análisis químicos, por su disposición mostrada en todo momento, por su valiosa amistad y por demostrarme que todo se puede siempre y cuando lo desees.

Al C. P. Raymundo Padilla Meléndrez, propietario de la granja “Ganadera, Pocas Vacas”.

Al Ing. Jesús Octavio Flores Lara, Director General de Fundación Produce Sonora, por su confianza y apoyo para el presente proyecto.

Al matemático Germán Ramírez Reséndiz y al LSCA Carlos Suárez por su apoyo y disponibilidad concerniente a las distintas necesidades computacionales para la mejor elaboración de este proyecto.

A María Clara Ramírez Jáuregui, responsable de la biblioteca y al LSCA Pedro Allende Rosales por las facilidades en el préstamo y búsqueda de material bibliográfico empleado para la elaboración de la tesis.

A Margarita Cordero por su disposición para que los trámites escolares ante el posgrado se hicieran a tiempo y por ayudarme en todo momento con las solicitudes, oficios, formatos y la información necesaria.

A mis compañeros y amigos en especial a Asia Valenzuela, Alondra Martínez, Gina Quevedo, Martín Jara, Eynar García, Daniel Moreno, Julio Herrera, Nadia Pérez, Alberto Rodríguez, Claudia, Carlos Moyeda, Miguel Sánchez, Leonardo, Joel; también a los excelentes compañeros Dulce Borrego, Mafer, Ale Piñón, Elizabeth por los buenos momentos que pasamos juntos y porque en las buenas y en las malas siempre nos apoyamos. A todo el personal académico, profesores y trabajadores que durante mi estancia en esta prestigiada institución siempre me apoyaron.

A la Universidad Nacional Autónoma de México y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por proporcionarme el apoyo para mi superación personal y la de mis compañeros y ahora buenos amigos.

Y a todas aquellas personas que no están en esta lista pero que contribuyeron con su granito de arena para la realización de este trabajo, muchas gracias.

INDICE

Resumen	1
1. Introducción.....	1
2. Antecedentes	9
2.1. A nivel internacional.....	9
2.2. En México.....	11
2.3. Producción de camarón en el Estado de Sonora.....	12
3. Planteamiento del Problema.....	14
4. Objetivos.....	17
4.1. Objetivo General.....	17
4.2. Objetivos específicos.....	17
5. Hipótesis.....	18
6. Área de estudio.....	18
7. Métodos.....	20
7.1. Descripción y funcionamiento del sistema.....	20
7.2. Desarrollo del proceso de producción.....	20
7.2.1. Cultivo de camarón.....	20
7.2.2. Alimentación.....	21
7.2.3. Crecimiento y cosecha.....	22
7.3. Medidas de bioseguridad e inocuidad.....	22
7.4. Preparación de los estanques de cultivo, aclimatación y siembra.....	23
7.4.1. Preparación de los tanques de cultivo.....	23
7.4.2. Adquisición y transporte de post-larvas.....	23
7.4.3. Aclimatación y siembra.....	24
7.5. Monitoreo de la calidad del agua.....	25
7.6. Análisis químicos	25
7.6.1. Análisis de las muestras de agua.....	25
7.6.1.1. Determinación de nitrógeno y fósforo total en el agua mediante la oxidación de compuestos nitrogenados y fosfatados.....	27
7.6.1.2. Determinación de ortofosfato disuelto.....	27
7.6.1.3. Determinación de nitrito.....	28
7.6.1.4. Determinación de nitrato.....	29
7.6.1.5. Determinación de Nitrógeno amoniacal.....	31

7.6.1.6. Determinación de clorofila a	32
7.6.1.7. Determinación de sólidos suspendidos totales.....	33
7.6.1.8 Determinación de silicatos.....	33
7.6.2. Análisis de las muestras de sedimento.....	34
7.6.2.1. Determinación de fósforo total en sedimento.....	34
7.6.2.2. Determinación de nitrógeno total en sedimento.....	35
7.7. Balance de masas de nutrientes.....	36
7.8 Método estadístico.....	38
8. Resultados y Discusión.....	39
8.1 Caracterización físico-química del agua de pozo.....	39
8.2. Variables de calidad de agua y clorofila a.....	40
8.2.1. Temperatura, ‰, potencial de hidrógeno y oxígeno disuelto.....	46
8.2.2. Nutrientes.....	49
8.2.3. Sólidos suspendidos totales y clorofila a.....	53
8.3. Flujos y balance de masas de nutrientes.....	55
8.3.1. Cálculos de los flujos y balances de masas del nitrógeno.....	55
8.3.2. Cálculos de los flujos y balances de masas de fósforo.....	59
8.4. Flujos químicos.....	67
8.5. Volumen de agua utilizado.....	68
8.6. Factor de conversión alimenticia.....	70
9. Conclusiones.....	71
10. Literatura citada.....	73
11. ANEXOS.....	84
Anexo 1. Salinidad (‰), cloruros (Cl ⁻) y sólidos disueltos totales (SDT) en el agua de mar y agua de pozo.....	84
Anexo 2. Datos de tamaño, sobrevivencia, biomasa y alimento para el estanque 5.....	86
Anexo 3. Datos de tamaño, sobrevivencia, biomasa y alimento para el estanque 6.....	87
Anexo 4. Curvas de crecimiento semanal observadas para los estanques estudiados.....	88
Anexo 5. Relación de pesos y longitudes obtenidas al final del ciclo.....	89

Lista de tablas

Tabla	Título	Página
1	Variables que influyen en el éxito de la operación de los cultivos.....	2
2	Criterio visual para valorar el residuo de alimento y su ajuste en los comederos (Seiffert y Foes, 2002).....	21
3	Valoración del residuo de alimento para el posterior ajuste de la ración (Zendejas, 1994).....	21
4	Ajuste de la ración de acuerdo al residuo de alimento utilizado para la alimentación al voleo (Zendejas, 1994).....	22
5	Velocidad de aclimatación dependiendo de la salinidad.....	24
6	Monitoreo de la calidad del agua en los estanques de cultivo de camarón...	25
7	Parámetros físicos, de calidad de agua y sedimentos analizados.....	26
8a	Parámetros físicoquímicos del agua de pozo utilizada en el llenado de estanques.....	39
8b	Concentración de los iones mayoritarios presentes en el agua de mar y agua de río. Tomado de Riley y Skirrow, (1975) y Millero, (2005)	40
9a	Promedio semanal de las variables de la calidad del agua al inicio (semana 1) y final (semana 11) en el estanque 5 durante los 77 días de cultivo de <i>L. vannamei</i> (n=7).....	40
9b	Concentración de las variables de calidad del agua en muestras recolectadas al medio día (12-13 hr) al inicio (semana 1) y al final (semana 11) del ciclo de cultivo en el estanque 5 durante los 77 días de cultivo de <i>L. vannamei</i>	41
10a	Promedio semanal (\pm SD) de las variables de la calidad del agua al inicio (semana 1) y al final (semana 11) en el estanque 6 durante los 77 días de cultivo de <i>L. vannamei</i> (n=7).....	41
10b	Concentración de las variables de calidad del agua en muestras recolectadas al medio día (12-13 hr) al inicio y al final del ciclo de cultivo en el estanque 6 durante los 77 días de cultivo de <i>L. vannamei</i>	41
11	Carga ambiental de fósforo y nitrógeno proveniente de los distintos sistemas de cultivo de camarón, expresado en kg de nutrientes por tonelada de camarón producido (modificado de Páez-Osuna, 2001).....	66
12	Flujos estimados (kg/ha) (Promedio \pm SD) de la carga neta (salidas – entradas) vía el agua para estaques de cultivo de camarón en un cultivo	

	comercial semi-intensivo de 203 días y el de 77 días con agua de pozo.....	68
13	Datos de producción y rendimiento en sistemas de cultivo semi-intensivos de camarón blanco (<i>L. vannamei</i>) empleando diferentes salinidades y tasas de recambio.....	69
14	Datos de factores de conversión y de producción en sistemas de cultivo semi-intensivos empleando diferentes tasas de recambio en el cultivo de camarón blanco del Pacífico.....	70

Lista de figuras

Figura	Título	Página
1	Flujo de masas en un estanque de cultivo de camarón.....	8
2	Localización geográfica del sitio de estudio.....	18
3	Variación de los parámetros fisicoquímicos monitoreados en las aguas de los estanques durante el desarrollo del cultivo de camarón blanco utilizando agua a baja salinidad tomada a las 7 a.m. y a las 6 p.m.....	42
4	Fluctuación de la salinidad (‰) en el agua de los estanques 5 y 6 durante el desarrollo del cultivo.....	43
5	Variación del contenido de silicatos contenido en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	43
6	Variación del contenido de nitratos en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	43
7	Variación del contenido de nitritos en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	44
8	Variación del contenido de nitrógeno total en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	44
9	Variación del contenido de fósforo total en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	44
10	Variación del contenido de fósforo disuelto en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	45
11	Variación del contenido de amonio en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	45
12	Variación del contenido de clorofila a en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	45
13	Variación del contenido de sólidos suspendidos totales en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.....	46
14	Balance de nitrógeno en el estanque 5 sobre la base de una ha de cultivo y una duración de 77 días con recambio cero.....	58
15	Balance de nitrógeno en el estanque 6 sobre la base de una ha de	

	cultivo y una duración de 77 días con recambio cero.....	58
16	Balance de nitrógeno promedio en el estanque 5 y 6 (\pm SD) sobre la base de una ha de cultivo para 77 días de cultivo y recambio de cero...	59
17	Balance de fósforo en el estanque 5 sobre la base de una ha de cultivo y una duración de 77 días con tasa de recambio cero.....	62
18	Balance de fósforo en el estanque 6 sobre la base de una ha de cultivo y una duración de 77 días con recambio cero.....	63
19	Balance de fósforo promedio en el estanque 5 y 6 (\pm SD) sobre la base de una ha de cultivo para 77 días de cultivo y recambio cero.....	63

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es una actividad muy antigua, se sabe que las civilizaciones egipcias y orientales tenían conocimiento de ella desde el año 2000 A.C. (Iwama, 1991). Actualmente el crecimiento de la población y la creciente demanda de alimentos han provocado que muchas de las especies acuáticas se encuentren bajo un proceso de agotamiento o sobreexplotación que las pone en peligro de extinción y la acuicultura representa la posibilidad de preservar estas poblaciones y la alternativa de producir alimento, siendo el principal objetivo la producción de especies acuáticas bajo condiciones controladas o semi-controladas.

Dentro de la acuicultura la camaronicultura ha tenido un crecimiento acelerado durante los últimos 20 años en las áreas tropicales y subtropicales del mundo, como resultado de ello en el mundo hay una extensión de más de un millón de hectáreas dedicadas al cultivo de camarón (Páez-Osuna *et al.*, 1998). De acuerdo con la FAO (2001), la acuicultura es la industria con mayor crecimiento a nivel mundial (9.2% anual) si se le compara con el crecimiento del 1.4% que ha tenido la pesca y el 2.8% de los cultivos agrícolas.

Entre las causas que permiten explicar los elevados índices de crecimiento de la camaronicultura, sobresalen los siguientes (FAO, 1996):

- (a) la alta demanda del mercado, especialmente de Japón, Estados Unidos y Europa
- (b) el progreso tecnológico
- (c) la reducción de los suministros procedentes de las poblaciones silvestres, muchas de las cuales se hallan sobre-explotadas.

A nivel mundial, el cultivo de camarón se realiza tradicionalmente bajo el esquema de cultivo con flujo abierto, ya sea en la modalidad extensiva, semi-intensiva e intensiva; estos sistemas de producción, se caracterizan por emplear grandes cantidades de agua y suelo (Fast, 1992).

El dominio tecnológico alcanzado en estos sistemas de producción, el estancamiento de las pesquerías del camarón, su participación en las divisas, entre otras, ocasionaron que la acuicultura del camarón se expandiera de manera significativa durante la década de los 80's y 90's en países de Asia y América Latina (Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002) lo anterior se ha visto

reflejado en el lugar que el cultivo de camarón ha tenido en la oferta mundial del crustáceo, por ejemplo, en 1985 solo el 2% de la producción mundial de camarón provenía de cultivo (Ocean Garden, 2003), para 1999, la aportación se incrementó a 25%, mientras que para el 2002, la participación fue del 50% (Moss *et al.*, 2001; Ocean Garden, 2003).

Actualmente, México se ha convertido en el tercer productor más grande camarón cultivado en granjas en el hemisferio Occidental (Wurmann *et al.*, 2004). A nivel nacional para el año 2007 se tenía un área total dedicada al cultivo de camarón de 66,468 ha de las cuales el 97.6% se localizan alrededor del Golfo de California, donde destacan los estados de Sonora (18,208 ha) y Sinaloa (40,866 ha) con la mayor producción (Anónimo, 2008).

En comparación con otros países, en México, la cría de camarón estuvo principalmente basada en el aprovechamiento de las ventajas naturales que el medio brindaba tales como (Gutiérrez-Venegas *et al.*, 2005):

- a) condiciones climáticas favorables
- b) variedades disponibles de camarón *Litopenaeus vannamei* y *Litopenaeus stylirostris*
- c) abundancia relativa de larvas silvestres en el medio natural
- d) la cría masiva de postlarva de laboratorio
- e) las ricas y extensas zonas de aguas marinas, bahías y estuarinas
- f) la óptima calidad de las aguas

Otro aspecto de suma importancia es el especial cuidado del agua que se maneja en los estanques camaronícolas. La calidad del agua se refiere al conjunto de variables físicas, químicas y biológicas (Tabla 1) que resultan de la interacción entre el suelo del estanque, la columna de agua y el clima (Boyd, 1990), que regulan directamente o influyen en el éxito de la operación de los cultivos y que puede ser el detonador de enfermedades, florecimientos algales tóxicos, anoxias episódicas, entre otras (Páez-Osuna *et al.*, 2001). Los principales agentes que afectan la calidad del agua en la acuicultura son el alimento balanceado y el fertilizante (Cho *et al.* 1994; Boyd y Tucker 1998).

Tabla 1. Variables que influyen en el éxito de la operación de los cultivos.

Parámetros físicos	Parámetros químicos	Parámetros biológicos
Temperatura	pH y alcalinidad	Bacterias
Salinidad	Nutrientes	Virus
Sólidos	Gases (O ₂ ,N ₂ ,CO ₂ , H ₂ S)	Hongos
Color	Compuestos orgánicos	Fitoplancton
Luz	Compuestos tóxicos	

El propósito fundamental del manejo de la calidad del agua en cualquier sistema de cultivo es regular y mantener las condiciones óptimas para el crecimiento de los organismos. La calidad del agua es un factor determinante en la sobrevivencia y crecimiento de los camarones de cultivo: todas las actividades de los organismos (e.g. alimentación, respiración, reproducción, crecimiento, estado inmune) están influenciadas por las condiciones fisicoquímicas del estanque y su producción está correlacionada directamente con el manejo de los parámetros hidrológicos más que por cualquier otro factor (Villalón, 1991).

Existen varios criterios para establecer las variables de calidad de agua en la acuicultura. De acuerdo con Páez-Osuna (2001) los estudios de calidad de agua tienen dos puntos de partida: el primero que considera las variables o parámetros conservativos independientes de la actividad biológica, que son afectados por los procesos físicos como: temperatura, radiación solar, viento, precipitación, evaporación, luz, salinidad, alcalinidad, entre otros, y el segundo se refiere a los parámetros no conservativos que se alteran por la actividad biológica como: nutrientes (nitrógeno y fósforo), productividad natural, oxígeno disuelto y sólidos suspendidos totales, entre otros.

A pesar del éxito alcanzado, la industria ha sufrido severas pérdidas económicas, ocasionadas principalmente por la presencia de enfermedades. En Asia, las mortalidades ocasionadas por los virus de la Mancha Blanca (WSSV) y Cabeza Amarilla (YHV) dieron como resultado pérdidas hasta de un billón de dólares por año de 1994 a 1998 (Lightner *et al.*, 1998). Similarmente, en Ecuador, el Síndrome del Virus de Taura (TSV) produjo una pérdida de 400 millones de dólares al año y se estima que estos virus han ocasionado pérdidas importantes en América Latina (Brock *et al.*, 1997). En México, han sido descritas un número importante de enfermedades, siendo las más frecuentes las causadas por parásitos, el virus de la Mancha Blanca, y la Vibriosis (Páez-Osuna *et al.*, 2003).

Aunado al problema de las enfermedades, el cultivo de camarón ha tenido que enfrentar una serie de señalamientos provenientes de organizaciones no gubernamentales, argumentando que la actividad camaronícola impacta al entorno, incluyendo destrucción del hábitat, contaminación de las aguas de los cuerpos receptores, introducción de especies no nativas, captura de postlarvas silvestres, uso de proteína marina animal para la fabricación del alimento balanceado que se suministra al camarón durante el cultivo, entre otros (Naylor *et al.*, 1998; 2000). Si bien es cierto que la acuicultura del camarón provoca ciertas alteraciones en el medio ambiente, muchas de las aseveraciones en contra de la actividad no han sido completamente sustentadas científicamente, sin embargo, una de las principales preocupaciones de los productores de camarón es la de adoptar medidas que mitiguen los impactos hacia el medio ambiente y reduzcan el riesgo de introducir algún patógeno a los estanques de cultivo, haciendo que la actividad sea sustentable en el largo plazo (Páez-Osuna, 2001a; Moss, 2002).

Dentro de las medidas que se han adoptado para contrarrestar los efectos negativos hacia el medio ambiente y la introducción de patógenos que causan enfermedades (Hajek y Boyd, 1994; Hopkins *et al.*, 1995; Browdy *et al.*, 1998; Calvo, 1998; Lawrence *et al.*, 1998; Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002) están:

- (a) el contar con un buen diseño de las instalaciones
- (b) seleccionar adecuadamente los sitios para construcción de las granjas
- (c) utilizar organismos certificados para garantizar que están libres de enfermedades
- (d) adoptar prácticas para un mejor manejo de los alimentos y del agua y
- (e) desarrollar tecnologías para cultivar camarón tierra adentro en agua dulce o a baja salinidad.
- (f) disponibilidad de una fuente de suministro de agua adecuada.

Entre las principales ventajas que ofrece el cultivo de camarón en agua dulce o baja salinidad (Van Wyk, 1999; Moss, 2002; McIntosh y Fitzsimmons, 2003; Samocha *et al.*, 2004) están las siguientes:

- (a) Se disminuye el riesgo de introducir enfermedades mediante el transporte de vectores por barco o aviones
- (b) Se evita la liberación de especies no nativas a cuerpos de agua receptores
- (c) Las granjas pueden estar más cerca del mercado, disminuyendo las distancias y los costos de comercialización

- (d) Se puede tener un uso más eficiente del agua ya que el agua de desecho se puede utilizar para irrigar cultivos agrícolas, disminuyendo la contaminación ambiental del entorno.
- (e) Se evitan los efectos adversos que provocan los distintos materiales y patógenos asociados con los efluentes procedentes de las granjas y que alcanzan los cuerpos de agua receptores.

Adicionalmente, la FAO y la Global Aquaculture Alliance han adoptado códigos de conducta para desarrollar una acuicultura ambientalmente responsable con el fin de lograr que el cultivo de camarón sea una industria ambiental, social y económicamente sustentable. (FAO-Fisheries, 2001).

Resultados de diversas investigaciones en diferentes partes del mundo indican que las altas tasas de recambio no son necesarias para mantener altas producciones de camarón bajo condiciones de cultivo intensivas. Por ejemplo, Hopkins *et al.* (1991), examinaron los efectos de dos tasas de recambio de agua al día (4 y 14%) sobre la producción de *Litopenaeus vannamei* utilizando una densidad de 76 PL/m², los resultados del estudio indicaron que no hay un efecto significativo de la tasa de recambio sobre el crecimiento y sobrevivencia, encontrando que en la tasa del 4% la producción fue ligeramente más alta que cuando se utiliza una tasa de recambio del 14% (7,565 y 7,462 kg/ha/ciclo). Browdy *et al.* (1993), midieron los efectos de tres tasas de recambio de agua (10, 50 y 100%) sobre el crecimiento y sobrevivencia de *L. vannamei* sembrando a 60 y 100 PL/m², los resultados indicaron que reducir la tasa de recambio no afecta negativamente la sobrevivencia y crecimiento del camarón, si se mantienen concentraciones adecuadas de oxígeno disuelto en el agua del estanque.

Aunque los resultados de estrategias de recambio cero parecen prometedores, pocas granjas a nivel comercial son capaces de alcanzar altas producciones debido al escaso entendimiento de la operación del sistema. Sin embargo, una notable excepción lo constituye la granja Belice-Aquaculture, la cual ha desarrollado un sistema de cero recambio empleando alimentos de baja proteína con altas tasas de aireación para mantener en suspensión los nutrientes y microorganismos que sirven como un complemento alimenticio para el camarón. Durante los primeros 23 meses de operación de esta granja las producciones obtenidas fueron en promedio de 11,231 kg/ha (McIntosh, 1999). Para mantener la calidad del agua es necesario que esta sea utilizada más eficientemente, es necesario que los sistemas de producción cuenten con un eficiente tratamiento de agua para disminuir la concentración de compuestos metabólicos

producidos por los camarones y el alimento no consumido (amonio no ionizado, nitritos, nitratos, fosfatos, DBO y patógenos).

Nutrientes

Con la finalidad de resumir los aspectos más relevantes, a continuación se presenta una breve revisión sobre los nutrientes, explicándose ¿qué son?, ¿qué formas químicas son las predominantes en los cuerpos de agua?, ¿qué es la eutrofización? y finalmente se pone el tema en el contexto de la presente investigación.

Un nutriente es aquel elemento que está involucrado en el funcionamiento de un organismo vivo. En oceanografía química este término se aplica al silicio, fósforo y nitrógeno inorgánicos, aunque también a algunos constituyentes del agua de mar y metales como el Fe, Cu, Zn, Mn, V y Mo que también son considerados como nutrientes (Spencer, 1975).

El nitrógeno (N) es un componente esencial de los aminoácidos y los ácidos nucleicos, componentes esenciales para la vida, es el nutriente que más frecuentemente se registra como el regulador de la biodiversidad de los ecosistemas acuáticos (Vitousek *et al.*, 1997), sin embargo, el incremento en sus concentraciones produce una cascada de efectos ambientales y ecológicos que van desde incrementos en la abundancia de fitoplancton, en la concentración de la materia orgánica particulada, aumento en la turbidez, incremento en la frecuencia de los estados de hipoxia, sucesión de especies y hasta pérdida en especies pesqueras de interés comercial a este proceso se le conoce como eutrofización (Nixon 1995; Valiela *et al.*, 1992; 1997, Smith *et al.*, 1999).

El nitrógeno se encuentra en los cuerpos de agua en tres formas distintas de sales inorgánicas disueltas (NH_4^+ , NO_2^- y NO_3^-) y dos formas gaseosas (N_2 y N_2O) que se utilizan y originan por procesos metabólicos. También se encuentra formando parte de sustancias orgánicas como urea, el ácido úrico y los aminoácidos. Las sales disueltas tanto orgánicas como inorgánicas son asimiladas por el fitoplancton, que toman preferentemente el amonio (NH_4^+), el cual es producto de la descomposición de la materia orgánica. El nitrógeno molecular (N_2) entra en pequeñas cantidades al ecosistema vía fijación del nitrógeno y es transportado en grandes cantidades a los sedimentos vía denitrificación, la cual es la reducción del nitrato (NO_3^-), presente en el agua a nitrógeno molecular. El nitrato entra a través de escurrimientos y también es producido en el agua y sedimento por nitrificación. (Millero, 1992)

La presencia de nutrientes determina en primera instancia la cantidad de productividad de los cuerpos de agua, el factor más común es un incremento en la cantidad de nitrógeno y fósforo que estos reciben (NRC, 2000).

El fósforo se encuentra en los cuerpos de agua en las formas disuelta y particulada. Las aguas tienden a enriquecerse en fosfatos orgánicos disueltos y particulados donde existe disponibilidad de materia orgánica en descomposición, la cual, se acumula debido a la descomposición de los desechos de alimento, de los productos de excreción del camarón, del zooplancton y fitoplancton presentes en los estanques (Páez-Osuna *et al.*, 2001).

El nitrógeno y el fósforo son nutrientes que limitan el crecimiento de las algas en el agua dulce y marina, de manera que contribuye en procesos de eutrofización, especialmente en aguas donde este nutriente es limitante, como en áreas costeras (Paerl y Whitall, 1999; Tyrell 1999). El nitrógeno es uno de los nutrientes más limitantes para el crecimiento de camarón. El aporte de nitrógeno a los estanques de cultivo de camarón proviene principalmente de la proteína que se suministra en el alimento balanceado; sin embargo una gran cantidad de sistemas de cultivo son ineficientes en transformar este nitrógeno en biomasa de camarón. Esto nos permite remarcar la importancia de conocer el balance de nitrógeno de una granja de camarón, y de usar esta información para identificar áreas o procedimientos de cultivo que permitan la reducción del exceso de nitrógeno causante de contaminación y el mejorar su retención en biomasa de camarón.

Existe el desarrollo de nuevas oportunidades de cultivo de camarón en forma alternativa al cultivo costero tradicional, tal como el cultivo tierra adentro usando agua a baja salinidad proveniente de pozos. Esto es viable para especies como el camarón blanco del Pacífico, *Litopenaeus vannamei*, que puede ser cultivado en salinidades de hasta 0.5 g/L (Smith y Lawrence, 1990). Por otra parte, una medida de bioseguridad que está siendo adoptada por muchas granjas para evitar la introducción de patógenos al sistema de cultivo es la reducción del intercambio de agua (Schuuer, 2003), que además de reducir costos de bombeo y uso de agua, puede en cierta medida reducir costos de alimentación pues se promueve un mayor desarrollo de productividad natural que contribuye a la alimentación del camarón. Al minimizar el recambio de agua, los nutrientes no consumidos y los desechos son retenidos dentro del sistema y promueven el desarrollo de la productividad primaria, ya que son incorporados por bacterias, fitoplancton y zooplancton, que a su vez constituyen una fuente de alimento suplementario para el camarón (Tacon *et al.*, 2002).

Las bacterias nitrificantes y denitrificantes, así como el fitoplancton, juegan un papel muy importante en la reutilización del nitrógeno, reduciendo su pérdida (Burford *et al.*, 2002). Evidentemente, en sistemas de cultivo tradicionales una gran cantidad de nitrógeno se pierde durante el recambio, de manera que en sistemas cerrados o con mínimo recambio la pérdida de nitrógeno se ve considerablemente reducida (Thakur y Lin, 2003). El nitrógeno que no es incorporado en biomasa de camarón o en productividad primaria e. g. bacterias, fitoplancton o zooplancton, permanece dentro del sistema de cultivo en diferentes formas, tales como nitrógeno orgánico o inorgánico disuelto, también puede ser retenido en el sedimento o en los sólidos suspendidos en la columna de agua e incluso pudiera perderse por volatilización de amonio (Thoman *et al.*, 2001).

El establecimiento de un balance de masas de los nutrientes en la camaronicultura es esencial para entender cuantitativamente la eficiencia en la utilización de los alimentos, los procesos biogeoquímicos y aquellos que tienen que ver con la calidad del agua y la evaluación de la carga de nutrientes (Páez-Osuna *et al.*, 2007). A nivel mundial se han realizado diferentes estudios para entender el presupuesto de los nutrientes y se ha modelado el funcionamiento con las entradas y salidas de nitrógeno y fósforo a nivel del estanque de cultivo de camarón (Briggs y Funge-Smith, 1994; Lin y Muthuwan, 1995; Martin *et al.*, 1998; Teichert-Coddington *et al.*, 2000; Jackson *et al.*, 2003) y en general, se ha observado que la mayor fuentes de nutrientes procede del alimento formulado.

En México, los flujos y balance de masas fueron primeramente estudiados por Páez-Osuna *et al.* (1997) en un sistema semi-intensivo utilizando el sistema de alimentación por voleo, que es el sistema más popular. Casillas-Hernández *et al.* (2006) han examinado el balance de masas para evaluar dos estrategias de alimentación en el sistema semi-intensivo largo (203 días) en Sonora; empleando el voleo mecánico y el sistema de charolas alimentadoras. El primero de los estudios establece un modelo de cómo opera una granja camaronícola típicamente semi-intensivo en Sinaloa y establece flujos relativos de entrada y salida a los estanques de nitrógeno y fósforo. El segundo de los estudios, demuestra como el empleo de charolas de alimentación permite hacer más eficiente la operación de un estanque de cultivo tanto en términos de la cosecha como de los flujos de nitrógeno y fósforo desechados Páez-Osuna *et al.* (2007). Los detalles y consideraciones del modelo aplicado han sido descritos previamente por Páez-Osuna *et al.* (1997) y Páez-Osuna (2001a; 2001b).

El flujo de masas (incluye la cantidad de masa por unidad de tiempo, por ejemplo los kilogramos producidos de camarón por día) que involucra a los estanques de cultivo de camarón puede ser representado mediante el modelo de una caja, el cual debe tomar en cuenta las siguientes rutas de ingreso y egreso (Figura 1):

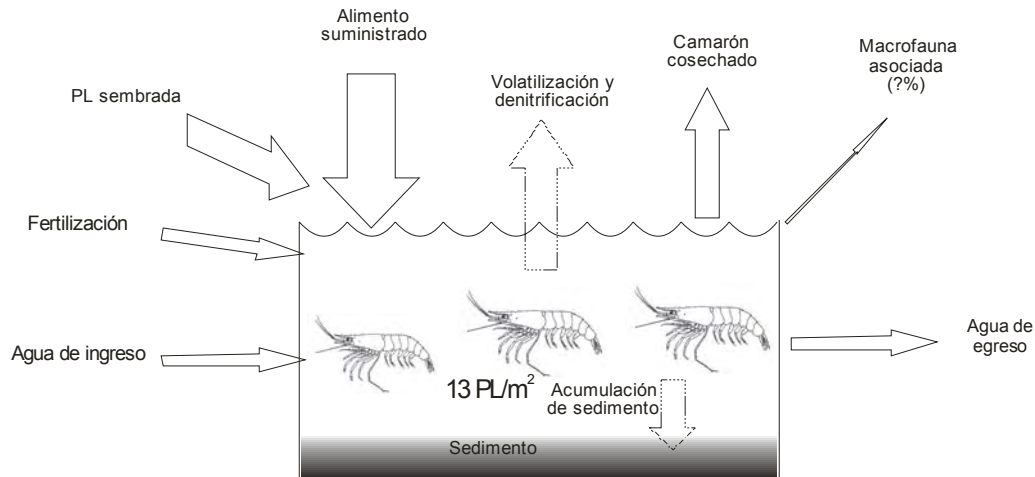


Figura 1. Flujo de masas en un estanque de cultivo de camarón.

La carga es la cantidad de masa por unidad de área y la carga total de nutrientes incluye la suma de todas las descargas de cada estanque aplicando el modelo representativo de todas las granjas que operan en el estado de Sinaloa (Páez-Osuna *et al.* 1999).

Al conocer los balances de nitrógeno y fósforo y elaborar o proponer modelos, ayudaran a entender aspectos importantes como son:

- (a) La eficiencia del uso de fertilizantes y alimentos en el cultivo
- (b) El conocer el destino de los nutrientes dentro y fuera de los estanques
- (c) Estimar el potencial de contaminación de los efluentes

Con el propósito de reducir significativamente el impacto de la descarga de efluentes y de evitar la introducción y diseminación de agentes patógenos se ha impulsado la reducción progresiva del recambio de agua hasta llegar al cultivo sin recambio. Además de servir para estos propósitos, las densas comunidades de organismos naturales formadas en el agua de cultivo sirven como fuente suplementaria de alimento para el camarón, permitiendo una reducción de los nutrientes aportados por el alimento balanceado, por ejemplo, de proteína (Tacon *et al.*, 2002). Ya que la proteína es el componente principal y el de mayor costo en el alimento, el estudio de los requerimientos de proteína bajo estas condiciones es de gran interés. Los resultados obtenidos a la fecha son alentadores, siendo ejemplificados por el trabajo de Tacon *et al.* (2002), quienes

reportaron un peso final de camarón blanco *L. vannamei* 3.4 veces mayor en camarones cultivados en un sistema sin recambio de agua, en comparación con organismos mantenidos en un sistema con recambio continuo de agua. Es interesante resaltar que se registró un valor máximo de crecimiento semanal de 3.2 g en los organismos en cultivo sin recambio, lo cual supera el crecimiento normalmente observado en sistemas de cultivo semi-intensivo convencionales.

En vista de estas recientes alternativas o modalidades de cultivo, se plantea la presente investigación con el objeto de evaluar la calidad del agua y los flujos químicos durante el cultivo semi-intensivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), utilizando agua de pozo con baja salinidad y tasa de recambio cero.

RESUMEN

En localidades de México, incluido el estado de Sonora se presentan diversos problemas relacionados con la utilización de los suelos y aguas cuyas características no los hace viables para la agricultura. Una alternativa es el desarrollo del cultivo de camarón utilizando agua de pozo con baja salinidad ofreciendo al productor una opción para incrementar sus ingresos y generar fuentes de empleo adicionales, además de contribuir con el cuidado del ambiente ya que se trata de un sistema que opera con tasas de recambio cero o muy reducidas, haciendo de esto una actividad redituable, es por esto que se desea probar con otras especies de cultivo y tratar de tener un mejor aprovechamiento del agua, para ello, se planteó trabajar un cultivo semi-intensivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) utilizando agua de pozo con baja salinidad y tasa de recambio cero con el propósito de evaluar la calidad del agua al igual que los flujos químicos que intervinieron en dicha siembra.

Para desarrollar el cultivo de camarón se trabajó con dos estanques de 2500 m² cada uno, revestidos con lona y se manejó una densidad de siembra de 13 PL/m². El agua que se utilizó para el llenado de los estanques provino directamente de un pozo que se encuentra en la granja. El ciclo de cultivo para el camarón tuvo una duración de 77 días, se desarrolló del 25 de agosto al 10 de noviembre del 2006, obteniéndose una producción promedio de 1240 kg/ha de camarón. El factor de conversión promedio fue de 0.99 y se tuvo una sobrevivencia del 63% con un peso promedio por camarón individual de 15.3 g.

La temperatura del agua a lo largo del cultivo en los dos estanques fluctuó entre 20.2 y 31.3 °C; el pH entre 7.4 y 9.6 y el oxígeno disuelto entre 4.0 y 8.5 mg/L. Las concentraciones de sólidos suspendidos totales variaron entre 4.7 y 93 mg/L y la clorofila a entre 30 y 122 µg/L. En el caso de los nutrientes en general el estanque 6 tuvo los niveles más altos con 1-50 µM de amonio, 0.2-10 µM de nitritos, 12-39 µM de nitratos y 0.6-1 µM de fosfatos; mientras que el estanque 5 tuvo 1-44 µM de amonio, 0.2-2 µM de nitritos, 3-9.7 µM de nitratos y 0.5-1 µM de fosfatos.

En términos del empleo de agua, este sistema experimental cerrado utilizó entre 1.1 y 7.4 veces menos agua en comparación con los sistemas comerciales tradicionales; se estima que por cada kg de camarón producido, se utilizan 15.3 m³ de agua, mientras que el intervalo mundial para cultivo de camarón oscila entre 100 y 200 m³ de agua por kg de camarón cultivado.

El balance de masas claramente indica que la principal ruta de entrada de nitrógeno y fósforo en este sistema de cultivo es a través del alimento (54.9% para el N y 72.0% para el P), mientras que la principal ruta de salida de los nutrientes es a través de la sedimentación (36.8 % para el N y 80.2 % para el P). Las cantidades promedio de nitrógeno y fósforo obtenidas como biomasa-cosecha fueron de 35.09 ± 2.98 kg N/ha y 4.58 ± 0.61 kg P/ha. En términos de porcentaje, las pérdidas ambientales de nitrógeno oscilaron entre 21.0 y 36.4%, mientras que para el fósforo estuvieron entre 75.7 y 77.8%. A partir de esto se demuestra que el cultivo semi-intensivo de camarón con agua de pozo de baja salinidad y recambio cero es promisorio no solamente en términos de la producción de cosechas rentables y competitivas sino que resulta más amigable para el medio ambiente y constituye una alternativa viable para regiones con disponibilidad limitada de agua.

3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En muchas localidades de Sonora y Sinaloa existen localidades con agua dulce y/o salobre en el subsuelo y se requiere encontrar formas de aprovechamiento que le den viabilidad a esos recursos como fórmula generadora de opciones de trabajo e ingresos. Para optimizar su empleo, algunos países, han desarrollado el cultivo de camarón utilizando agua con baja salinidad ofreciendo al productor una alternativa para incrementar sus ingresos y generar fuentes de empleo adicionales, además de contribuir con el cuidado del ambiente ya que se trabaja con bajas o nulas tasas de recambio, haciendo de esto una actividad sustentable. Los efluentes de los estanques camaronícolas se consideran un riesgo para las aguas receptoras, debido a que generalmente cuentan con un alto contenido de nutrientes (nitrógeno y fósforo), biomasa fitoplanctónica y material orgánico sedimentable, que le confieren a su vez, una elevada demanda bioquímica de oxígeno (Páez-Osuna *et al.*, 2001).

Sin embargo, en México se tienen escasos antecedentes acerca del uso de este tipo de sistemas los cuales han cobrado en los últimos años mayor auge.

El camarón blanco *L. vannamei* es nativo del pacífico de México, Centro y Sudamérica, hasta Perú, en áreas donde la temperatura del agua es mayor a los 20°C a lo largo del año (Wyban y Sweeny, 1991; Rosenberry, 2002). Se seleccionó *L. vannamei*, debido a que entre otros (Ocean Garden, 2003; Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora, 2001) soporta un amplio rango de salinidades desde 0.5 a 5 ‰ (desde cero hasta aguas marinas) y crece particularmente bien en bajas salinidades entre 10 y 15 ‰ (Wyban y Sweeny, 1991). Esta facultad lo convierte en un buen candidato para el cultivo tierra adentro que en los últimos años se ha vuelto muy común en Asia y América Latina. Un alto porcentaje de los cultivos de esta especie se encuentran tierra adentro en sitios donde hay de agua dulce y su producción es mayor que la de otras especies. Actualmente es cultivado tanto en aguas continentales como en áreas costeras lo cual conlleva a graves problemas ambientales incluyendo impactos sobre:

- a) hábitat naturales y agrícolas, causados por las granjas de camarón mal localizadas o mal manejadas
- b) efectos de los efluentes de las granjas sobre la calidad del agua de áreas interiores y costeras, entre otros.

Otra característica es que se desarrolla bien cultivándolo a altas densidades, tiene una gran adaptabilidad en cautiverio, disfruta de buena aceptación y buen precio en el mercado, resultando más económico que otras especies, alcanza un mayor crecimiento entre los 23-30°C, además que la postlarva está disponible en los laboratorios del noroeste del país.

La elección correcta de los sitios y las buenas prácticas de manejo son necesarias para reducir los impactos sobre el hábitat circundante, así como practicar un intercambio limitado o nulo de agua, reciclar el agua del estanque o tratar los efluentes ayudando a que el impacto sobre el ambiente sea nulo o reducido (FAO, 2001).

El impacto acumulativo de efluentes sobre el medio ambiente es proporcional al volumen de descarga y a la concentración de nutrientes (Csavas *et al.*, 1994). El efecto de los efluentes sobre el ambiente depende de su carga de contaminantes y de la capacidad de los cuerpos de agua para diluir y/o asimilar los desechos. Si el volumen de agua que recibe es grande y la descarga es pequeña podrían no observarse efectos adversos. Por otro lado, si hay una alta concentración de desechos, elevado volumen de descarga y el cuerpo receptor es pequeño, podrían ocurrir efectos adversos. El mayor problema es cuando el cuerpo de agua sirve como fuente y a la vez como receptor de efluentes. En tal caso, los estanques alimentados con esta agua podrían presentar problemas durante el cultivo y un alto riesgo de auto-contaminación con agentes que promuevan enfermedades (Boyd y Tucker, 1998).

Una excesiva carga de nutrientes produce florecimientos fitoplanctónicos colaborando así con las consecuencias del proceso de la eutrofización. La materia orgánica formada por las microalgas es descompuesta por bacterias, al morir el fitoplancton provoca una disminución en los niveles de oxígeno disuelto (Boyd, 1998).

El balance de masas de nitrógeno y fósforo constituye una herramienta ya que se analizan aspectos como el ingreso de nutrientes a través de las diferentes rutas, tales como:

- a) el material asociado con el agua de suministro, tanto para llenar el estanque como para efectuar los recambios de rutina
- b) la fertilización que incluye a la materia orgánica y los nutrientes
- c) la siembra de la postlarva
- d) el suministro de alimento

El modelo del balance de masas de nitrógeno y fósforo considera además las siguientes salidas:

- a) el material que acompaña al agua de salida y que normalmente se descarga durante los recambios diarios de agua y durante el vaciado de estanques para su cosecha
- b) el material que se volatiliza y se sedimenta
- c) el material que forma parte de la cosecha como biomasa.

Esta información resulta fundamental al momento de evaluar, planear y tomar acciones concernientes con la actividad acuícola (Martin *et al.*, 1998; Lin y Muthuwan, 1995; Páez-Osuna, 2001). En México se tiene especial interés por los efectos que tienen los efluentes de los estanques acuícolas sobre los ecosistemas costeros de los alrededores (Graslund y Bengtsson, 2001; Graslund *et al.*, 2003), ya que lo que afecta a los cuerpos receptores es el agua de descarga.

Prácticas más eficientes de alimentación pueden lograr disminuir los problemas de descarga de nitrógeno y al uso más eficiente de los recursos naturales por unidad de producción. Según la FAO; 2001, *L.vannamei* hace un uso más eficiente del nitrógeno ya que requiere menos proteína y el gasto de nutrientes (volumen por unidad de tiempo) que tiene es más eficiente.

La descarga directa de nutrientes procedentes de las granjas camaronícolas en las aguas adyacentes ha sido percibido como un asunto de importancia global respecto a los impactos ambientales adversos provocados por tales prácticas (Naylor *et al.*, 2000). Tales impactos se pueden clasificar en (Páez-Osuna, 2001):

- a) los relacionados con la instalación de los estanques y que tienen que ver con la conversión de áreas de manglar, marismas y salitrales a estanques;
- b) los directamente ligados con la operación de las granjas y la descarga de los efluentes;
- c) y aquellos asociados a las granjas abandonadas.

Además de los efectos ambientales, la descarga de efluentes camaronícolas representa una pérdida económica debido al alto porcentaje de fertilizante y alimento suministrado que se desperdicia por dichas descargas, haciendo que las ganancias se vean reducidas. Además de enfrentar a las enfermedades virales, uno de los mayores desafíos de la actividad acuícola es la preservación de la integridad del medio ambiente y el mejoramiento de la eficacia económica por medio del desarrollo y la implementación de estrategias de manejo que permitan reducir los desechos de nutrientes. Estas estrategias deberán incluir mejoras en las formulaciones de los alimentos balanceados, en las estrategias de alimentación, tener un mejor diseño y manejo de

los sistemas de tratamiento de los efluentes (Burford y Williams, 2001; Jackson *et al.*, 2003; Casillas-Hernández *et al.*, 2006).

Algunos estudios de balance de masas en estanques de camarón muestran que la principal fuente de entrada de nutrientes (nitrógeno y fósforo) es el alimento (Páez-Osuna *et al.*, 1997; Briggs y Funge-Smith *et al.*, 1994; Casillas- Hernández *et al.*, 2007). En México, el primer estudio sobre los flujos y el balance de masas fue realizado en un sistema semi-intensivo en el sur de Sinaloa utilizando el sistema de alimentación por voleo, que es el sistema más popular, encontrándose que para 1822 kg/ha de camarón cosechado, 35.5% y 6.1% de nitrógeno y fósforo a la entrada de la granja fueron recuperados como biomasa del camarón, respectivamente (Páez-Osuna *et al.*, 1997). Casillas-Hernández *et al.*, (2006) examinaron el balance de masas para evaluar dos estrategias de alimentación en el sistema semi-intensivo (203 días) en Sonora; empleando el voleo mecánico y el sistema de alimentación con charolas. El primero de los estudios establece un modelo de cómo opera una granja camaronícola típicamente semi-intensiva en Sinaloa y establece los flujos relativos de entrada y salida a los estanques de nitrógeno y fósforo. El segundo muestra cómo el empleo de charolas permite hacer más eficiente la operación de un estanque de cultivo tanto en términos de la cosecha como de los flujos de nitrógeno y fósforo desechados. Este estudio fue conducido para observar las características que tiene el agua de un estanque de camarón el cual fue sembrado y cultivado con agua de pozo, agua de baja salinidad y tasa de recambio cero; y para establecer el balance de nutrientes (nitrógeno y fósforo), incluyendo el análisis comparativo del impacto ambiental entre este tipo de práctica y el tradicional abierto.

2. ANTECEDENTES

2.1. A nivel internacional

La industria del cultivo de camarón es un sector económico importante en un gran número de países. Las estadísticas de FAO indican que el total de la producción de granjas de *P. vannamei* se incrementó constantemente de 8 000 toneladas en 1980 a 194 000 toneladas en 1998. Tras un pequeño declive en 1999 y otro más significativo en el año 2000 debido a la irrupción del WSSV en América Latina, e indican un rápido crecimiento de la producción a más de 1 386 000 toneladas en 2004, debido a la rápida dispersión del cultivo de esta especie en Asia, sobre todo en países como China; país con la mayor producción mundial, Tailandia, Indonesia y Vietnam. En el 2005, China produjo 700,000 toneladas de camarón, mientras que el sector Tailandés se desarrolló notablemente e incrementó su producción anual a 340,000 toneladas de camarón cultivado (Rosenberry, 2006).

En cuanto a la producción de camarón tierra adentro, en agua dulce o con baja salinidad ha resultado ser una estrategia viable para el desarrollo de la camaronicultura con *L. vannamei* en Tailandia desde principios de la década de los noventa (Fast y Menasveta, 2000), en 1998 en dicho país, se estimó que más del 40% de la producción de camarón provenía de ese tipo de granjas (Braaten y Flaherty, 2000).

En Estados Unidos las granjas de camarón que trabajan con *L. vannamei* y emplean agua dulce o baja salinidad, se han desarrollado principalmente en los estados de Alabama, Florida, oeste de Texas y Arizona (Samocho *et al.*, 1998; 2001; 2002; 2004) utilizando agua de pozo con salinidades de 0.5 a 2.6 ‰ y densidades de siembra de 34 a 220 PL/m² para obtener producciones tan altas como 12,000 kg/ha y sobrevivencias promedio de 80%. En el desierto de Arizona (USA), también se trabaja con la especie *L. vannamei*, en cultivos extensivos (5 org/m²) e intensivos (44-55 org/m²), utilizando agua subterránea de baja salinidad (0-2 ‰) obteniendo buenos resultados en cuanto a tallas comerciales (Talavera *et al.*, 1999).

Las primeras investigaciones sobre el cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) tierra adentro a baja salinidad fueron realizadas en la Universidad de Arizona en el año 1990. En la actualidad un 25% de las granjas son las responsables de la expansión geográfica de la industria camaronícola que ha tenido Estados Unidos la cual se ha extendido de 3 a 9 estados desde 1993 (Davis *et al.*, 2004)

El cultivo de camarón blanco *L. vannamei* a baja salinidad se ha acoplado incluso a áreas desérticas costeras, como es el caso de desarrollo en Arabia Saudita, cuyas empresas acuícolas se desarrollan aprovechando las especies nativas (*Penaeus semisulcatus*, *P.indicus*, *P. latisulcatus*, *P. monodon* y *Metapenaeus affinis*) (Gutiérrez-Venegas, 2006).

El fundamento científico de la técnica de cultivo está en el origen y la composición del agua utilizada. En el caso de Tailandia, el agua dulce es mezclada con soluciones de salmuera de piscinas de evaporación, hasta alcanzar entre 2 y 5 ‰ (Boyd *et al.*, 2002). Al oeste de Texas, se extrae agua salina de pozo para ser utilizada directamente (Treece *et al.*, 2002). El agua extraída puede presentar salinidades de 1 ‰, como es el caso de Ecuador y Brasil (Nunes & Velásquez *et al.*, 2001) hasta mayores a 12 ‰.

Al igual que en Estados Unidos a partir de los 90's empezó a desarrollarse en Brasil y México el cultivo de camarón blanco a baja salinidad utilizando en su mayoría agua proveniente del subsuelo (Bray *et al.* 1994). En Ecuador la producción de camarón con agua de baja salinidad empezó a emplearse en el año 2000, como una alternativa para contrarrestar las pérdidas ocasionadas por los virus de la Mancha Blanca y Taura, en la actualidad existen aproximadamente 60 granjas que adoptaron esta estrategia, sembrando en estanques de 0.2 a 0.4 ha con salinidades de 0.5 a 1.2 ‰, utilizando densidades en un rango de 79-120 PL/m² para obtener producciones en promedio de 5,896 kg/ha.

2.2. En México

En México el cultivo camarón blanco *L. vannamei* a baja salinidad (0.3 a 12 ‰) empezó a desarrollarse en el estado de Colima a finales de los noventas. Actualmente existen aproximadamente 100 ha abiertas al cultivo, distribuidas en 19 granjas que tienen un tamaño promedio de 14 ha. En dichas granjas se siembra a una densidad promedio de 60 PL/m², se trabaja en estanques menores a una hectárea; se han obtenido tallas y rendimientos promedios de 14 a 20 g y 2,500 kg/ha respectivamente, con una sobrevivencia del 67% (Muñoz *et al.*, 2005). El hecho de que el camarón pueda desarrollarse en esta región se debe quizás a que estas aguas tienen de manera natural altas concentraciones de carbonato de calcio y alcalinidades de 150 a 200 partes por millón, que reemplaza al agua salada.

En el 2004, en el estado de Hidalgo se iniciaron pruebas en una granja para cultivar camarón blanco *L. vannamei* utilizando agua de pozo con salinidades de 0.5 a 1 ‰ obteniendo resultados sorprendentes, por lo que se espera que en corto y mediano plazo, esta actividad se expanda

incorporando a más granjas dentro de la producción (Angulo *et al.*, 2005). Una de las grandes ventajas, que tiene el cultivo en este lugar, es su lejanía de la zona del Noroeste de México, donde se han presentado problemas y enfermedades, lo cual les ha permitido cosechar camarón libre de patógenos y parásitos que comúnmente afectan al crustáceo ya que al parecer el Síndrome de Taura y la Mancha Blanca no se desarrollan en agua dulce en la misma magnitud (Campos *et al.*, 2002).

En el año 2005, la Unidad Experimental de Recursos Naturales (UNEXMIR) de la Universidad Marista de Mérida, investigó la factibilidad biológica (crecimiento y supervivencia) del cultivo de camarón en agua dulce, aplicando un sistema cerrado de recirculación. El ambiente fue controlado, casi en su totalidad, disminuyendo la descarga de efluentes y mejorando la calidad de agua. Con estos antecedentes, lograron evaluar diferentes niveles de densidad (individuos/área) para ver, a nivel piloto experimental, la factibilidad técnica y económica. Como resultado determinaron los niveles de crecimiento y supervivencia del camarón blanco a diferentes densidades, en sistema cerrado de producción. Desde el punto de vista económico, encontraron los tiempos óptimos hasta la venta del camarón, para cada una de las estrategias de densidad, además de que obtuvieron los indicadores de desempeño en el cultivo. (CONCYTEY, 2005).

En el estado de Jalisco existe muy poca superficie sembrada con camarón, en él predomina el cultivo de tilapia y bagre, por lo que se están aprovechando las condiciones y se están dando la oportunidad para cultivar camarón en agua dulce y a principios del 2005 en Tomatlán, Jalisco, se llevaron a cabo una serie de bioensayos relacionados con la aclimatación de postlarvas de camarón con agua dulce rodante (canal de riego) proveniente de la presa “Cajón de Peñas”. El cultivo se realizó en dos estanques uno de 0.75 ha y otro de 1.25 ha, con una profundidad promedio de 1.3 m, para aumentar la salinidad se requirieron 13 ton de sal de cuajo y la fertilización se realizó con fósforo y potasio. El primer bioensayo consistió en realizar el proceso de aclimatación con 1500 postlarvas (PL) de camarón en estadio PL₁₂ (el número 12 indica el día del ciclo de vida correspondiente a la postlarva) con una salinidad inicial de 35 ‰ la cual se fue disminuyendo hasta obtener 0.5 ‰ equivalente a la salinidad del agua dulce, la aclimatación se realizó en un periodo de cuatro días, durante este tiempo la alimentación de la postlarva fue a base de artemia, registrándose al término del ciclo una mortalidad del 22%, la mayor parte de esta mortalidad ocurrió entre 0.5 y 1 ‰. El segundo bioensayo consistió en ampliar el tiempo de aclimatación a 5 días y aplicarle al agua dulce, minerales (sal de “cuajo”) esto con el objetivo de realizar una conversión de la cantidad de minerales necesarios para conseguir una salinidad mínima de 1 ‰ y valorar nuevamente la sobrevivencia, en este caso los resultados fueron

mejorados obteniendo un 90% de sobrevivencia. Los resultados que obtuvieron se consideraron satisfactorios debido a que fue la primera experiencia en este tipo de cultivo en la región, argumentando que esta actividad en un tiempo no muy lejano será dominante y será fuente de empleos e ingresos para los integrantes de la comunidad (Gutiérrez-Venegas, 2006).

2.3 Producción de camarón en el estado de Sonora

El estado de Sonora cuenta con una infraestructura superior a 18,208 ha en la producción de camarón. En el ciclo 2007 se sembraron un total de 4, 085, 649,712 postlarvas y se tuvo una producción de 68,510 ton (Anónimo, 2008). Los máximos rendimientos obtenidos en Sonora, principalmente en la zona centro y sur superan las 4 y hasta 8 ton/ha, lo cual habla del dominio que se tiene de la biotecnología de cultivo. En el año 2002 se obtuvo una producción global de más de 23,750 ton, cifra superior en un 85% con respecto al 2001. La producción del ciclo 2003 rebasó las 37,500 ton estableciendo además un ciclo limpio en cuanto a problemas sanitarios (COSAES, 2007), este crecimiento se debe a la actividad de los grupos empresariales cuyos negocios en agricultura, ganadería, pesca, desarrollos de infraestructura y servicios industriales, le han dado otro manejo a la comercialización de la producción tanto en su oferta como demanda, con sistemas de cultivo de un solo ciclo con precosechas para mercado nacional y cosechas finales de camarón mediano para exportación. Los estados de Sinaloa y Nayarit han disminuido sus operaciones en sus áreas de cultivo debido a problemas de enfermedades virales y falta de liquidez y apoyos como consecuencia de esto (Gutiérrez-Venegas *et al.*, 2005).

Martínez-Córdova *et al.*, (1996) evaluaron en Bahía Kino, Sonora, un cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) con tasa de recambio cero, el efecto que tiene la tasa de aireación en el crecimiento, sobrevivencia y rendimiento. Utilizaron tasas de aireación de 0, 6, 12 y 24 horas por día. No encontraron diferencias significativas en la tasa de crecimiento entre los tratamientos aplicados. La sobrevivencia y el rendimiento fueron significativamente altos en aquellos estanques con 12 y 24 h de aireación. Teniendo como resultados que la aireación contribuye a tener una mayor sobrevivencia y por lo tanto mayor rendimiento. La tasa de aireación de 6 h/día fue suficiente, encontraron resultados similares en tasas de 12 y 24 h. Con respecto a estrategias de alimentación Martínez-Córdova *et al.*, (1998) evaluaron en Bahía Kino, Sonora, un cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con tasa de recambio cero, tres

estrategias de alimentación (por medio de tablas, de charolas y con alimento natural), el estudio duró 15 semanas y obtuvieron los siguientes resultados:

Tipo de alimentación	Por charolas	Complemento de alimento natural	Tablas
Peso de camarón (g)	13.22	11.52	8.43
Rendimiento (kg/ha)	2996	2769	2030
Alimento empleado (kg/ha)	4764	4680	4851
Factor de conversión del alimento	1.69:1	1.59:1	2.39:1

Con respecto a la sobrevivencia, entre los tres tratamientos, no encontraron diferencias significativas. Con respecto al oxígeno disuelto medido por la mañana, fue significativamente menor empleando tablas que promoviendo solamente el alimento natural. La materia orgánica en el sedimento, la demanda biológica de oxígeno, fosfatos, nitratos, nitritos y amonio fue significativamente mayor en la alimentación empleando tablas. De acuerdo a estos resultados, las mejores estrategias de alimentación, fueron el uso de charolas y el alimento natural comparado con el empleo de tablas.

Hasta ahora no se ha encontrado información de granjas en Sonora que operen con recambio cero y con agua a baja salinidad o agua dulce por lo que este trabajo es pionero y sentaría las bases para el futuro, por lo que resulta fundamental.

A futuro la historia camaronera sólo podrá incrementar su producción a través de un mejoramiento de sus niveles de productividad y cuidando el ambiente (Gutiérrez–Venegas *et al.*, 2005). Por eso el conocer los balances de nitrógeno y fósforo y elaborar o proponer modelos, ayudaran a entender aspectos importantes como son:

- (a) La eficiencia del uso de fertilizantes y alimentos en el cultivo
- (b) El conocer el destino de los nutrientes dentro y fuera de los estanques
- (c) Estimar el potencial de contaminación de los efluentes

4. OBJETIVOS

4.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar la calidad de agua y los flujos químicos para establecer un modelo de balance de masas para nitrógeno y fósforo durante el cultivo semi-intensivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) empleando agua de pozo con baja salinidad y tasa de recambio cero.

4.2. OBJETIVOS ESPECIFICOS

- Evaluar la calidad del agua a través del monitoreo de las siguientes variables ambientales: temperatura, oxígeno disuelto, salinidad, pH, silicato, amonio, nitrito, nitrato, nitrógeno total, fósforo total, fósforo disuelto, silicatos, sólidos suspendidos totales y clorofila a en el agua y fósforo y nitrógeno en los sedimentos.
- Cuantificar los flujos de entrada y salida de nutrientes, en particular de nitrógeno y fósforo, evaluando la generación y el consumo de los mismos en el sistema de cultivo.
- Establecer un modelo simple de balance de masas de nutrientes que permita conocer la distribución, asimilación, volatilización y descarga al ambiente de nitrógeno y fósforo en relación a los sistemas tradicionales abiertos.
- Evaluar los flujos y eficiencias en el empleo de agua, así como las pérdidas ambientales de nitrógeno y fósforo en el sistema de cultivo de recambio cero; para así compararlo con los sistemas tradicionales que hacen recambio.

5. HIPOTESIS

El sistema de cultivo semi-intensivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con agua de pozo a baja salinidad y recambio cero es viable y resulta tener un menor impacto al ambiente debido a que utiliza una menor cantidad de agua por unidad de producción, respecto al sistema tradicional de cultivo con flujo abierto y que los valores de las pérdidas ambientales de nitrógeno son menores a la de los cultivos tradicionales.

6. ÁREA DE ESTUDIO

El estudio se realizó en la granja "Ganadera Pocas Vacas, S.P.R de R.L", la cual se encuentra localizada en el km 5.5 de la calle 28 sur de la carretera a Bahía Kino, situada en 28°48'12" de latitud norte y 111°58' de longitud oeste (Figura 1) en la costa de Hermosillo, Sonora. La granja tiene 7 estanques rectangulares de 2500 m² cada uno, revestidos con lona, instalaciones eléctricas, sistemas de aireación por rotor de 2 hp, aireadores de paleta 2 hp y una bomba eléctrica de 12" y 110 hp. El acceso es totalmente por carretera pavimentada. Cuenta con agua de pozo a baja salinidad (1.5-2 ‰).

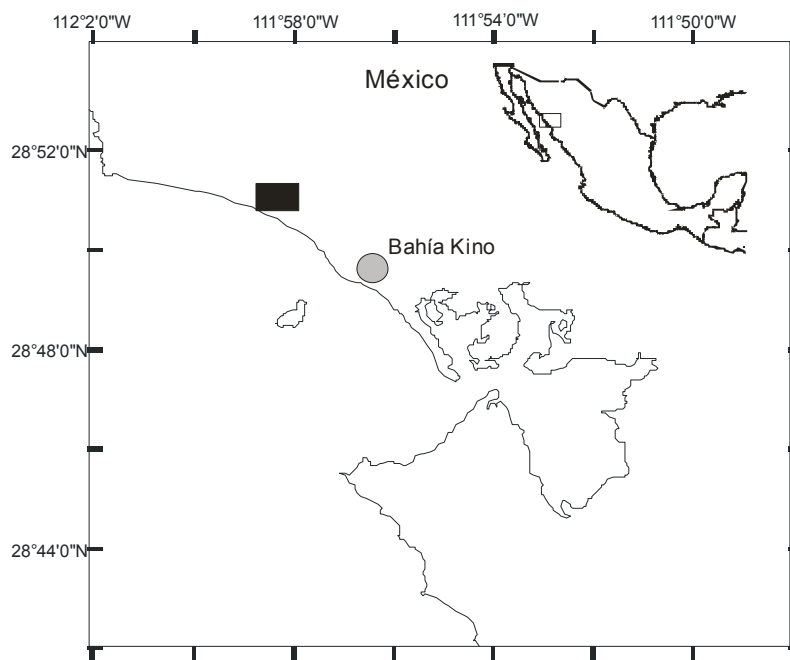


Figura 1.- Localización geográfica del sitio de estudio; ubicación de la granja camaronera "Ganadera Pocas Vacas, S.P.R de R.L."

El clima cálido de la costa de Hermosillo, región donde se ubica la granja estudiada, es clasificado como muy seco, semicálido o también llamado desértico por el grado de humedad tan bajo y abarca cerca del 46% de la superficie de Sonora, se caracteriza por una precipitación inferior a los 400 mm al año y su temperatura anual es de 18 a 26°C, teniendo una temperatura promedio de 24°C, siendo considerado extremo. Los máximos de temperatura en el año se presentan en los meses de julio, agosto y septiembre con un promedio diario de 33°C, coincidiendo con las lluvias de verano, y las mínimas en enero con 17.3°C. La precipitación máxima ocurre en los meses de julio y agosto con

aproximadamente 66.9 y 74.2 mm, respectivamente, y la mínima ocurre en mayo con apenas 1.5 mm (INEGI, 2000).

Panorama del agua subterránea en Sonora y en la costa de Hermosillo

La escasez de agua en Sonora ha propiciado el desarrollo de importantes obras hidráulicas, sin embargo, también ha sido necesario recurrir a la explotación de los mantos acuíferos a fin de proveerse de agua, principalmente para riego. Dicha explotación ha ocasionado el abatimiento de los mantos y en algunas ocasiones la intrusión del agua marina, efecto que conlleva al daño irreversible del acuífero, abandono de pozos y cambios de cultivo. Las cuencas hidrológicas más importantes del Estado, son las de los ríos Yaqui, Mayo, Sonora, Colorado, Bacoachi, siendo estas donde se localizan las principales fuentes de abastecimiento de agua tanto superficial como subterránea.

El aprovechamiento de aguas superficiales se lleva a cabo a través de 22 presas de almacenamiento con una capacidad total de 12,018.5 millones de m³, existiendo una capacidad de conservación de 9,261.1 y una capacidad útil de almacenamiento de 7,432.0 millones de m³ (CNA., 2004). La extracción anual de agua subterránea en el estado de Sonora asciende a unos 2,855 millones de m³, de los cuales el 93% se emplea para actividades agrícolas, 4.8% en uso doméstico y comercial, 1.5% en la industria y el 0.7% restante para otros fines (pecuarios, recreativos, etc.). La recarga media anual de los embalses subterráneos de la entidad es del orden de los 2,501 millones de m³, cifra que comparada con la descarga permite observar un déficit de 354 millones de m³, resultado de la sobreexplotación que se realiza primordialmente en la zonas de la costa de Hermosillo, Caborca, Río Sonoita y Guaymas (INEGI, 1993). El deterioro en la calidad del agua de los acuíferos más importantes, se debe a dos causas fundamentales: por intrusión marina, como sucede en las costas de Hermosillo y Guaymas o debido a la lixiviación de los suelos, en las zonas río Colorado, Caborca, Valle del Yaqui y Valle del Mayo.

Enclavada dentro de la región hidrológica 9, Sonora sur y hacia la porción centro-occidental de la entidad, la costa de Hermosillo con 2,833 km² se erige como uno de los complejos agrícolas más importantes del país. Conformado por una amplia planicie costera de forma irregular, este valle colinda al oeste con el golfo de California, mientras en el resto del área está rodeada por cerros aislados y sierras de poca extensión, que representan las barreras laterales del agua subterránea. Para su abastecimiento, esta zona recurre a la explotación de dos acuíferos interconectados entre sí, denominados acuífero superior y acuífero inferior.

Actualmente, el acuífero superior representa la principal fuente de explotación de agua subterránea en el área, misma que alcanza un volumen medio de 566 millones de m³

anuales, los cuales son extraídos por la operación de 498 pozos con gastos promedio de 110 l.p.s. Por la relación entre recarga y extracción se ha clasificado a esta zona como sobreexplotada, característica que ha propiciado un significativo descenso en los niveles estáticos y la consiguiente intrusión del agua de mar. La calidad del agua es predominante dulce con valores menores de sólidos disueltos a los 525 mg/L, presentándose problemas locales de intrusión salina en las partes suroeste y oeste de la zona, con valores que en ocasiones sobrepasan los 10,000 mg/L (INEGI, 1993).

7. MÉTODOS

7.1. Descripción y funcionamiento del sistema

El sistema consistió en dos estanques rectangulares con una superficie de 2500 m² cada uno, revestidos con lona de alta densidad, instalaciones eléctricas, sistemas de aireación por rotor de 2 hp, aireadores de paleta de 2 hp, bomba eléctrica de 12 in y 110 hp, dicha bomba se utiliza para regar una superficie de 15 ha de naranja y 50 ha de para el cultivo de trigo. El acceso es totalmente por carretera pavimentada. La densidad de siembra empleada fue de 13 PL/m². El agua que se utilizó para el llenado de los estanques provino directamente de un pozo que se encuentra en la granja. El ciclo de cultivo para el camarón tuvo una duración de 77 días, se desarrolló del 25 de agosto al 10 de noviembre del 2006.

7.2. Desarrollo del proceso de producción

7.2.1. Cultivo de Camarón

Se sembraron 32,500 postlarvas con una talla mínima PL₁₂ en una superficie de 5000 m² que es equivalente a los dos estanques que se mencionaron anteriormente. La preparación de los tanques de cultivo, la adquisición y transporte de postlarvas, así como la aclimatación se describen en el inciso 7.4.

Con el propósito de detectar oportunamente enfermedades como Mancha Blanca, cabeza amarilla, Taura, IHHN (necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética), entre otras, durante el cultivo se realizaron una vez por mes análisis histopatológicos y microbiológicos al agua. Esta actividad fue apoyada por el laboratorio de histopatología del CESUES (Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora).

7.2.2. Alimentación

Debido a la riqueza del plancton que prolifera de manera natural en el estanque, se consideró que en los primeros días los requerimientos de las PL serían satisfechos. Sin embargo, se empezó a suministrar alimento balanceado con un contenido de 35% de

proteína (pellets 1/32") para las primeras 6 semanas de cultivo, empleando 87.5 kg. A partir de la semana 7 y hasta finalizar el cultivo se agregaron un total de 298.9 kg en el estanque 5 y 308 kg en el estanque 6 (Anexo 2).

La cantidad de alimento suministrado diariamente, se hizo con base al porcentaje de la biomasa de los camarones y se aplicaron 3 raciones al día (08:00, 12:00, 18:00); (Reid y Arnold, 1992; Davis y Arnold, 1998; Van Wik, 1999). La alimentación se realizó al voleo y se controló mediante comederos, distribuyendo dos por cada estanque. El criterio que se tomó fue el descrito en la Tabla 2.

Tabla 2. Criterio visual para valorar el residuo de alimento y su ajuste en los comederos (Seiffert y Foes, 2002).

Residuo	Procedimiento	Ajuste de ración	
		Reducción	Aumento
Alto	Retirada del alimento residual	50%	-
Medio	Retirada del alimento residual	20%	-
Bajo	Retirada del alimento residual	-	-
Ninguno	Incremento de la cantidad de ración	-	20%

El ajuste diario de las raciones de alimento se realizó de acuerdo a la metodología de Zendejas (1994); que consistió en colocar 6 charolas como indicadoras de consumo por estanque y 100 gramos de alimento en cada charola cada vez que se alimentó. Esta cantidad se revisó dos horas después de su aplicación a efecto de valorar el residuo de alimento de acuerdo con el criterio descrito en la Tabla 3.

Tabla 3. Valoración del residuo de alimento para el posterior ajuste de la ración (Zendejas, 1994).

Valor	Residuo de alimento
0	Ninguno
1	Bajo (<12.5%)
2	Moderado (12.5-24%)
3	Alto (> 25%)

El valor del residuo del alimento en las charolas indicadoras, fue tomado en cuenta para calcular y ajustar la ración del alimento de acuerdo con la Tabla 4.

Tabla 4. Ajuste de la ración de acuerdo al residuo de alimento utilizado para la alimentación al voleo (Zendejas, 1994).

Valores promedio de las charolas	Ajuste de la ración
1.5 a 3.0	Reducción de 30%
1.0 a 1.5	Reducción de 15%
0.5 a 1.0	Mantenimiento
< 0.5 los últimos 3 días	Incremento de 5%

7.2.3. Crecimiento y cosecha

El muestreo de crecimiento se realizó con el propósito de monitorear el desarrollo del organismo, corroborar que este sea normal y entonces poder tomar las medidas necesarias en caso de presentarse algún problema. Se utilizaron para el muestreo semanal atarrayas de 9 m² de área y ½" de luz de malla. El mínimo de camarones que se muestrearon fueron 100 organismos y se registraron medidas como peso, talla, estado de salud, etc.

Al acercarse el período de la cosecha se realizaron muestreos con la finalidad de determinar si el camarón se encontraba listo para ser cosechado. Se observó el estado de salud, detección de olor ó sabor desagradable, manchas en el exoesqueleto, quistes, nado errático, etc.

7.3. Medidas de bioseguridad e inocuidad

Con el propósito de prevenir y evitar algún brote de enfermedad en los camarones y para mantener una buena calidad en los productos que se generaron, se adoptaron las siguientes medidas de seguridad e inocuidad (Sampeiro, 1999; Haws *et al.*, 2001, Comité de Sanidad Acuícola del Estado de Sonora, 2002):

- Las postlarvas que se adquirieron estaban certificadas para ayudar a garantizar la calidad del producto final.
- El alimento balanceado que se adquirió se analizó antes de su compra para garantizar que estuviera libre de aflatoxinas, que no estuviera rancio y que no contuviera polvo.
- Se monitoreo constantemente el agua y a los organismos cultivados para detectar alguna situación de infección y poder tomar medidas correctivas a tiempo.
- Las instalaciones se mantuvieron aseadas.
- Para evitar llegar a estresar a los organismos y que se pudiera desencadenar algún problema de enfermedad se les manejó lo menos posible.

- El equipo que se utilizó en un estanque, se desinfectó con yodo antes de emplearlo en el segundo estanque. Se empleó yodo lugol diluido o yodo gram, marca Hycel de México, S.A. de C.V. cat 724. El volumen de yodo empleado fue de 15 a 20 ml en cada estanque.
- No se permitió la presencia de animales domésticos como gatos, perros, aves de corral, etc. en las instalaciones.
- Se tuvo especial cuidado con la presencia de aves silvestres.

7.4. Preparación de los estanques de cultivo, aclimatación y siembra

7.4.1. Preparación de los estanques de cultivo

Los estanques se llenaron 10 días antes de la siembra para dar oportunidad a que la productividad primaria se desarrollara ya que es una fuente importante de alimento natural para las postlarvas. Antes del llenado de los estanques, se colocaron las mallas de 500 micras en la tubería de llenado, las cuales se quitaron una vez concluido el llenado y se volvieron a colocar cada vez que se introdujera agua del pozo al sistema. Para iniciar el llenado se subió el nivel del agua a una altura de 0.70-0.80 m y se fertilizó con urea y Nutrilake-P (nombre del fertilizante empleado, Marca SQM) a una dosis de 8 kg/ha y 4 kg/ha respectivamente, (Cliford III, 2000), se dejó reposar 3 días y posteriormente se subió el nivel del agua a 1.6 m que fue el nivel de operación durante el ciclo de cultivo. Se continuó fertilizando durante todo el ciclo y aumentó o disminuyó dependiendo de la transparencia del agua, la cual se midió con el disco de Secchi (tomando lecturas mínimas de 0.25 y 0.35 m) y examinando el fitoplancton directamente con un microscopio en el laboratorio, para ello se tomó en cuenta el listado de especies nocivas conocidas en la región (Alonso-Rodríguez y Páez-Osuna, 2003).

7.4.2. Adquisición y Transporte de postlarvas

Debido a la amenaza de enfermedades como el virus de la Mancha Blanca (WSSV), síndrome del Taura y necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética (IHHN), etc. fue necesario mantener un estricto control sanitario en la postlarva que fue adquirida, para ello, las postlarvas procedían de un laboratorio certificado con el fin de garantizar que estuvieran libres de cualquier patógeno. Después de verificar que las postlarvas están libres de enfermedades se les hizo una prueba de estrés como medida extra para comprobar su calidad, para realizar esta prueba las postlarvas se sometieron a un cambio brusco de salinidad por 30 minutos, es decir, se cambiaron de agua marina a agua dulce, transcurridos los 30 minutos, se invirtió el proceso por otros 30 minutos, al finalizar se midió la

sobrevivencia y si esta fue mayor al 90%, entonces se trabajó con dichas postlarvas (Reid y Arnold, 1992; Davis y Arnold, 1998; Van Wik, 1999; Clifford III, 2000).

La postlarva que se manejó fue PL₁₂ con un peso promedio de 0.003 g.

7.4.3. Aclimatación y siembra

Para la aclimatación se emplearon 2 tanques de 1000 L, los cuales se graduaron en escala de 50 L. Este proceso se realizó con la finalidad de igualar las condiciones del agua de transporte con las del tanque de cultivo. Para efectuar el proceso se agregó paulatinamente agua del tanque de cultivo al aclimatador de acuerdo al procedimiento descrito por Van Wyk (1999) y McGraw y Scarpa (2004) (Tabla 5).

Tabla 5. Velocidad de aclimatación dependiendo de la salinidad

Cambios de salinidad	Tiempo (horas)	Velocidad de reducción (‰/hora)
32 a 16	8	2
16 a 8	8	1
8 a 4	8	0.5
4 a 2	8	0.25
2 a 1	8	0.125
1 a 0.5	8	0.063

Durante el proceso de aclimatación se alimentaron a las postlarvas con nauplios de *Artemia* salina (100 nauplios/PL) y alimento balanceado en polvo con un contenido de proteína del 40% y se realizaron limpiezas diarias del tanque para eliminar el alimento no consumido y así evitar un deterioro en la calidad del agua. Para suministrar oxígeno al agua se utilizó el rotor que se mencionó anteriormente. Se llevó un registro de los parámetros físico-químicos como temperatura, salinidad, oxígeno y pH, así como el estado de las postlarvas; observando su color y actividad. Al finalizar el proceso de aclimatación, se estimó la sobrevivencia, para ello, se agitó vigorosamente el agua del transportador con el fin de que las postlarvas se distribuyeran homogéneamente y se tomaron 5 muestras de 100 mL obteniendo una media entre ellos, para después extrapolar al volumen del tanque.

La siembra de postlarvas en los estanques, se hizo una vez que la aclimatación concluyó; con el propósito de monitorear el éxito de la siembra se instalaron en cada estanque dos camas de sobrevivencia, que consistieron en 2 cubetas de plástico con capacidad para 20 L, y se les colocó una malla de 350 micras para evitar que las postlarvas se salieran. Dichas cubetas se colocaron suspendidas del aireador al centro del estanque y a cada una se le colocaron 50 PL y se revisaron a las 24, 48 y 72 horas después, tomando la decisión de volver a sembrar si la sobrevivencia fuese menor al 80%.

7.5. Monitoreo de la calidad del agua

De acuerdo a Reid y Arnold (1992), Davis y Arnold (1998), Van Wik y Scarpa (1999), con el propósito de verificar que las condiciones del agua fueran óptimas para el buen desarrollo del organismo y poder tomar decisiones de emergencia, en caso de llegarse a presentar algún problema con el agua, se realizó el monitoreo de cada uno de los parámetros incluidos en la Tabla 6.

Tabla 6. Monitoreo de la calidad del agua en los estanques de cultivo de camarón.

Variable	Número de muestras por día	Horario de muestreo
Oxígeno disuelto*	2	7:00 y 19:00
Temperatura*	2	7:00 y 19:00
Salinidad*	2	7:00 y 19:00
pH*	2	7:00 y 19:00
Turbidez*	1	12:00 – 13:00
Amonio**	1	12:00 – 13:00
Nitritos**	1	12:00 – 13:00
Nitratos**	1	12:00 – 13:00
Nitrógeno Total**	1	12:00 – 13:00
Fósforo Total**	1	12:00 – 13:00
Fósforo disuelto**	1	12:00 – 13:00
Clorofila a**	1	12:00 – 13:00
Sólidos suspendidos**	1	12:00 – 13:00
Silicatos**	1	12:00 – 13:00

*Datos tomados en campo; **Análisis hechos en el laboratorio.

Los flujos asociados con la entrada y salida de nitrógeno y fósforo se efectuaron de acuerdo a la metodología y las consideraciones dadas en Páez-Osuna *et al.*, (1997), para ello se llevó un registro detallado de todos los aportes de materiales que incluye: el alimento, el fertilizante, la composición inicial del suelo y del agua, la cosecha y el agua de desecho o drenaje, en la sección 7.7 se detalla el procedimiento respectivo.

7.6. Análisis químicos

Los métodos utilizados para el análisis de los parámetros estudiados se resumen en la Tabla 7, mismos que a continuación se describen brevemente.

7.6.1. Análisis de las muestras de agua

En las muestras de agua se analizaron el contenido de amonio, nitritos, nitratos, nitrógeno total, sólidos suspendidos totales, clorofila a, ortofosfatos y fósforo total. Las muestras analizadas consideradas fueron el agua de pozo y el agua de los estanques.

Tabla 7. Parámetros físicos, de calidad de agua y sedimentos analizados.

Parámetro	Límite de detección	Precisión	Unidades	Método	Referencia
Temperatura	0.01	± 0.15*	°C	Termómetro de -110 a 110 °C	Reid y Arnold (1992)
Salinidad	0.01	± 0.1*	‰	Refractómetro compensado	Reid y Arnold (1992)
Oxígeno disuelto	0.01	± 0.2*	mg/L	Oxímetro YSI 555	Reid y Arnold (1992)
pH	-	± 0.1*	-	Potenciómetro de electrodo Pin point	Reid y Arnold (1992)
Amonio	0.1	8-10%	µM	Fenato/colorimétrico	Solórzano (1969)
Nitrito	0.02	4-8%	µM	Colorimétrico	Strickland y Parsons (1972)
Nitrato + Nitrito (b)	0.04	5-7%	µM	Reducción con cadmio/colorimétrico	Strickland y Parsons (1972)
Nitrógeno total en agua (Nt)	0.2	± 0.1**	µM	Digestión alcalina/colorimétrico	Grasshoff et al., (1983)
Fósforo total en agua	-	± 0.1**	µM	Digestión alcalina/colorimétrico	Grasshoff et al., (1983)
Fósforo disuelto en agua	-	8-10%	µM	Colorimétrico	Grasshoff et al., (1983)
Fósforo total en sedimento	-	4-7%	% M	Calcinación/Extracción ácida/ colorimétrica	Aspila et al., (1976)
Nitrógeno total en sedimento	-	2-3%	%	Digestión alcalina/colorimétrico	Bremner (1965)
Sólidos suspendidos totales	0.8	±2.8	mg/L	Gravimétrico	APHA (1989)
Clorofila a	0.01	8-10%	µg/L	Espectrofotométrico	Parsons et al., (1984)

* Estimando a partir de replicados en el campo o bien de laboratorio **

Las mediciones de pH se realizaron con el sensor de sonda YSI el cuál se calibraba con una solución Buffer con pH 7 cada vez que se tomaba una medición.

7.6.1.1. Determinación de nitrógeno y fósforo total en el agua mediante la oxidación de compuestos nitrogenados y fosfatados

En el estudio de la oxidación de los compuestos de nitrógeno con persulfato en medio alcalino, se considera que todas las especies de nitrógeno se oxidan hasta nitrato y que los compuestos orgánicos de fósforo son completamente descompuestos a fosfato (Grasshoff, et al., 1983).

Fundamento para la determinación de nitrógeno y fósforo. Los compuestos de nitrógeno orgánico e inorgánico se oxidan a nitratos bajo presión con persulfato de potasio en disolución alcalina, los nitratos se reducen a nitritos y se determinan colorimétricamente como se describe en la determinación de nitritos.

Procedimiento: Se agregan 5 ml de solución oxidante (mezcla de persulfato de potasio y ácido bórico) a 50 ml de muestra (estándar o blanco), se llevan a digestión en autoclave mínimo media hora a 115°C (240°F). Del total del volumen (55 ml) de la muestra oxidada, 5 ml son tomados para la determinación de nitrógeno total como nitrato (la muestra es tratada en una columna de cadmio-cobre reductora) y los 50 ml restantes para la determinación de fósforo como fosfatos.

7.6.1.2. Determinación de ortofosfato disuelto

Fundamento. El método a seguir es el de Greenfield y Kalber (1955) modificado por Murphy y Riley (1962) y descrito por Rosales-Hoz (1979).

En este método se agrega una disolución de molibdato de amonio en ácido sulfúrico y una disolución de ácido ascórbico a la disolución de la muestra formando el complejo amonio molibdofosfato, una reducción controlada de este compuesto produce un complejo azul de molibdeno. Al tratar con un agente reductor como el ácido ascórbico, el complejo ácido se reduce a azul de molibdeno. Normalmente, la reducción es lenta, pero la adición de un catalizador, en este caso tartrato de antimonio hace que se lleve a cabo rápidamente la reducción. La cantidad de azul de molibdeno formado es proporcional a la concentración de fósforo como ortofosfato presentes en la muestra de agua (Rosales-Hoz, 1979).

Soluciones y materiales:

- ✓ Ácido sulfúrico 9.1 N
- ✓ Heptamolibdato de amonio 0.073 M
- ✓ Ácido ascórbico 0.4 M
- ✓ Tartrato de potasio y antimonilo 0.004 M
- ✓ Reactivo de ácido-molibdato
- ✓ Disolución estándar de fosfatos 0.009 M
- ✓ Disolución estándar diluida de fosfatos 1:1:100

Procedimiento:

1. Medir 10 ml de muestra de agua filtrada (Whatman GF/F) y colocarla en una probeta graduada (si es necesario, realizar diluciones).
2. Agregar 250 μ L de la mezcla de reactivos ácido-molibdato y mezclar.
3. Agregar 250 μ L de la disolución de ácido ascórbico.
4. Esperar 15 min. y leer la absorbancia de la disolución a una longitud de onda de 880 nm, usando un blanco de agua destilada. Enjuagar con la disolución de muestra antes de colocarla para leer la absorbancia.
5. Calcular y corregir la absorbancia medida restando la lectura del blanco de turbidez y del blanco de reactivos.
6. Se resta el valor de la absorbancia del blanco a la absorbancia de la muestra y se convierte este valor de absorbancia a la concentración de fósforo haciendo una regresión lineal de los datos obtenidos con estándares de fósforo en concentraciones de 0.625, 1.25, 2.5, 5, 10 μ M, con dichos datos se realiza la curva de regresión. Los datos obtenidos de esta gráfica se utilizan para calcular la concentración en μ M de las muestras, después se realiza la siguiente conversión de unidades:

$$\mu\text{M (Factor de dilución)}(\text{PM Fósforo})/1000 = \text{mg N/L}$$

$$\mu\text{M (Factor de dilución)}(\text{PM Fósforo}) = \mu\text{g N/L}$$

7.6.1.3. Determinación de nitrito

La concentración de nitrito se analizó con el método colorimétrico descrito por Strickland y Parsons (1972), en el cual el nitrito presente en la muestra se hace reaccionar con sulfanilamida en medio ácido, al compuesto que se forma se le hace reaccionar con N-1-naftiletildiamina (NED), el cual produce una coloración rosa debido al compuesto azo. Una vez producida la coloración se lee la absorbancia de la muestra a una longitud de onda de 543 nm.

Fundamento. La determinación de nitrito está basada en la reacción de Griess en la cual el ión nitrito a pH 1.5 a 2.0 es diazoizado con sulfanilamida, produciendo un compuesto azo

altamente colorido, con absorción máxima a 543 nm. La absorbancia obtenida es proporcional a la concentración de nitritos presente en la muestra (Rosales-Hoz, 1980).

Reactivos:

- ✓ Disolución de sulfanilamida 0.08 M
- ✓ Solución estándar de nitritos 0.006 M
- ✓ N-(1-naftiletilendiamina; NED) 0.005 M
- ✓ Estándar diluido de nitritos 1:100

Procedimiento:

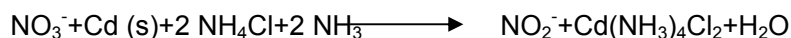
1. Se agrega 1 ml de sulfanilamida a 10 ml de muestra y se deja reaccionar de 2 a 8 minutos.
2. Se agrega 1 ml de naftil-etilendiamina (NED) se espera 10 min mínimo y 2 horas máximo.
3. Se realiza la lectura en celdas de 10 cm a 543 nm, usando un blanco de agua destilada.
4. Se corrige la absorbancia por la turbidez de la muestra y se calcula la concentración, extrapolando el valor en la gráfica de absorbancia contra concentración que se construye como se describe a continuación.

Curva de calibración. Se hacen las diluciones y se analizan según el procedimiento descrito anteriormente. Construir la curva de calibración graficando el valor de absorbancia obtenido para cada una de las disoluciones en el eje de las ordenadas contra la concentración respectiva de cada una en el eje de las abscisas.

7.6.1.4. Determinación de nitrato

El método para la determinación de nitrato se basa en la reducción cuantitativa (90 a 95%) de nitratos a nitritos en una columna de limaduras de cadmio cubiertas con cobre coloidal, en presencia de cloruro de amonio el cual produce un efecto buffer en la disolución y forma un complejo con el cadmio que ha sido oxidado durante la reducción del nitrato (Strickland y Parsons, 1972).

Fundamento. Se basa en la reducción casi cuantitativa (90 – 95%) de nitratos a nitritos, en una columna de limaduras de cadmio cubierta con cobre coloidal. La reacción que se lleva a cabo es la siguiente (Rosales-Hoz, 1980):



Algunos lotes de cadmio producen rendimientos de nitrato más bajos que otro, por lo que es importante la pureza del metal. Las columnas de cadmio gradualmente pierden su actividad con el uso por lo que deben regenerarse continuamente.

Reactivos:

- ✓ Disolución de sulfanilamida 0.08 M
- ✓ N-(1-naftil) etilendiamina (NED) 0.005 M
- ✓ Estándar de nitratos 0.012M
- ✓ Estándar diluido de nitratos (2:1000)
- ✓ Limaduras de cadmio
- ✓ Disolución de sulfato de cobre (2%)
- ✓ Disolución de HCl 2N
- ✓ Disolución de HNO₃ 0.3 N
- ✓ Buffer de cloruro de amonio 10 M
- ✓ Solución de lavado de cloruro de amonio (0.05:2)

Preparación de la columna:

1. Se preparan las limaduras de cadmio raspando o limando una pieza de cadmio (debe realizarse con guantes y cubre bocas debido a que el cadmio se absorbe por la piel), las limaduras deben ser de tamaño uniforme por lo que se usa la fracción de limadura retenida en una malla de 0.5 mm que pasar a través de una malla de 2 mm.
2. Se lavan aproximadamente 40 g de limaduras de cadmio con HCl 2N en un embudo de separación y enjuagadas perfectamente con agua destilada, se lavan después con HNO₃ 0.3 N y se enjuagan de nuevo con agua destilada, se lavan nuevamente con HCl 2N para eliminar el ión NO₃⁻ y lavados de nuevo con agua destilada.
3. El cadmio se trata en una botella especial de lavado con 200 ml de sulfato de cobre por cada 40 g de limadura; se agita hasta que todo el color azul haya desaparecido de la solución y se formen partículas de cobre semicoloidal en el líquido sobrenadante.
4. Se coloca un tapón de lana de vidrio en el extremo de la columna de reducción, la cual se llena con la solución de lavado de cloruro de amonio. El cadmio cubierto de cobre se introduce lentamente invirtiendo el recipiente en la parte superior de la columna, y al mismo tiempo se palmea para permitir la sedimentación, se debe evitar la entrada de burbujas de aire. La columna no debe llenarse más arriba del nivel correspondiente al punto de descarga para evitar que se seque el cadmio.
5. La columna se lava con 50 ml de la solución de lavado de NH₄Cl. Se deja reposar por un mínimo de 24 horas, renovando la solución unas 3 o 4 veces durante el periodo. La velocidad de flujo debe ser tal que 50 ml de solución tarden de 12 a 15 minutos en pasar a través de la columna.
6. Cuando la columna no se utiliza, se deja cubierta con una solución de cloruro de amonio.
7. Si la eficiencia de la columna baja, es necesario repetir los pasos anteriores.

Procedimiento:

Antes de analizar la muestra, se mide la cantidad de nitratos presente en el agua destilada, el procedimiento a seguir es el mismo que el que se sigue para evaluar el factor, usando en vez de 110 ml de estándar diluido la muestra problema.

Cálculos:

Se corrige la absorbancia con los blancos de los reactivos y de turbidez y se calcula la concentración de nitratos. Los resultados se obtienen por regresión lineal incorporando los datos de la curva de absorbancia que se obtiene en un espectrofotómetro uv-visible contra la concentración de los estándares de nitratos manejados.

Posteriormente se incorporan los datos de absorbancia obtenida de las muestras analizadas, dichos datos se obtienen en unidades de μM , las cuales se pueden convertir posteriormente a $\mu\text{g/L}$:

$$\mu\text{M (Factor de dilución) (Peso atómico del Nitrógeno) /1000 = mg N/L}$$

$$\mu\text{M (Factor de dilución) (Peso atómico del Nitrógeno) =\mu\text{g N/L}$$

7.6.1.5. Determinación de Nitrógeno amoniacal

La determinación de amonio se basa en el método de Solórzano (1969). El método consiste en tratar las muestras de agua en un medio alcalino de citrato de hipoclorito de sodio y fenol, en presencia de nitroprusiato de sodio como catalizador. Se forma el compuesto azul de indofenol formado con el amoniaco el cual se mide por su absorbancia a 640 nm.

Fundamento. En una disolución ligeramente alcalina, el amoniaco reacciona con el hipoclorito para formar monocloramina la cual en presencia de fenol y cantidades catalíticas de nitroprusiato forma el azul de indofenol.

Las reacciones que se llevan a cabo son complejas y se debe prestar atención al pH de la reacción, a las concentraciones de reactivos y al tiempo de reacción. Con el objeto evitar la formación de dicloramina y la descomposición de urea a amonio, la formación de monocloramina debe efectuarse entre los valores de pH de 8 y 11. La formación del compuesto azul de indofenol requiere un pH mayor de 9.6.

Reactivos:

- | | |
|---|---|
| ✓ Nitroprusiato de sodio al 0.5% | ✓ Disolución oxidante |
| ✓ Disolución de alcohol-fenol 0.94M | ✓ Disolución estándar de amoniaco 9.8 M |
| ✓ Disolución alcalina (100 g citrato de | ✓ Disolución estándar diluida de amoniaco (5:100) |

sodio y 5 g NaOH en 500 ml H₂O)

✓ Disolución de hipoclorito de sodio 1.5 M

Procedimiento:

1. Medir 4 ml de muestra en una probeta
2. Agregar a las disoluciones estándar, 2 ml de disolución de fenol y agitar
3. Agregar 2 ml de la disolución de nitroprusiato de sodio y agitar
4. Agregar 4 ml de disolución oxidante
5. Tapar los frascos y mantenerlos en un lugar oscuro por un mínimo de 2 horas
6. Si hay desarrollo de color en los primeros 5 min. es necesario repetir el análisis con muestras mas diluidas. Medir la absorbancia en celdas de 10 cm a 640 nm, usando como referencia agua destilada. La turbidez de la muestra se lee contra agua destilada y el valor obtenido se debe restar de la absorbancia obtenida en el problema
7. Se preparan las disoluciones las cuales se van a analizar con el mismo procedimiento descrito para el caso de cada muestra
8. Una vez obtenidos los datos se construye una curva de calibración de absorbancia contra concentración.

7.6.1.6. Determinación de clorofila a.

El método químico más usado para determinar la cantidad total de fitoplancton en el agua es estimando la cantidad de clorofila; usualmente de clorofila a. Para su determinación se empleó el procedimiento descrito por Parsons *et al.*, (1984).

Procedimiento:

1. Se pasa la muestra de agua a través de filtros GF/F.
2. El filtro se coloca en un tubo de ensayo y se le agregan 5 ml de acetona al 90%.
3. El filtro es exprimido contra las paredes del recipiente utilizando una vara con punta de teflón y un taladro rodillo.
4. La solución final es vaciada a un tubo de centrifuga de poliestireno de 15 ml, el tubo se enjuaga con 2 ml más de acetona al 90% la solución restante se agrega al tubo de centrifuga.
5. Se centrifuga a 3000 rpm durante 10 minutos con la finalidad de aislar los residuos del filtro.
6. De la solución final se toma una alícuota de 3 ml y se vacían en una celda.

7. Se lee en el espectrofotómetro uv-visible a una longitud de onda de 750 nm (blanco).
8. También se realizan las lecturas a 664, 647 y 630 nm. A cada una de estas lecturas se les realiza la corrección del blanco y los resultados se denotaran con E_{664} , E_{647} y E_{630} .
9. Para calcular la cantidad de pigmento en la muestra se utiliza la siguiente ecuación:

$$C \text{ a (mg/m}^3\text{)} = C(v)/V \text{ y } C = 11.85 E_{664} - 1.54 E_{647} - 0.08 E_{630}$$

donde: C = cantidad de clorofila en $\mu\text{g/ml}$

E = absorbancia a diferentes longitudes de onda

v = volumen de acetona en ml

V = volumen de agua en litros

7.6.1.7 Determinación de sólidos suspendidos totales

Para este propósito se hace pasar un determinado volumen de agua a través de membranas de vidrio de $0.7 \mu\text{m}$ (Whatman GF/F) hasta llegar a la saturación de la misma. Posteriormente se les pasa una pequeña cantidad de agua desionizada (30 ml) para eliminar sales, después se colocan en cajas Petri en una estufa a 60°C durante 72 horas, luego se pesan y por diferencia se determina la cantidad de sólidos suspendidos presentes en la muestra (APHA, 1989).

Procedimiento:

1. Los filtros de fibra de vidrio de $0.7 \mu\text{m}$ sin muestra se someten a 400°C por 2 horas.
2. Se taran y se registra el peso.
3. Se hace pasar un determinado volumen de la muestra de agua a través de la membrana de vidrio hasta llegar a la saturación de la misma.
4. Se enjuaga con agua destilada (30 ml) para eliminar sales retenidas y se colocan en cajas de Petri.
5. Una vez con la muestra se colocan en la estufa a 60°C durante 72 horas.
6. Se colocan en un desecador durante 10 min para que tomen la temperatura ambiente sin adquirir humedad del mismo.
7. Se pesan en una balanza analítica y por diferencia se determina la cantidad de sólidos suspendido presentes en la muestra (APHA, 1989).

$$\text{SST (mg/L)} = (M_m - M_s) (1 \times 10^6) / \text{ml de muestra filtrada}$$

donde: Mm = Peso de la membrana con muestra
Ms = Peso de la membrana sin muestra

La determinación de amonio, nitratos, nitritos, fosfatos, clorofila-a, sólidos suspendidos totales y sólidos orgánicos fue realizada de acuerdo a la metodología descrita en Strickland y Parsons (1972) y APHA (1989). La precisión de las determinaciones expresada como el coeficiente de variación (desviación estándar X 100/media) fue de 8-10% para el amonio, 5-7% para los nitratos, 4-8% para los nitritos, 3-5% para los fosfatos, 8-10% para la clorofila-a.

7.6.1.8 Determinación de silicatos

Fundamento. El método usado es el de Fanning y Pikon (1973) donde el complejo del ácido β -silico-molibdico se reduce a un complejo azul intenso, con absorbancia máxima a 815 nm. La acidez debe ser controlada durante la reducción con objeto de evitar la formación del complejo de azul de molibdeno, ya sea por el exceso de molibdato del reactivo de los heteropoliácidos de otros elementos. Para obtener resultados más precisos es necesario controlar el intervalo de tiempo antes de agregar el agente reductor debido a la inestabilidad del ácido β -silicomolibdico. El método está sujeto al error, llamado error salino, el cual varía linealmente con la salinidad con una variación de en absorbancia de 10% a salinidades de 34 ‰ (Rosales-Hoz, 1980).

Las muestras se guardaron en recipientes de polietileno, debido a que el vidrio puede dejar trazas de silicatos y en la oscuridad para evitar el efecto multiplicador de las diatomeas, por un periodo no mayor a un día (24 horas). Lo más recomendable es realizar el análisis lo más rápido posible.

Reactivos:

- ✓ Reactivo de molibdato
- ✓ Disolución de metol-sulfito
- ✓ Disolución de ácido oxálico
- ✓ Disolución de ácido sulfúrico 25% V/V
- ✓ Disolución reductora
- ✓ Disolución estándar de silicato
- ✓ Disolución estándar diluida de silicatos (5:100)

Procedimiento:

- 1) medir 3 ml del reactivo de ácido molibdico en frascos de plástico
- 2) medir 20 ml de muestra o la cantidad del estándar diluido de silicatos necesaria para obtener una concentración equivalente de éstos
- 3) mezclar y dejar reposar 10 minutos

- 4) agregar 15 ml de agente reductor
- 5) mezclar y llevar a un volumen final de 50 ml con agua destilada
- 6) dejar reposar un mínimo de 3 horas
- 7) medir la densidad óptica en celdas de 1 cm a 810 nm usando como blanco agua destilada.

7.6.3. Análisis de las muestras de sedimento

7.6.3.1 Determinación de fósforo total en sedimento

Procedimiento descrito por Aspila et al. (1976):

- 1) Se colocan 0.3 g de muestra liofilizada y molida en un crisol a peso constante.
- 2) Posteriormente se coloca en la mufla durante 2 horas a 550°C. Dejar enfriar en un desecador.
- 3) Se diluyen las cenizas con HCl 1M, colocándose en baño sónico por 15 min. seguido de centrifugación a 2500 rpm durante 15 min. para después retirar el extracto ácido.
- 4) El fósforo total se determinó a partir del extracto ácido, por la técnica colorimétrica descrita anteriormente (Rosales-Hoz, 1979).

7.6.3.2. Determinación de nitrógeno total en sedimento

La técnica fue determinación de nitrógeno en suelo mediante el procedimiento micro-Kjeldahl, descrita por Bremner (1965):

Procedimiento descrito por Bremner et al. (1965):

- 1) Transferir 0.1 g de sedimento a un frasco micro-Kjeldhal.
- 2) Adicionar 4 ml de la mezcla de ácido sulfúrico y ácido salicílico.
- 3) Añadir 0.5 g de tiosulfato de sodio a través de un embudo.
- 4) Adicionar 1.1 g de mezcla catalizadora.
- 5) Ebullición por 5 horas y agregar 7 ml de agua.
- 6) Transferir a la cámara de destilación, adicionar 10 ml de ácido bórico y 2 gotas de bromocresol de metilo.
- 7) Adicionar 10 ml de NaOH 10 N. Conectar el flujo de vapor e iniciar la destilación.
- 8) Destilar hasta que el volumen alcance la marca de los 75 ml en el frasco erlenmeyer.
- 9) Detectar el nitrógeno amoniacal presente en el destilado titulado con el H₂SO₄ 0.01 N en base al virre verde o rosado fuerte de la muestra.

Reactivos:

- | | |
|--|--|
| ✓ Mezcla de ácido sulfúrico con ácido salicílico (50 g de ác. salicílico en 2 litros de H ₂ SO ₄) | ✓ Hidróxido de sodio 10 N |
| ✓ Solución de ácido bórico con indicador 4% | ✓ Ácido sulfúrico 0.01 N |
| | ✓ Tiosulfato de sodio (Na ₂ S ₂ O ₃ ·5H ₂ O) |

- ✓ Mezcla de catalizadores (tiosulfato de sodio, sulfato de sodio y selenio metálico: 1000:100:10)

Procedimiento:

1. Digestión. Transferir 1 mg de nitrógeno a un frasco micro-Kjeldahl.
2. Adicionar 4 ml de la mezcla de ácido sulfúrico con ácido salicílico y 1.1 g de mezcla catalizadora.
3. Digerir nuevamente aumentando la temperatura hasta obtener que la muestra este de color blanco.
4. Calentar durante 5 horas más, enfriar y agregar 7 ml de agua.
5. Agregarlo a la cámara de destilación del aparato y adicionar 10 ml de NaOH.
6. Destilar hasta que el volumen alcance 75 ml del matraz y titular con ácido sulfúrico hasta que haya un cambio de coloración a rosado fuerte.

La exactitud del método se determinó realizando una corrida con material de referencia NIST 2781 Domestic Sludge, recuperándose el 91.8% del nitrógeno contenido en el estándar con un coeficiente de variación del 1.15%.

Cálculos:

El porcentaje de nitrógeno en la muestra se determina según la siguiente fórmula:

$$\%N = (V_m - V_b) \times N \times 14/p \times 10$$

donde: V_m = volumen del ácido sulfúrico empleado en titular la muestra (ml)

V_b = volumen del ácido sulfúrico empleado en titular el blanco

N = Normalidad exacta del ácido sulfúrico

P = peso de la muestra expresado en gramos

10 = factor para convertir a porcentaje (1000/100)

7.7. Balance de masas de nutrientes

El establecimiento de un balance de masas de los nutrientes en la camaronicultura es esencial para entender cuantitativamente la eficiencia en la utilización del alimento, los procesos biogeoquímicos y todos aquellos que tienen que ver con la calidad del agua y la evaluación de la carga de nutrientes (Páez-Osuna *et al.*, 2007).

Los flujos asociados con la entrada y salida de nitrógeno y fósforo fueron efectuados de acuerdo a la metodología y las consideraciones dadas en Páez-Osuna *et al.* (2001). Para ello se llevó a cabo un registro detallado de todos los aportes de materiales que incluye:

A la entrada:

- a) El agua de pozo para llenar el estanque
- b) La fertilización que incluye a la materia orgánica y los nutrientes
- c) La postlarva
- d) El suministro de alimento

A la salida:

- a) El agua de egreso que se descarga durante la cosecha cuando se vacían los estanques
- b) El material que queda depositado al final del cultivo en los fondos sedimentado
- c) La biomasa cosechada

Una vez cuantificados los flujos de nutrientes (fósforo y nitrógeno) se calcularan las pérdidas de estos hacia el ambiente, mediante los siguientes modelos de balance de masas, propuestos por Páez-Osuna *et al.*, (2001); Páez-Osuna y Ruiz-Fernández *et al.*, (2005); Casillas-Hernández *et al.*, (2006).

$$L_P = F C_{Fp} + f C_{fp} + I C_{Ip} - H C_{Hp} \quad (1)$$

$$L_N = F C_{Fn} + f C_{fn} + I C_{In} - H C_{Hn} \quad (2)$$

donde: L= carga ambiental de nitrógeno y/o de fósforo
F= suministro total de alimento
C_F= concentración de nitrógeno o fósforo del alimento
f = tasa de fertilización
C_f = concentración de nitrógeno y fósforo del fertilizante
I = agua de pozo y la reposición de niveles
C_i = concentración de nitrógeno y fósforo del agua de pozo
H = biomasa de la cosecha
C_H = concentración de nitrógeno y de fósforo en la cosecha

Dentro de las consideraciones relevantes que se tomaron para realizar el balance de masas están las siguientes (Páez-Osuna *et al.*, 2007):

- a) La duración del ciclo de cultivo fue de 77 días (26 agosto - 10 noviembre 2006)

- b) No hubo tasa de recambio de agua
- c) El alimento formulado tenía un 40% de proteína y 1.44% P
- d) El factor de conversión del alimento, es decir, la proporción de la cantidad de alimento añadido entre el peso de camarón cosechado, fue de 1.065 para el estanque 5 y 0.907 estanque 6
- e) La fertilización es una práctica común y muy variable y la mayoría de las granjas emplean fertilizantes nitrogenados o con fósforo. En este caso se aplicaron: para el estanque 5, 64 kg/ha de urea y 80 kg/ha de fertilizante (Nutrilake fosforado) y para el estanque 6, 76 kg/ha de urea y 96 kg/ha de fertilizante.
- f) La densidad de siembra fue de 13 PL/m²
- g) Se obtuvo una cosecha de 1122.84 kg/ha en el estanque 5 y 1358 kg/ha en el estanque 6.
- h) El contenido de nitrógeno y fósforo en el camarón entero sembrado y cosechado tuvo una concentración de 8.9% de nitrógeno y 0.227% de fósforo.
- i) El agua para el llenado de los estanques provenía de un pozo que se encuentra en la granja y tenía 1.5 ‰ de salinidad.
- j) Las pérdidas o ganancias de nutrientes a través de la lona se consideró despreciable o inexistente.

7.8 Método estadístico

El método estadístico utilizado fue en análisis de varianza (ANOVA) el cual se emplea para separar y estimar las diferentes causas de variación y para comparar si los valores de un conjunto de datos numéricos son significativamente distintos a los valores de otro conjunto. (Miller, 1988). El procedimiento está basado en la varianza global observada en los grupos de datos numéricos a comparar. Así fue como se encontró si los datos pasaban la prueba de normalidad y si presentaban homogeneidad de varianza (homocedasticidad) al comparar la media de un diseño de bloques completos al azar con sub- muestro (Zar, 1999).

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1. Caracterización físico química del agua de pozo

El agua de pozo fue analizada por el laboratorio Analítica del Noroeste, S. A. de C. V. el cuál obtuvo los siguientes resultados analíticos que se hicieron de acuerdo a los métodos de referencia indicados en la Tabla 8a:

Tabla 8a. Parámetros fisicoquímicos del agua de pozo utilizada en el llenado de estanques.

Parámetro	Resultado	Referencia NMX-AA
pH	8.39	008-SCFI-2000
Conductividad eléctrica $\mu\text{s}/\text{cm}$	2390	093-SCFI-2000
Sólidos disueltos totales mg/L	2118	034-SCFI-2001
Cloruros (Cl) mg/L	616	073-SCFI-2001
Magnesio (Mg) mg/L	28.9	051-SCFI-2001
Potasio (K) mg/L	6.5	051-SCFI-2001
Calcio (Ca) mg/L	319	051-SCFI-2001
Sodio (Na) mg/L	94	051-SCFI-2001
Bicarbonatos (HCO_3) mg/L	173	036-SCFI-2001
Carbonatos (CO_3) mg/L	No detectado	036-SCFI-2001
Dureza Total (CaCO_3) mg/L	923	072-SCFI-2001
Sulfatos (SO_4) mg/L	78	074-1981

8.1.1 Comparación entre la composición del agua de mar y agua de pozo

Con el fin de establecer el origen del agua de pozo se realizó su comparación con el contenido de sales del agua de mar Tabla (b) y en base al procedimiento descrito en el Anexo 1 se obtuvieron los siguientes resultados:

Para el caso A, los resultados muestran que el volumen de agua de mar en relación a los SDT es de 0.055 L y 0.945 L son de agua del acuífero, es decir, un litro de agua de pozo está formada por 55 ml de agua de mar y 945 ml de agua del acuífero; el porcentaje en el agua de pozo es de 5.5% de agua de mar y 94.5% de agua del acuífero.

En el caso B, los resultados muestran que el volumen de agua de mar en relación a la cantidad de cloruros es de 0.030 L y 0.970 L son de agua del acuífero, es decir, un litro de agua de pozo está formada por 30 ml de agua de mar y 970 ml de agua del acuífero; el porcentaje en el agua de pozo es de 3% de agua de mar y 97% de agua de río.

A partir de estos resultados se puede estimar que el agua del acuífero está siendo influenciada por la cuña salina de manera tal que el agua de mar constituye un porcentaje que oscila muy probablemente entre un 3 y un 5.5%. En resumen, el agua de pozo que sirvió para el llenado y la reposición de niveles en los estanques es un agua del acuífero con una contribución de agua marina pequeña.

Tabla 8b. Concentración de los iones mayoritarios presentes en el agua de mar y agua de río.

Composición	Agua de mar (36 ‰)*	Agua del río**
	mg/L	mg/L
Sodio (Na ⁺)	11.081	6.5
Magnesio (Mg ²⁺)	1.331	4.1
Calcio (Ca ²⁺)	0.424	15
Potasio (K ⁺)	0.410	2.3
Cloruros (Cl ⁻)	19.897	7.8
Sulfatos (SO ₄ ²⁻)	2.789	11.2
Bicarbonatos (HCO ₃ ⁻)	0.146	58.4
Si(OH) ₄	-	21.5
SDT	-	126.8

Tomado de Riley y Skirrow (1975)* y Millero (2005)**.

8.2. Variables de calidad de agua y clorofila a

Los valores de las diferentes variables sobre calidad de agua se muestran en las Tablas 9-10 y Figuras 3-13. El agua de ingreso registró concentraciones menores de oxígeno disuelto, pH y temperatura, esto con respecto a los valores registrados en los efluentes de los dos estanques.

Tabla 9a. Promedio semanal de las variables de la calidad del agua al inicio (semana 1) y final (semana 11) en el estanque 5 durante los 77 días de cultivo de *L. vannamei* (n=7).

Variable	Inicio (7a.m.)	Final (7a.m.)	Inicio (6 p.m.)	Final (6 p.m.)
Temperatura (°C)	28.7 ± 0.2	20.2 ± 0.4	30.8 ± 0.7	22.9 ± 0.8
pH	9.3 ± 0.2	8.1 ± 0.3	9.6 ± 0.2	8.6 ± 0.2
Oxígeno disuelto (mg/L)	6.9 ± 0.4	4.4 ± 0.4	8.5 ± 0.6	8.1 ± 0.9

Tabla 9b. Concentración de las variables de calidad del agua en muestras recolectadas al medio día (12-13) al inicio (semana 1) y al final (semana 11) del ciclo de cultivo en el estanque 5 durante los 77 días de cultivo de *L. vannamei*.

Variable	Inicio	Final
Amonio (μM)	1	44
Nitrito (μM)	0.2	2
Nitrato (μM)	3	9.7
Fosfato (μM)	0.5	1
Fósforo total (μM)	4.58	2.07
Sólidos ST (mg/L)	9.33	27.33
Clorofila-a ($\mu\text{g/L}$)	16.44	84.46

Tabla 10a. Promedio semanal ($\pm\text{SD}$) de las variables de la calidad del agua al inicio (semana 1) y al final (semana 11) en el estanque 6 durante los 77 días de cultivo de *L. vannamei* (n=7).

Variable	Inicio (7a.m.)	Final (7a.m.)	Inicio (6 p.m.)	Final (6 p.m.)
Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)	28.6 ± 0.3	21.0 ± 0.2	31.3 ± 0.4	22.7 ± 0.4
pH	9.1 ± 0.2	7.4 ± 0.2	9.6 ± 0.2	7.8 ± 0.2
Oxígeno disuelto (mg/L)	5.9 ± 0.7	4.0 ± 1.0	7.9 ± 0.5	7.6 ± 1.6

Tabla 10b. Concentración de las variables de calidad del agua en muestras recolectadas al medio día (12-13 hr) al inicio (semana 1) y al final (semana 11) del ciclo de cultivo en el estanque 6 durante los 77 días de cultivo de *L. vannamei*.

Variable	Inicio	Final
Amonio (μM)	1	50
Nitrito (μM)	0.2	10
Nitrato (μM)	12	39
Fosfato (μM)	0.6	1
Fósforo total (μM)	4.58	1.25
Sólidos ST (mg/L)	83.33	16.67
Clorofila-a ($\mu\text{g/L}$)	58.01	24.87

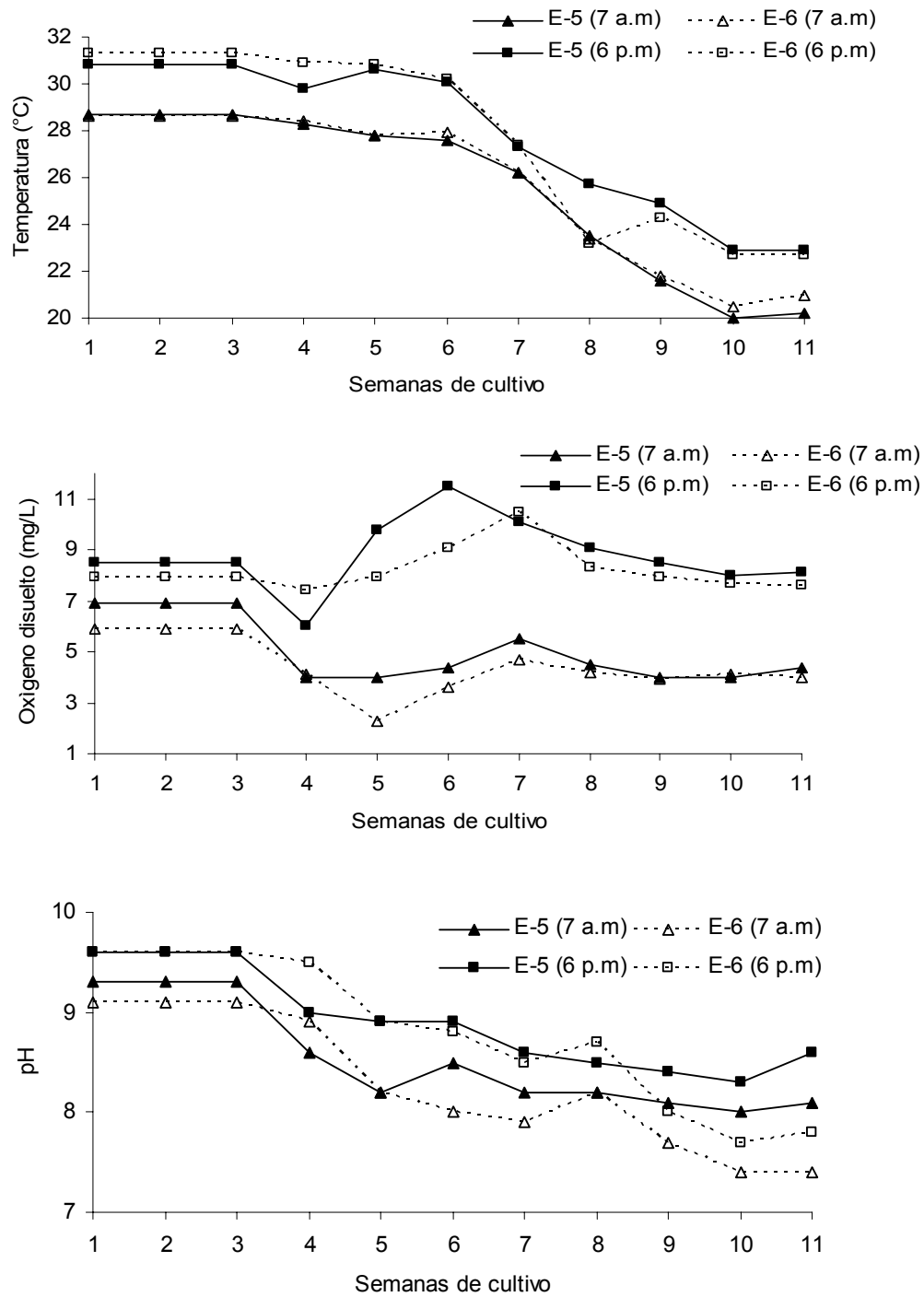


Figura 3. Variación de los parámetros fisicoquímicos monitoreados en las aguas de los estanques durante el desarrollo del cultivo de camarón blanco utilizando agua a baja salinidad tomada a las 7 a.m. y a las 6 p.m. (Los promedios semanales fueron obtenidos a partir de mediciones diarias).

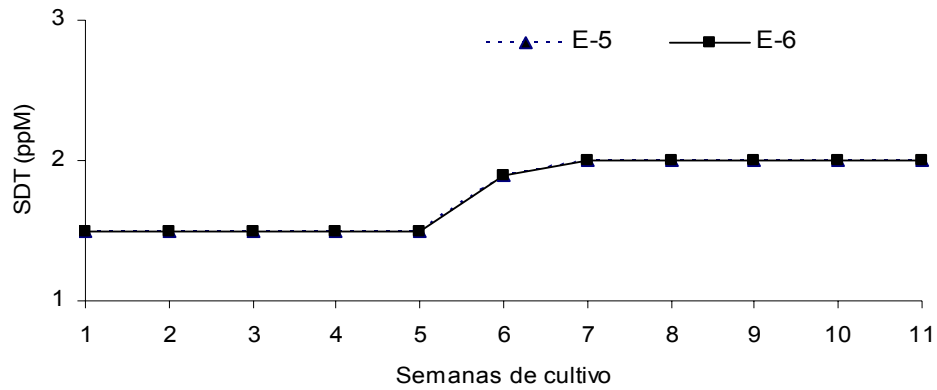


Figura 4. Fluctuación de la salinidad (‰) en el agua de los estanques 5 y 6 durante el desarrollo del cultivo. (Se obtuvieron las mismas concentraciones en ambos estanques).

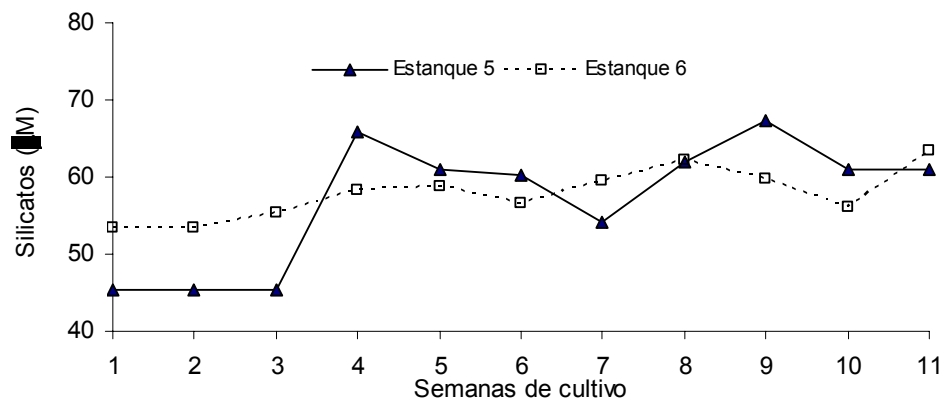


Figura 5. Variación del contenido de silicatos contenido en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

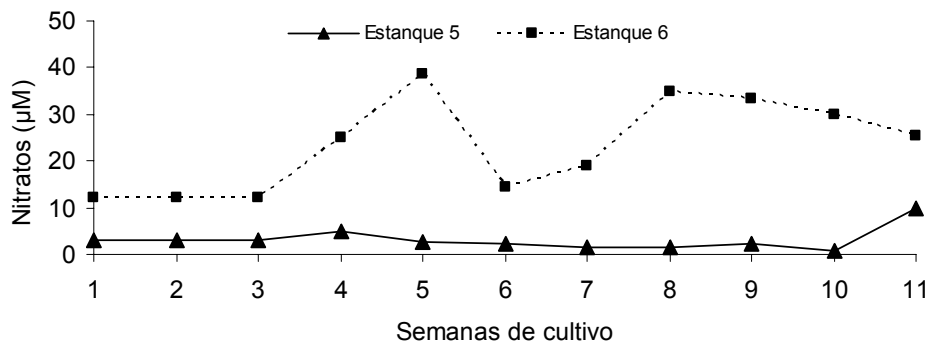


Figura 6. Variación del contenido de nitrato en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

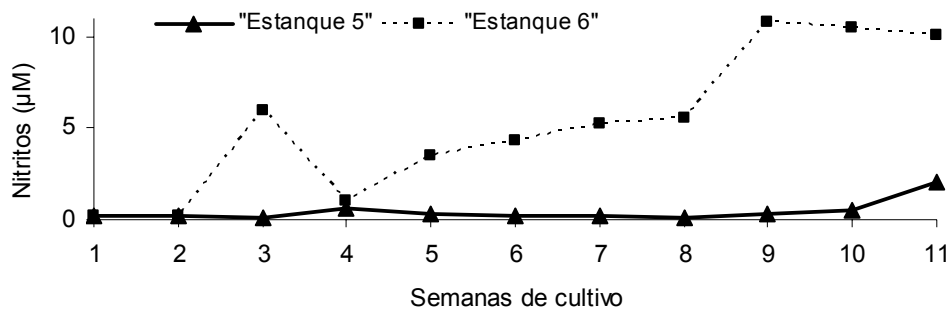


Figura 7. Variación del contenido de nitrito en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

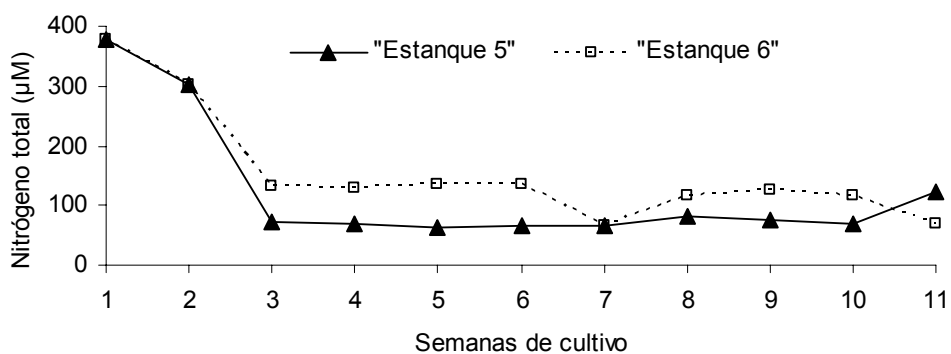


Figura 8. Variación del contenido de nitrógeno total en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

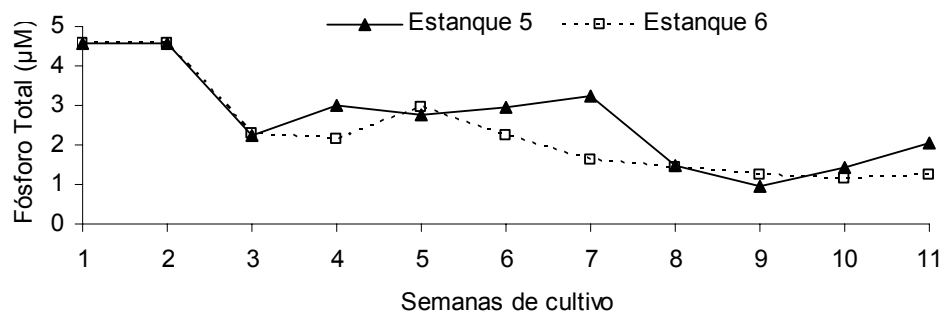


Figura 9. Variación del contenido de fósforo total en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

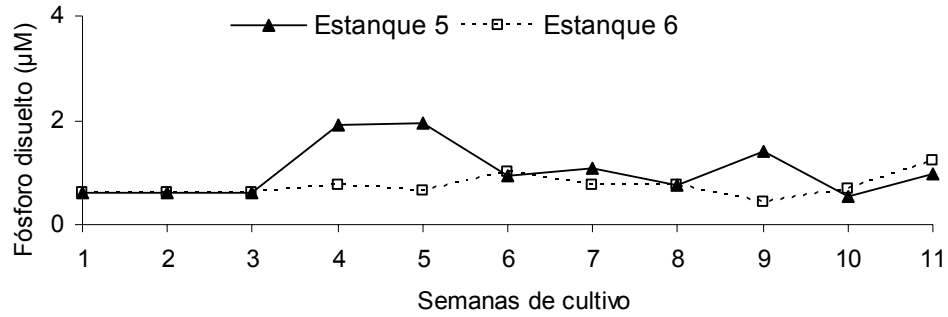


Figura 10. Variación del contenido de fósforo disuelto en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

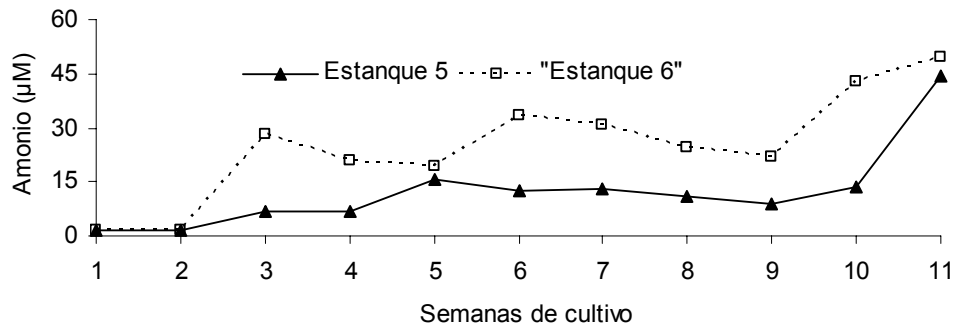


Figura 11. Variación del contenido de amonio en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

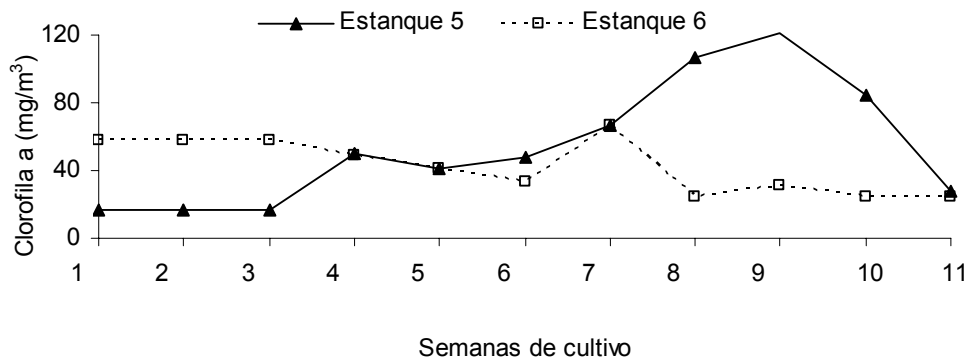


Figura 12. Variación del contenido de clorofila a en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

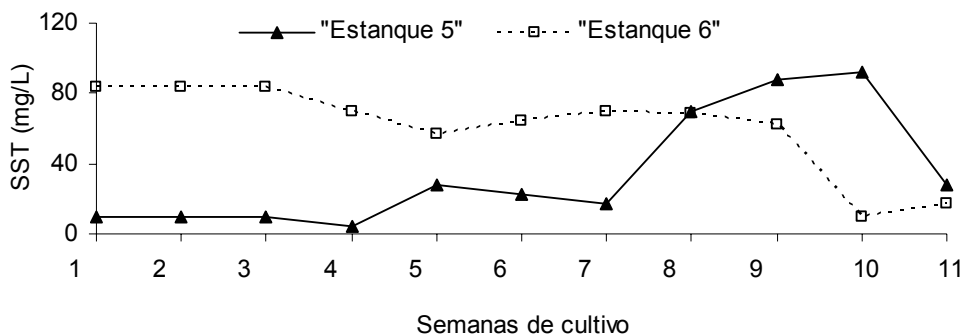


Figura 13. Variación del contenido de sólidos suspendidos totales en las aguas de los estanques 5 y 6 monitoreados semanalmente durante el desarrollo del cultivo.

Los cambios en la calidad del agua que ocurren durante el cultivo de camarón se deben a la influencia directa o indirecta; por un lado de las condiciones climáticas, y por el otro, del manejo del cultivo, es decir, de las tasas de alimentación y consumo de alimento, tasas de fertilización y las tasas de recambio que eventualmente se ajustan con el fin de obtener un mejor rendimiento. El otro factor que influye también en la calidad del agua, es la calidad y reactividad de los sedimentos. Si la calidad del agua se deteriora, a su vez se deteriora la calidad de los sedimentos y bajo tales condiciones, el camarón no se va a alimentar adecuadamente; bajo condiciones de estrés no va a asimilar el alimento eficientemente, siendo susceptible a enfermedades dando lugar a una baja sobrevivencia y con ello a una pobre cosecha (Páez-Osuna *et al.*, 2001).

8.2.1. Temperatura, ‰, potencial de hidrógeno y oxígeno disuelto

Como se puede observar en la Figura 3, la temperatura varía significativamente debido a que el cultivo se desarrolló iniciando en el mes de agosto –en pleno verano– con las temperaturas más altas y finalizando en noviembre con las temperaturas más frías en las últimas semanas del ciclo de cultivo. La temperatura tenemos que en general osciló entre los 20 y 30°C en ambos estanques iniciando el cultivo con las temperaturas más altas y finalizando con las temperaturas más bajas.

Con respecto a la salinidad se tuvo un incremento de 1.5 a 2 ‰ en ambos estanques a lo largo del ciclo de cultivo y reponiendo niveles de los estanques a causa de las pérdidas por evaporación que son relativamente altas en la región (Fig. 4).

La salinidad es una medida aproximada de la cantidad total de sales inorgánicas disueltas en el agua, que dependiendo del tipo de agua, está constituida principalmente, por carbonatos, cloruros, sodio, sulfatos, magnesio, calcio y potasio. El cloruro es el más abundante de los iones presente en agua de mar y por consiguiente puede ser usado para

indicar si la salinidad -en las aguas influenciadas por agua de mar- está dentro de los límites aceptables. La salinidad está influenciada por procesos físicos, como la evaporación, precipitación y por los recambios de agua en los estanques de cultivo. El mínimo aceptable para el crecimiento y supervivencia normal de *L. vannamei* es de 0.5 ‰ (Van Wyk et. al., 1999). A pesar de que el refractómetro portátil no provee una lectura exacta del agua a baja salinidad, si nos permite tener una idea de la cantidad de sólidos disueltos en aquellas aguas influenciadas por agua de mar, como parece ser el caso del área de estudio. A nivel nacional el estado de Sonora sobresale como la región que tiene la mayor extensión de acuíferos sobreexplotados y de acuíferos que presentan el fenómeno de salinización de suelos o aguas subterráneas salobres (CNA, 2004). Las salinidades registradas en las aguas del pozo de alimentación de la granja aquí estudiada, aunque bajas, reflejan la problemática de esta zona, y a priori se puede presumir la viabilidad de este sistema de cultivo con esta agua.

Mientras algunas especies de *Penaeus* son consideradas estenosalinas por tener la habilidad de vivir solamente dentro de un estrecho rango de salinidad, otras especies son eurisalinas y son capaces de soportar fluctuaciones repentinas de salinidad de hasta 10 ‰. Especies eurisalinas incluyen justamente al camarón blanco del Pacífico (*L. vannamei*) y al camarón tigre de Asia (*P. monodon*), ambas son reconocidas como fuertes osmoreguladores (Allen et. al., 2004).

El aspecto práctico quizá el más importante del pH en los estanques de cultivo, es su efecto sobre la ionización de amonio; altos valores ($\text{pH} > 9$) reducen la ionización del amonio lo que propicia que una considerable proporción de NH_4^+ total se convierta en NH_3 , y por lo tanto, se incrementan los porcentajes de esta especie química tóxica no ionizada de los compuestos nitrogenados (Truell, 1972; Tucker y Boyd, 1985; Hopkins, 1993). Boyd (1989), considera que niveles de pH menores de 4 y mayores a 11, son letales para el camarón, estimando que el intervalo óptimo para obtener un crecimiento y una mejor conversión de alimento va de 6-9.

Para este trabajo los niveles de pH en el estanque 5 se mantuvieron entre 7.4 y 9.1 en el día y de 8.0 y 9.3 en la tarde y en el estanque 6 los valores se mantuvieron entre 7.7 y 9.6 en el día y 8.3 y 9.6 en la tarde (Fig. 3). A lo largo del cultivo en ambos estanques se observó una mínima variación, la cual no fue significativa. Los rangos de las variaciones diurnas de pH observados por los dos estanques, se mantuvieron dentro de los valores óptimos señalados por Boyd (1998), quien considera como rango óptimo de 6-9 unidades de pH y considerados para el buen crecimiento de los camarones cultivados. Los investigadores del Harbor Branch

Institute of Florida, USA, han llevado a cabo un trabajo minucioso sobre los requisitos de calidad de agua de *L. vannamei* criado a baja salinidad, el valor de pH recomendado por ellos es de 7.0 a 8.3. (Boyd *et al.*, 2004). Los registrados en el presente estudio caen una parte dentro de este intervalo, y otra parte, se salen, tendiendo a ser más bien elevados.

Para este estudio, las concentraciones de oxígeno disuelto en la columna de agua mostraron una variación diurna en la cual se tuvieron -como es de esperar- las bajas concentraciones por la mañana y las altas por la tarde. Las concentraciones no mostraron diferencias significativas entre ambos estanques, se presentaron valores iniciales de 6.9 mg/L y al final del ciclo de cultivo de 4.4 mg/L en las mañanas y de 10.1 mg/L al inicio y de 8.6 mg/L al final por la tardes (Fig. 3). En el estanque 5 se registró por la mañana la concentración mínima de 4 mg/L en las semanas 4, 5, 9 y 10 y el máximo ocurrió en las primeras tres semanas con un promedio de 5.04 mg/L. En la tarde, la mínima registrada fue de 6.0 mg/L en la semana 4 y la máxima de 11.5 mg/L en la semana 6 con un promedio de 8.78 mg/L. En el estanque 6, por la mañana, la concentración mínima registrada fue de 2.3 mg/L en las semana 5 y el máximo fue de 5.9 mg/L en las primeras tres semanas con un promedio de 4.4 mg/L. En la tarde, la mínima fue de 7.4 mg/L registrada en la semana 4 y la máxima de 10.5 mg/L en la semana 7 con un promedio de 8.2 mg/L.

El oxígeno en los estanques cambia en relación con diferentes factores como el régimen alimenticio, tamaño de los organismos cultivados, densidad de organismos, la temperatura del agua, materia orgánica suspendida y de fondo. La temperatura afecta la concentración de gases disueltos, especialmente el oxígeno, de modo que la concentración decrece conforme la temperatura aumenta, resultando menos oxígeno disponible para los organismos (Tucker y Boyd, 1985).

El oxígeno disuelto es la variable de calidad de agua más importante para el éxito de un cultivo de organismo acuáticos, ya que a concentraciones bajas causa deficiencias en el crecimiento y sobrevivencia, y a valores por debajo de 1 mg/L por periodos prolongados, produce mortalidades masivas en los cultivos del camarón. Boyd y Fast (1992) consideran que la mejor supervivencia y crecimiento en camarones de cultivo se obtiene a concentraciones de oxígeno disuelto entre 3.5 mg/L y el nivel de saturación (para 25⁰C y una salinidad de 2 ‰ es de 8.1 mg/L) (Boyd, 1990).

8.2.2. Nutrientes

Amonio

Al comparar las concentraciones de amonio a lo largo del ciclo de cultivo entre ambos estanques, se tiene que el estanque 5 presentó valores significativamente ($p < 0.05$) más bajos de amonio con respecto al estanque 6. De igual forma el estanque 5 tuvo concentraciones significativamente ($p < 0.05$) mayores de clorofila-a. La concentración de amonio presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ambos estanques, los valores máximos se registraron en el estanque 6 durante todo el cultivo, siendo esto debido probablemente a que se aplicó más fertilizante y más alimento, lo cuál como se explicó previamente se debió a la demanda propia del estanque y manifestada por las lecturas de su disco Secchi. Las concentraciones de amonio generalmente en los sistemas semi-intensivos no rebasan los 2 mg/L (0.1 μ M) (Smith *et. al.*, 2002; Samocha *et. al.*, 2004); en el caso particular de el estanque 5 y 6 estudiados tenemos que sus aguas a lo largo del cultivo siempre estuvieron por debajo de 50 μ M.

La concentración de nitrógeno amoniacal es la especie más demandada por el fitoplancton en comparación con otras especies de nitrógeno como el nitrito y el nitrato. Strickland *et al.* (1969) y Eppley *et al* (1969), estudiaron la utilización de fuentes de nitrógeno de cuatro especies fitoplanctónicas cultivados en medios de cultivo conteniendo nitrato de amonio como fuentes y encontraron que el amonio es consumido preferentemente con respecto al nitrato. El potencial redox es una medida de la actividad de los electrones, está relacionado con el potencial de hidrógeno (pH) y con el contenido de oxígeno; es análogo al pH ya que el pH mide la actividad de protones y el potencial redox mide la de los electrones. Un factor que influye drásticamente en la acumulación del nitrógeno amoniacal en el sistema acuático es el potencial redox, debido a que controla la especiación química del nitrógeno y otros elementos multivalentes (Stumm y Morgan 1970). Por esta razón, durante la noche y más bien en la madrugada, cuando los niveles de oxígeno disuelto alcanzan valores mínimos, al igual que el potencial óxido-reducción, la concentración de nitrógeno amoniacal se incrementa. En este estudio la concentración mínima obtenida fue registrada en la primera semana y la máxima en la última semana de cultivo (Fig. 11).

La concentración de amonio fue significativamente superior en el estanque 6. Esto pudo estar relacionado con el aumento de los residuos orgánicos en el sedimento, donde la materia fecal y el alimento no consumido se degradan y generan condiciones favorables que provocaron elevadas concentraciones de amonio y otros compuestos reducidos (Hargreaves, 1998; Burford y Longmore, 2001).

Los niveles de amonio en los estanques de cultivo semi-intensivo ($< 50 \text{ PL/m}^2$), generalmente se incrementan con la edad del cultivo, o pueden variar con las tasas de recambio de agua (Hopkins *et. al.*, 1993; Páez-Osuna, 2001), o por la capacidad ambiental de asimilación del estanque, la cual se da cuando la generación de compuestos como el

amonio y el nitrito superan la capacidad de asimilación por parte de la comunidad autotrófica o heterotrófica del estanque (Hargreaves, 1998; Martin *et al.*, 1998; Burford y Gilbert, 1999; Burford y Lorenzen, 2004). Se debe tomar en cuenta que la cantidad de amonio que es excretada por el camarón está relacionada con la cantidad de proteína contenida en el alimento, por lo que una alternativa para mejorar la eficiencia y reducir el uso de nitrógeno sería el bajar el nivel de proteína en el alimento artificial (Hopkins *et al.*, 1995). Estos mismos autores lograron reducir las concentraciones de amonio (de 0.6 a 0.3 mg/L) (0.03 a 0.16 μM) al disminuir los niveles de proteína del alimento de un 40% a un 20%.

Casillas-Hernández *et al.*, (2007), encontraron para este mismo sistema de cultivo una concentración de amonio de 0.1 mg/L (0.005 μM) en una granja comercial de Sonora, mientras que Ruíz-Fernández y Páez-Osuna (2004) reportan una concentración de amonio de 11.5 μM en granjas comerciales del sur de Sinaloa.

Nitrito

Las concentraciones de nitrito en ambos estanques permanecieron por debajo de 10 μM , con una ligera tendencia creciente hacia el final del cultivo (Fig. 6). Los (NO_2^-) se han encontrado en aguas naturales como un intermediario en los procesos de nitrificación bacteriana de amonio a nitrato (NO_3^-) y la denitrificación del nitrato a nitrógeno primordial. La cantidad total de compuestos inorgánicos de nitrógeno en las aguas naturales varía, en aguas marinas se encuentra entre 10 y 150 mg N/m³ (0.007 y 0.01 μM). Aunque el nitrito se considera tóxico, puede ser asimilado por el fitoplancton en presencia de luz (Margalef, 1982). Los nitritos son nocivos para el camarón a concentraciones relativamente bajas (<0.4 mg/L) (<0.0087 μM) (Clifford 1994) y al parecer su toxicidad estriba en el daño que provoca en las branquias de los organismos acuáticos, afecciones que redundan en una disminución en la capacidad para realizar el intercambio gaseoso. En el presente estudio los valores obtenidos en el estanque 6 fueron más elevados que en el estanque 5, fluctuando de 0.2 μM al inicio y 2 μM al final del ciclo de cultivo.

Casillas-Hernández *et al.*, 2007 encontraron para este mismo sistema de cultivo concentraciones de nitrito de 0.05 mg/L (0.001 μM) en una granja comercial de Sonora, mientras que Ruíz-Fernández y Páez-Osuna (2004), reportan concentraciones de nitrito de 0.1 μM en granjas comerciales del sur de Sinaloa.

Nitrato

Al inicio del ciclo de cultivo en el estanque 5 se obtuvo una concentración de 3.07 μM y al final 9.7 μM , mientras que el estanque 6 al inicio tuvo una concentración de 12.2 μM y al

final del ciclo de cultivo fue de 25.6 μM (Fig. 6). Las concentraciones de nitrato durante el cultivo fueron relativamente alta, pero menor siempre a los 40 μM , en ambos estanques (Figura 6). El intervalo óptimo de este compuesto considerado para *L. vannamei* en cultivo, es de 400 a 800 $\mu\text{g/L}$ (6.45 a 12.9 μM) (Clifford, 1994). Por lo que los valores promedios registrados, están por debajo de estos rangos óptimos. Espinoza-Espinoza (1999) en un estudio realizado en la granja “La Clementina” al sur de Sinaloa, encontró valores promedios en dos estanques de cultivo de camarón, de 165 $\mu\text{g/L}$ a la entrada y 195 $\mu\text{g/L}$ (2.66 – 3.14 μM) a la salida. Osuna-López et al. (1995), reportaron en el agua de estanques de granjas camaronícolas de Sinaloa niveles de nitrato de 0- 890 $\mu\text{g/L}$ (0-14.3 μM).

Casillas-Hernández *et al.*, 2007, encontraron para este mismo sistema de cultivo concentraciones de nitrato de 0.48 mg/L (0.007 μM) en una granja comercial de Sonora, mientras que Ruíz-Fernández y Páez-Osuna (2004), reportan concentraciones de nitrato de 0.1 μM en granjas comerciales del sur de Sinaloa.

Nitrógeno total

En cuanto al estanque 5, la concentración inicial de nitrógeno total fue 378 μM y a partir de la semana 3 oscilaron entre 71.6 y 81.5 μM , mostrando fluctuaciones de ± 3 μM durante el ciclo de cultivo hasta tener una concentración de 123 μM al final del ciclo. En el estanque 6, la concentración inicial fue de 378 μM y a partir de la semana 3 se tuvo una concentración de 131 μM , mostrando fluctuaciones de 2 μM durante las semanas siguientes del ciclo hasta obtener una concentración de 70 μM al final.

Como podemos observar en la Figura 8, la disminución en la concentración de nitrógeno es debido, muy probablemente, a que el nitrógeno es consumido por el fitoplancton para su crecimiento, siendo este junto con el fósforo y hierro los elementos más demandados por el fitoplancton (Páez-Osuna *et al.*, 2001).

Los intervalos de concentración de nitrógeno total publicados para los efluentes de estanquería de camarón en el sureste Asiático alcanzan niveles de 0.57 - 5.14 mg/L (0.04 - 0.36 μM) (Briggs y Funge-Smith, 1994), 0.03 - 5.06 mg/L (0.002 - 0.36 μM) (Phillips, 1994) y 3.55 - 20.9 mg/L (0.25 – 1.49 μM) (Tunvilai *et al.*, 1993). Estos valores resultan superiores a los observados en el sur de Sinaloa, tanto en los estanques de tipo semi-intensivo (<0.10 – 3.314 mg/L) (<0.007-0.23 μM) como intensivo (<0.10 – 4.45 mg/L) (<0.007 - 0.31 μM) (Páez-Osuna et al., 2001). Sí se comparan estos intervalos con los encontrados en el presente estudio, tenemos que en general los niveles de nitrógeno total en los dos estanques estudiados caen dentro de dichos intervalos.

Fósforo disuelto y fósforo total

El fósforo es un constituyente fundamental de los seres vivos, sin embargo su utilización como nutriente por los productores primarios, está limitada a su disponibilidad en forma reactiva (ortofosfato) (Herman y Lundgren, 1988). El fitoplancton satisface su requerimiento por asimilación directa del ortofosfato. Los sedimentos son la fuente principal de fosfato, mediante la remineralización de la materia orgánica y los fenómenos de absorción.

La concentración de fósforo disuelto en los estanques estudiados osciló entre 0.61 y 1 μM en el estanque 5 y en el estanque 6 entre 0.61 y 1.2 μM y el fósforo total osciló entre 4.6 y 2 μM de fosfato en el estanque 5 y entre 4.6 y 1.2 μM de fosfato en el estanque 6 (Fig. 9 y 10). Los valores mínimos obtenidos fueron en la primera semana 0.61 μM en el estanque 5 y de 0.45 μM en la semana 9 en el estanque 6, no tuvo variaciones notorias o un patrón de variación definido a lo largo del ciclo de cultivo. La razón de las altas concentraciones en el estanque 6 fue debido muy probablemente, a que se le añadió mayor cantidad de fertilizante, el cual no fue aprovechado en su totalidad por el fitoplancton. Otra posible explicación sería que aunque el fosfato está siendo consumido por la población del fitoplancton existe una concentración tal que abastece la demanda requerida por la microalgas, y todavía sobra, por tal motivo se encuentra disponible la mayor parte del tiempo, provocando las concentraciones relativamente altas de este nutriente en las aguas.

Lara- Anguiano y Maldonado-Hernández (1995), encontraron concentraciones promedio de 0.4 a 56.5 $\mu\text{g/L}$, (0.012 a 1.82 μM) en una granja camaronesa. Asimismo, Osuna-López *et al.*, (1996), encontraron en ocho granjas ubicadas al Norte de Nayarit, intervalos de 0-890 $\mu\text{g/L}$ de fosfato.

8.2.3. Sólidos suspendidos totales y clorofila a

Sólidos suspendidos totales (SST)

El agua de origen estuarino en que se cultivan los camarones normalmente tiene una carga alta de materiales suspendidos, compuesta principalmente de partículas de sedimento inorgánico y materia orgánica; dentro de esta última se encuentran las partículas fitoplanctónicas (Boyd, 1989). La concentración de sólidos en los estanques camarónicolas está relacionada con la intensificación del cultivo, la cantidad de alimento suministrado y el nivel de recambio de agua (Hopkins *et al.*, 1995). En este trabajo, los sólidos suspendidos totales (SST) presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ambos estanques; se observan concentraciones bajas al inicio y un incremento hacia el final del cultivo en el estanque 5, mientras que en el estanque 6 se tuvo un comportamiento contrario (Fig. 13).

Al analizar los valores de los SST obtenidos en ambos estanques, se observa que las mayores concentraciones se registran hacia la parte final del cultivo, lo cual coincide con el incremento de la producción o biomasa del estanque, tal y como lo han señalado estudios clásicos en el cultivo de camarón (Tacon, 2002). En este caso la concentración promedio de SST a lo largo de todo el cultivo en el agua de descarga fue de 39.78 y 55.63 mg/L en el estanque 5 y 6, respectivamente. Casillas-Hernández *et al.*, 2007 encontraron para este mismo sistema de concentraciones de SST de 138 mg/L, mientras que Ruíz-Fernández y Páez-Osuna (2004), reportaron 13.9 mg/L en granjas del sur de Sinaloa. De acuerdo con Trece y Hamper (2000), existen alternativas para reducir los niveles de SST en los estanques tales como reducir la densidad de siembra, incrementar los niveles de aireación mecánica, con estas medidas estos autores lograron una reducción en la descarga de 3.6 a 0.5 kg de SST/kg de camarón cosechado.

Clorofila a

Uno de los parámetros más utilizados para estimar la biomasa fitoplanctónica, es a través de la concentración de clorofila a. Dicha concentración constituye una respuesta directa de los rayos del sol, temperatura y la cantidad de nutrientes que alcanza las aguas de los estanques de cultivo. Asimismo, conforme se incrementa la dosis de alimento para los organismos cultivados, se genera una mayor cantidad de nutrientes en el agua, resultando una concentración elevada de microalgas (Tucker y Boyd, 1985). Frecuentemente éste pigmento se encuentra en concentraciones de <0.1 a 19.9 µg/L en las lagunas costeras de México (Santoyo-Reyes, 1994) y en concentraciones mayores de 10 µg/L en las costas de Sonora (Beman *et al.*, 2005), donde su variación es significativa, particularmente donde existe un fuerte desarrollo de cultivo de camarón y otras actividades productivas como la agricultura (Alonso-Rodríguez y Páez-Osuna, 2003).

La concentración de clorofila-a en las aguas de los estanques de cultivo de camarón general, tiende a aumentar conforme transcurre el ciclo de cultivo, sin embargo esta tendencia no siempre es tan ordenada, puesto que pueden presentarse concentraciones elevadas de clorofila-a que evidencian florecimientos algales, o bien concentraciones mínimas relacionadas con el pastoreo de los organismos del estanque (Páez-Osuna, 2001).

En este estudio, la clorofila-a presentó diferencias significativas entre ambos estanques; en la parte intermedia del cultivo se presentó una tendencia a la baja, para posteriormente subir en la parte final del cultivo en el estanque 5 y para el estanque 6 tuvo una tendencia ascendente durante las primeras semanas, decreciendo al final (Fig. 12). La concentración promedio de clorofila-a registrada en el presente trabajo durante el ciclo de cultivo completo

fue de 35 y 63 $\mu\text{g/L}$ en el estanque 5 y 6, respectivamente. Estos valores están dentro de los registrados en granjas semi-intensivas del sur de Sinaloa, donde se reportan valores de 25 a 67 $\mu\text{g/L}$ (Páez-Osuna *et al.*, 1997) y de 13.3-151.3 $\mu\text{g/L}$ (Ruíz- Fernández y Páez-Osuna 2004), y Casillas -Hernández *et al.*, 2007, encontraron para este mismo sistema de cultivo concentraciones de clorofila-a de 15.8 $\mu\text{g/L}$, y en granjas de Ecuador que registran concentraciones promedio de clorofila-a de 60 a 79 $\mu\text{g/L}$ (Saldias *et al.*, 2002). En ambos estanques estudiados se observó una notable disminución al inicio del ciclo de cultivo, esto debido a la asimilación de la masa fitoplanctónica por los organismos en cultivo, posteriormente es inducido un incremento de fitoplancton al re-fertilizarse, obteniéndose así un incremento en la concentración.

8.3. Flujos y balance de masas de nutrientes

8.3.1. Cálculos de los flujos y balances de masas del nitrógeno

El volumen de agua (V) de los estanques fue calculado considerando que los mismos tienen una forma cúbica de la siguiente manera:

$$V = 25 \text{ m (ancho)} \times 100 \text{ m (largo)} \times 1.6 \text{ m (profundidad)} = 4000 \text{ m}^3$$

Los flujos de entrada para el nitrógeno asociados con los diferentes materiales se calcularon como sigue:

- (a) Los flujos de nitrógeno suministrado a través del alimento fueron calculados para el estanque 5, se utilizaron 298.9 kg de alimento balanceado, o sea 1195.6 kg/ha, considerando el contenido de nitrógeno del alimento (40% proteínas; $N = \text{proteínas}/6.25$) esto corresponde a 76.52 kg N/ha asociado al alimento. Igualmente, para el estanque 6, se utilizaron 308 kg de alimento balanceado, que equivalen a 1232 kg/ha, que convertidos a nitrógeno corresponden a 78.85 kg N/ha. La media del alimento suministrado es de 303.45 ± 6.4 Kg por estanque, o sea 1213.8 ± 25.7 kg/ha, que equivalen en términos de nitrógeno a 77.69 ± 1.65 kg N/ha.
- (b) Los flujos asociados con la fertilización, se calcularon considerando los dos fertilizantes aplicados: En este caso se empleó como fertilizante el Nutrilake-fosforado (nombre comercial Nutrilake-P) constituido por 14.7% de nitrógeno, 6.1% de fósforo y 3.15 % de silicio; y también se empleó urea cuya composición es de 46% N, entonces tenemos que las dosis de nitrógeno suministrado a través de la fertilización para el estanque 5 fue de 16 kg de urea y 20 kg de fertilizante (Nutralake), que corresponden a 64 y 80 kg/ha de cada uno respectivamente. En términos de nitrógeno serían 29.44 kg N/ha dosificados con la urea y 11.76 kg N/ha con el Nutrilake, lo cual da un total para el estanque 5 de 41.2 kg N/ha. Para el estanque 6, tenemos que se emplearon 19 kg de urea y 24 kg de Nutrilake, que convertidos a nitrógeno por hectárea son 34.96 kg N/ha y 14.11 kg N/ha, dando un total de 49.07 kg N/ha. La concentración media de nitrógeno para los dos estanques es entonces de 45.14 ± 5.56 kg N/ha.
- (c) El nitrógeno suministrado a través del agua de pozo se calculó a partir del contenido de nitrógeno del agua y de los volúmenes de llenado y la reposición de niveles de los estanques. El volumen de agua total empleado se obtuvo a partir de la suma del volumen inicial de llenado ($4,000\text{m}^3$ en $\frac{1}{4}$ ha) más el requerido para reponer los niveles perdidos por evaporación; a los 45 días se agregaron 750 m^3 en $\frac{1}{4}$ ha; por tanto el V agua/ha = $4750 \text{ m}^3 \times 4 = 19,000 \text{ m}^3/\text{ha}$, por tanto la cantidad de nitrógeno incorporada a través del agua de pozo fue para ambos estanques de 18.56 kg N/ha,

valor que se obtuvo de multiplicar el volumen por la concentración registrada en el momento del llenado que fue de 0.977 mg N/L.

- (d) Para el camarón sembrado se hizo una estimación de la cantidad de nitrógeno ingresada a través de la siembra de la postlarva considerando la densidad de siembra, la composición del camarón y el peso promedio de la postlarva (8.9% N en el camarón seco) de la siguiente manera: se partió primeramente de la densidad de siembra que fue de 13 PL/m² en ambos estanques, ahora bien eso equivale a 32,500 PL/estanque o sea 130,000 PL/ha; dado que el peso húmedo promedio de cada postlarva es de 0.003 g, esto nos da 390 g/ha de PL como biomasa que convertidos a nitrógeno se convierten a algo así como 5.2 g N/ha, lo cuál es menor a 0.1 kg N/ha.

Los flujos de salida del nitrógeno asociados con los diferentes materiales se calcularon como sigue:

- (a) Los flujos de nitrógeno asociados con el agua de drenaje o descarga final se calcularon a partir de la concentración de cada uno de los estanques y su volumen; para el estanque 5 antes de la descarga se tuvo una concentración de nitrógeno de 0.938 mg N/L que multiplicada por el volumen y expresada por ha, da 15.01 kg N/ha, mientras que para el estanque 6, la concentración promedio antes de descargar el agua fue de 1.648 mg N/L, lo cual da 26.37 kg N/ha. Por lo tanto la media de la concentración de nitrógeno en la descarga para los dos estanques es de 20.69 ± 8.03 kg N/ha.
- (b) El cálculo del flujo de nitrógeno recuperado que formó parte de la biomasa cosechada fue efectuado considerando la producción y la concentración de nitrógeno en el camarón de la siguiente manera; para el estanque 5 se tuvo una cosecha de 280.71 kg de camarón, o sea 1122.85 kg de camarón por hectárea. Partiendo de una proporción de que por cada 100 kg de camarón fresco hubo en este estanque un 26.7% de camarón seco y que el contenido de nitrógeno con base a peso seco es de 11% (Boyd y Teichert-Coddington, 1995), entonces tenemos en términos de nitrógeno 32.98 kg N/ha. Para el estanque 6 se tuvo una producción de 339.5 kg de camarón, o sea 1358.0 kg de camarón por ha, que convertidos a nitrógeno, tal biomasa nos da 37.19 kg N/ha. La media de la concentración de nitrógeno en el camarón cosechado entre los dos estanques es de 35.09 ± 2.98 kg N/ha.
- (c) El flujo de nitrógeno asociado con los materiales depositados a lo largo del ciclo de cultivo se hizo a partir de las diferencias en la concentración entre los sedimentos muestreados al inicio y al final del cultivo; se emplearon dos muestras compuestas

superficiales por cada estanque, por lo que se asumió que en esta capa superficial se reflejan los cambios a lo largo del ciclo del cultivo. Cada muestra compuesta estuvo formada por seis pequeños núcleos de 0-5 cm superficiales con un diámetro de 6.5 cm. Estos seis núcleos fueron recolectados a distancias equidistantes a lo largo de cada estanque. La densidad considerada para el sedimento húmedo fue de 1 g/cm^3 debido a que el lodo estaba muy líquido, en esta estimación se consideró la densidad del agua. La diferencia promedio de nitrógeno para el estanque 5 fue de 0.26% N, tomando en cuenta el área del estanque y la humedad obtenida en el laboratorio de 77.3%, esto da aproximadamente 59.02 kg N/ha. Para el estanque 6 se tuvo un diferencial de 0.15 %N y una humedad promedio en los sedimentos de 70%, lo cual nos viene a dar 45.0 kg N/ha. Entonces tenemos que la media de la concentración de nitrógeno en el sedimento para los dos estanques fue de $52.01 \pm 9.9 \text{ kg N/ha}$.

Las otras fuentes potenciales de entrada y salida de nitrógeno que no evaluamos en este estudio tienen que ver con la precipitación atmosférica en sus fracciones húmeda y seca, que ciertamente la fracción húmeda (lluvias) en el norte de Sonora es realmente baja (<400 mm/año), por lo que este suministro fue considerado despreciable. Ahora bien la fracción de nitrógeno que se exporta vía atmosférica ya sea por la volatilización del amonio o bien por la denitrificación se estimó por diferencia en el balance de masas respectivo para cada estanque.

Como se ha observado en otros estudios en estanquerías comerciales, la mayor entrada de nitrógeno en ambos estanques fue generada a través del alimento (53.8 al 56.1% del total de nitrógeno que ingresa); hubo una pequeña diferencia en cuanto a la cantidad de alimento suministrado en el estanque 5 y en el 6; el estanque 6 registró mayores entradas de nitrógeno al sistema (78.85 kg N/ha). El mayor ingreso de nitrógeno vía fertilizante fue de igual manera en el estanque 6 con 49.07 kg/ha que equivalen al 33.5% del total que ingresó. La entrada de nitrógeno vía agua de pozo y vía las postlarvas sembradas fue igual para ambos estanques 18.56 kg/ha y <0.1 kg/ha, respectivamente (Figura 16). Las mayores pérdidas de nitrógeno en ambos estanques se dieron a través de la vía atmosférica y los sedimentos (Figura 14 y 15). Las pérdidas de nitrógeno vía los sedimentos superan los 45 kg/ha, lo que equivale a más del 30.7% del total egresado, no hubo diferencias significativas ($p < 0.05$) entre ambos estanques. Como es de esperarse la mayor cantidad de nitrógeno contenido en la biomasa de camarón cosechado se obtuvo en el estanque 6 al cual se le administró una mayor cantidad de fertilizante y de alimento.

Nitrógeno E-5

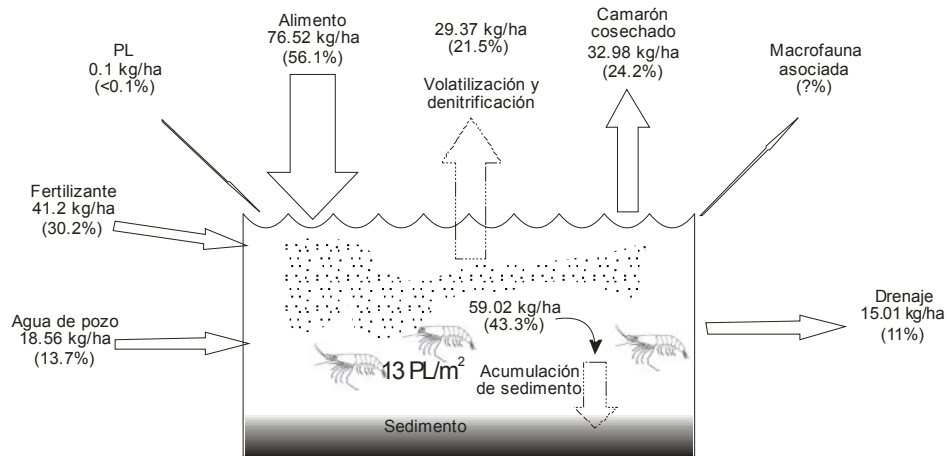


Figura 14. Balance de nitr3geno en el estanque 5 sobre la base de una ha de cultivo y una duraci3n de 77 d3as con recambio cero. Los porcentajes en par3ntesis corresponden al % del total de nitr3geno que entra y sale del estanque.

Nitr3geno E-6

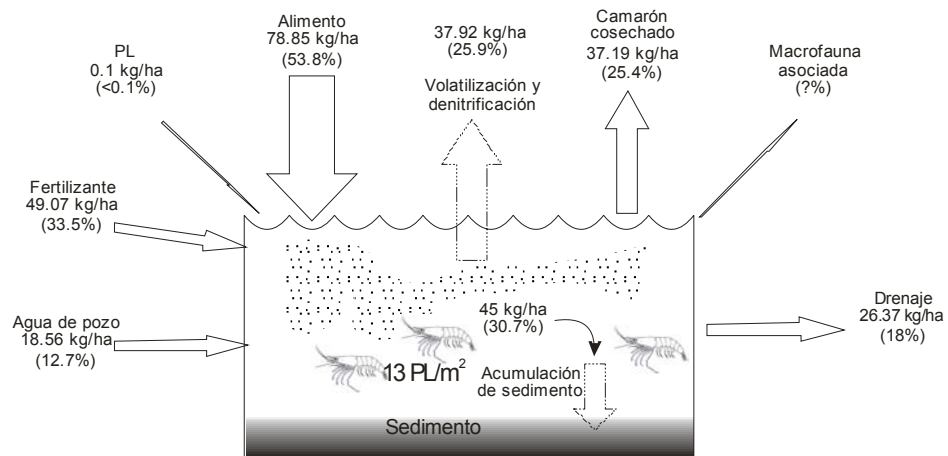


Figura 15. Balance de nitr3geno en el estanque 6 sobre la base de una ha de cultivo y una duraci3n de 77 d3as con un recambio de cero. Los porcentajes en par3ntesis corresponden al % del total de nitr3geno que entra y sale del estanque.

Nitrógeno

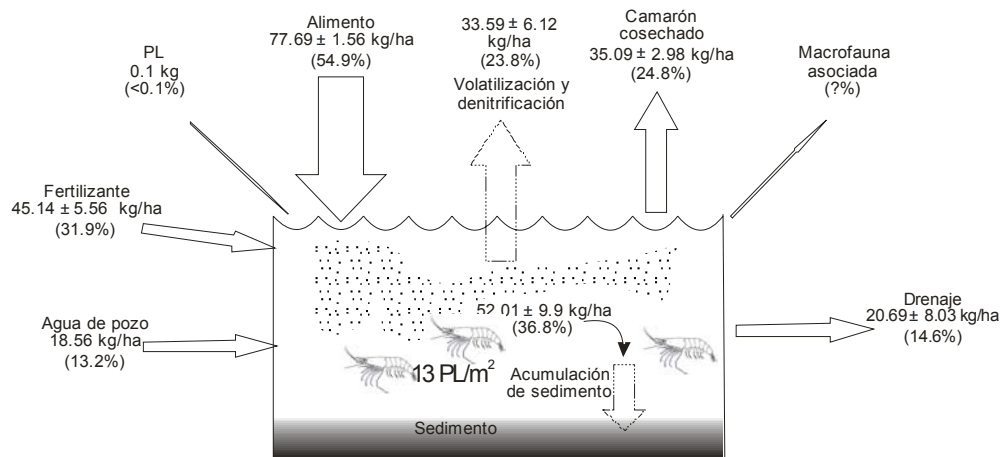


Figura 16. Balance de nitrógeno promedio en el estanque 5 y 6 (\pm SD) sobre la base de una ha de cultivo para 77 días de cultivo y recambio de cero. Los porcentajes en paréntesis corresponden al porcentaje del total de nitrógeno que entra y sale del estanque.

8.3.2. Cálculos de los flujos y balances de masas de fósforo

Los flujos de entrada para el fósforo asociados con los diferentes materiales se calcularon como sigue:

- Los flujos de fósforo suministrados a través del alimento fueron calculados a partir de la cantidad del alimento suministrado; para el estanque 5 se utilizaron 298.9 kg de alimento, o sea 1195.6 kg de alimento por ha, que considerando el contenido de fósforo en el alimento determinado en el laboratorio (1.44% P) da 17.21 kg P/ha. Para el estanque 6 se tuvo un suministro de alimento de 308 kg, o sea 1232 kg de alimento por ha, que equivale a 17.74 kg P/ha. Entonces tenemos que la media de la concentración de fósforo proveniente del alimento entre los dos estanques es de 17.5 ± 0.37 kg P/ha.
- Los flujos asociados con la fertilización, se calcularon considerando solamente el fertilizante que contenía fósforo. En este caso se empleó como fertilizante el Nutrilake-Fosforado (nombre comercial Nutrilake-P) constituido por 14.7% de nitrógeno, 6.1% de fósforo y 3.15% de silicio. Para el estanque 5 se aplicaron 20 kg de Nutrilake o sea 80 kg/ha que equivalen a 4.88 kg P/ha, mientras que para el estanque 6 se aplicaron 24 kg de Nutrilake, o sea 96 kg/ha, que equivalen a 5.86 kg

P/ha. Por lo tanto la media de la concentración de fósforo que provino de la fertilización para los dos estanques es de 5.37 ± 0.7 kg P/ha.

- (c) La cantidad de fósforo que ingresó a través de el agua de pozo utilizada, se estimó considerando el agua empleada inicialmente para llenar los estanques y el agua suministrada a los 45 días (750 m^3 en $\frac{1}{4}$ ha) para reponer los niveles perdidos por la evaporación; por lo tanto el volumen de agua/ha empleado fue de $4750 \text{ m}^3 \times 4 = 19,000 \text{ m}^3/\text{ha}$. Entonces el flujo de fósforo ingresado fue calculado a partir de este gasto y de la concentración determinada en el laboratorio, para los dos estanques fue de 0.074 mg P/L , esto da 1.41 kg P/ha .
- (d) El flujo de fósforo que ingresó a través de la siembra de la postlarva fue calculado considerando la densidad de siembra (13 PL/m^2), la composición del camarón y el peso promedio de la postlarva ($1.61\% \text{ P}$ en el estanque 5 y $1.91\% \text{ P}$ en el estanque 6) de la siguiente manera: Para el estanque 5, tenemos que se sembraron aproximadamente $32,500 \text{ PL/estanque}$, o sea $130,000 \text{ PL/ha}$, cuya concentración de fósforo fue de $1.61\% \text{ P}$, lo cual da $<0.1 \text{ kg P/ha}$; igualmente, para el estanque 6, se sembraron también $32,500 \text{ PL}$, o sea $130,000 \text{ PL/ha}$, cuya concentración de fósforo fue de $1.91\% \text{ P}$, lo cual da $<0.1 \text{ kg P/ha}$.

Los flujos de salida del fósforo asociados con los diferentes materiales se calcularon como sigue:

- (a) Los flujos de fósforo asociados con el agua de drenaje o descarga final se calcularon considerando el volumen de agua de drenado el cual fue de $4000 \text{ m}^3 \times 4 = 16,000 \text{ m}^3/\text{ha}$. Entonces el flujo de fósforo descargado después de la cosecha fue calculado de la siguiente manera: para el estanque 5 se tuvo una concentración en el agua de 0.070 mg P/L , lo que da aproximadamente 1.12 kg P/ha , mientras que en el estanque 6 se tuvo una concentración en el agua de 0.043 mg P/L , lo que resulta en 0.69 kg P/ha . Por lo tanto la media de la concentración de fósforo en el agua de drenaje es de $0.91 \pm 0.3 \text{ kg P/ha}$.
- (b) El flujo de fósforo asociado con la biomasa-cosecha fue calculado considerando la producción de camarón y la concentración de fósforo en el camarón de la siguiente manera: para el estanque 5 se tuvo una cosecha de 280.7 kg de camarón, o sea 1122.9 kg de camarón por ha, considerando la humedad del camarón y su contenido

de fósforo (1.20% P en base seca), esto da 3.6 kg P/ha. Para el estanque 6, se tuvo una cosecha de 339.5 kg de camarón, o sea 1358 kg de camarón por ha, lo que da en términos de fósforo 4.06 kg P/ha. La media de la concentración de fósforo en el camarón cosechado para los dos estanques es de 3.83 ± 0.32 kg P/ha.

- (c) Los flujos de fósforo asociados con los materiales depositados a lo largo del ciclo de cultivo se calcularon a partir de las diferencias de la concentración entre los sedimentos muestreados al inicio y al final del cultivo; se emplearon dos muestras compuestas superficiales (0-5 cm) por cada estanque, por lo que se asumió que en esta capa superficial se reflejaron los cambios a lo largo del ciclo del cultivo. Cada muestra compuesta estuvo formada por seis pequeños núcleos de 0-5 cm superficiales. Para el estanque 5 se tuvo al inicio un contenido de 6.185 mg P/g de muestra y al final 6.071 mg P/g de muestra, lo que da una diferencia de 0.114 mg P/g de sedimento, considerando una densidad del sedimento húmedo de 1.0 g/cm^3 y un contenido de humedad del 77% obtenido en el laboratorio de una muestra de sedimento, esto equivale a un incremento en el sedimento de aproximadamente 13.11 kg P/ha. Para el estanque 6 se tuvo una concentración inicial de 3.175 mg P/g muestra y al final de 3.061 mg P/g de muestra, lo que da una diferencia de 0.114 mg P/g de sedimento, que equivalen a un incremento en el sedimento de 12.94 kg P/ha. Así tenemos que la media de la concentración de fósforo suministrado desde los sedimentos es de 13.03 ± 0.12 kg P/ha. Sin embargo, cuando hacemos el balance de masas, tenemos que la cantidad de fósforo que se va asociada a los sedimentos, es para el estanque 5 de 18.78 kg P/ha, mientras que para el estanque 6 es de 20.26 kg P/ha. Esta incongruencia entre los valores del balance de masas y los calculados a través del sedimento se puede deber a que simplemente la sección superior de los 0-5 cm utilizada para estimar el flujo sedimentario no representa realmente toda la cantidad de fósforo que se acumula en los sedimentos. Para el presente estudio se emplearon los números obtenidos mediante el balance de masas que son los que se muestran en las figuras 17 a 19.

En las figuras 17, 18 y 19 se muestran los balances de masas para el fósforo para cada uno de los estanques estudiados y para el promedio de ellos. Las mayores entradas de fósforo se dieron a través del alimento suministrado y se registraron en el estanque 5 (17.21 kg/ha) que equivalen al 73.2% del fósforo total que ingresó, con diferencias significativas ($p < 0.05$) con respecto a las cantidades de fósforo que ingresaron en el estanque 6. La entrada de fósforo vía la fertilización fue mayor en el estanque 6 debido a que se administró una mayor cantidad de fertilizante 5.86 kg P/ha que equivalen al 23.4% del total ingresado. El ingreso

de fósforo vía el agua de pozo y vía postlarvas fue muy similar en ambos estanques con 1.41 kg/ha y <0.1 kg/ha respectivamente.

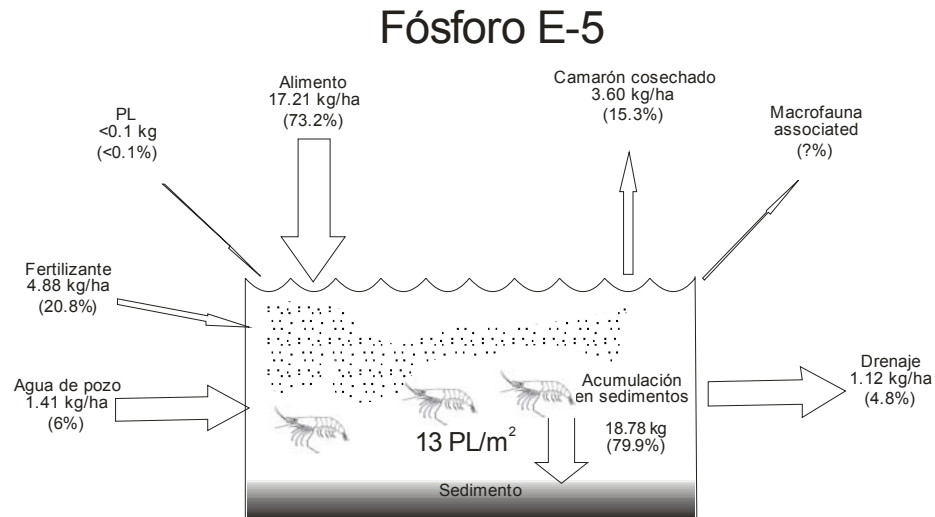


Figura 17. Balance de fósforo en el estanque 5 sobre la base de una ha de cultivo y una duración de 77 días con tasa de recambio cero. Los porcentajes en paréntesis corresponden al % del total de fósforo que entra y sale del estanque.

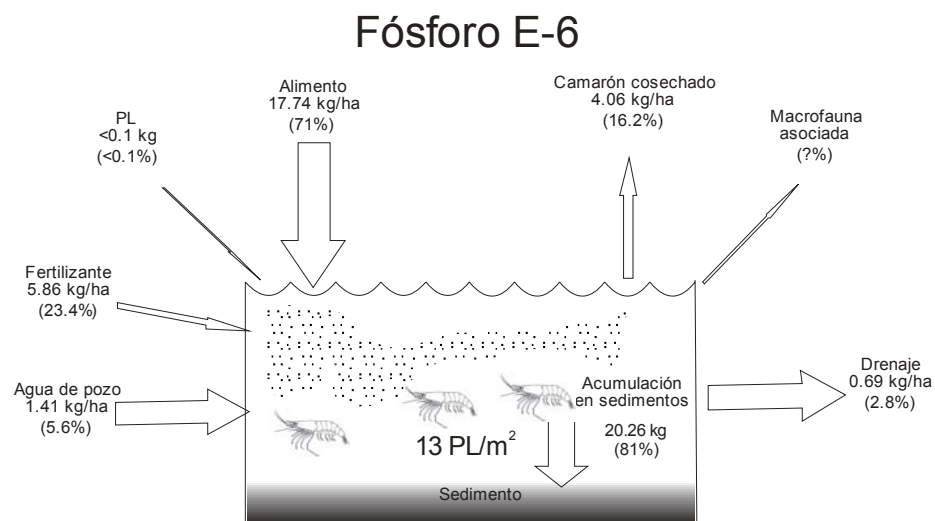


Figura 18. Balance de fósforo en el estanque 6 sobre la base de una ha de cultivo y una duración de 77 días con recambio cero. Los porcentajes en paréntesis corresponden al % del total de fósforo que entra y sale del estanque.

Fósforo

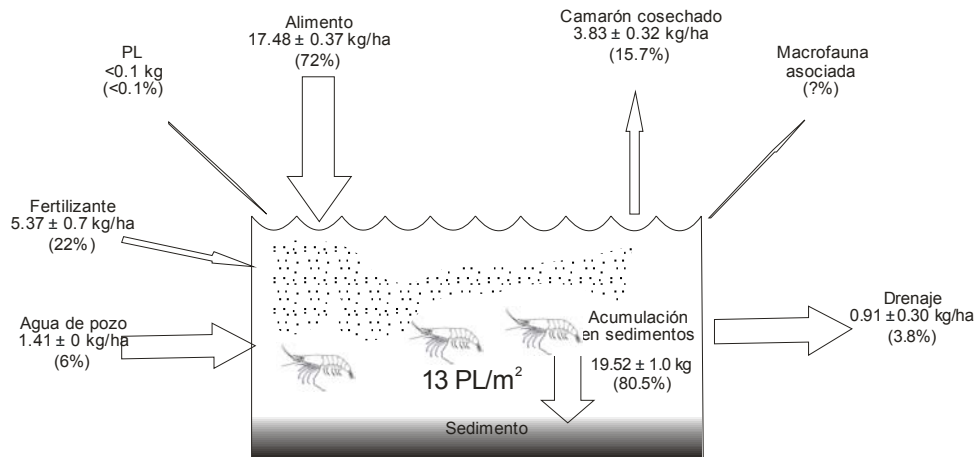


Figura 19. Balance de fósforo promedio en el estanque 5 y 6 (\pm SD) sobre la base de una ha de cultivo para 77 días de cultivo y recambio cero. Los porcentajes en paréntesis corresponden al % del total de fósforo que entra y sale del estanque.

La importancia de los modelos de flujo y balance de masas de nutrientes como herramienta para el estudio de las actividades camaronícolas, radica en el análisis del ingreso de nutrientes a través de las diferentes rutas, tales como: el material asociado con el agua de suministro, tanto para llenar el estanque como para efectuar los recambios de rutina; la fertilización que incluye a la materia orgánica y los nutrientes; la siembra de la postlarva; y el suministro de alimento. Esta información resulta fundamental para evaluar, planear y encaminar acciones concernientes con la actividad acuícola como es el comprender cuantitativamente el impacto de las descargas y la biogeoquímica de los estanques (Martin et. al., 1998; Lin y Muthuwan, 1995; Páez-Osuna, 2001).

En estanques intensivos de camarón en Tailandia se encontró que el mayor aporte de nutrientes al sistema fue a través del alimento, el cual constituyó un 78% del nitrógeno total suministrado, un 51% del fósforo total suministrado y un 40% del carbono total suministrado (Briggs y Funge-Smith, 1994). En tales sistemas se tiene que sólo un 25 a 45% del nitrógeno, 20 a 30% del fósforo y 10 a 15% de carbono es asimilado y convertido en camarón (Boyd y Teichert-Coddington 1995; Boyd y Tucker 1998). La porción no asimilada y la no consumida entran al ciclo biogeoquímico del estanque de producción. Una parte es inmovilizada por la absorción de suelo y fijación por bacterias, otra es volatilizada (para el caso del nitrógeno), absorbida por el fitoplancton o descargada en los efluentes (Ritvo et al. 1998). Los fertilizantes son utilizados para incrementar la productividad primaria y

constituyen el segundo ingreso de nutrientes en los sistemas de cultivo. El sistema experimental aquí estudiado, al igual que otros también se tuvo que la alimentación y la fertilización vienen a ser las principales rutas de entrada de nutrientes y en general la magnitud de los demás flujos son similares o comparables a los de estudios previos en estanquerías tradicionales comerciales. Los resultados obtenidos en este estudio de alguna manera confirman las observaciones previas realizadas para el cultivo semi-intensivo de *L. vannamei*, donde la mayor cantidad de nutrientes provienen del alimento artificial (Páez-Osuna y Ruíz-Fernández, 2005). La mayoría de los estudios realizados de balance de masas en sistemas semi-intensivos e intensivos indican que la principal fuente de nutrientes proviene del alimento con un 71-85% de nitrógeno y 67-91% de fósforo (Briggs y Funge-Smith, 1994; Lin y Muthuwan, 1995; Páez-Osuna et. al., 1997). En este estudio, el alimento tuvo una contribución de nitrógeno de 56.1% en el estanque 5 y de 53.8% en el estanque 6, mientras que para de fósforo se obtuvieron 73.2% en el estanque 5 y 71.0% en el estanque 6.

La contribución de nutrientes en el alimento se incrementó con la producción de camarón. De acuerdo con los resultados obtenidos, el estanque 6 tuvo la mayor tasa de alimentación y por lo tanto un mayor crecimiento y biomasa de camarón. Este resultado coincide con estudios realizados en *L. stylirostris* y *L. vannamei*, donde variaron las tasas de alimentación y la densidad de siembra (Martin et. al., 1998; Páez –Osuna y Ruíz-Fernández, 2005), encontrando que a mayores tasa de alimentación mayor producción de biomasa de camarón. De acuerdo con el balance de nutrientes la eficiencia en la conversión de nitrógeno y fósforo del total que ingresó, a nitrógeno y fósforo retenido en la biomasa de camarón (cosechado), expresada en kg/ha fue similar en ambos estanques; 24.18 a 25.4% para el nitrógeno y de 15.3 a 16.75% para el fósforo. Cuando se comparan estos intervalos de recuperación de nutrientes con los de la misma especie en estanques semi-intensivos comerciales con recambio tradicional (3-15%) (Páez-Osuna et al., 1997; Casillas-Hernández et al., 2006) se observa que son para el nitrógeno ligeramente menores y para el fósforo ligeramente mayores.

Las pérdidas del nitrógeno absorbidos por el sedimento fueron en el estanque 5 del 43.3% y en el estanque 6 del 30.7%, mientras que el nitrógeno exportado por la denitrificación y la volatilización del amonio a la atmósfera resultaron similares en ambos estanques; 21.5% en el estanque 5 y de 25.9% en el estanque 6 del total de nitrógeno que ingresó durante el cultivo. En cuanto a las pérdidas de fósforo absorbido por el sedimento se tuvo el 79.9% en el estanque 5 y 81% en el estanque 6 del total de fósforo. Estos porcentajes pueden considerarse similares si se comparan con los reportados en Sinaloa (México), para el

cultivo semi-intensivo de *L. vannamei* en donde las pérdidas de nitrógeno al sedimento y a la atmósfera son de 62.7%; pero en el caso del fósforo son altos los porcentajes ya que las pérdidas de fósforo al sedimento son de 51.0% en estanques comerciales marinos (Páez-Osuna, 2001).

En este trabajo, las pérdidas de nutrientes absorbidos por el sedimento y el nitrógeno exportado por la denitrificación y la volatilización a la atmósfera, resultaron en promedio para los dos estanques estudiados del orden de 52.01 kg N/ha (36.8% para el nitrógeno) y de 19.52 kg P/ha, (80.5% para el fósforo), respectivamente. Estos porcentajes resultan ligeramente elevados si se comparan con los registrados previamente en Sinaloa para el cultivo semi-intensivo de *L. vannamei* donde las pérdidas de nitrógeno y fósforo por estas rutas en términos de porcentaje fueron de 27.4% y 63.5%, respectivamente (Páez-Osuna et al., 1997).

Con respecto a las pérdidas ambientales de nitrógeno registradas en este trabajo, los valores pueden ser considerados como intermedios o altos, si se comparan con los resultados reportados para el cultivo intensivo, semi-intensivo y extensivo (Tabla 11). Al convertir los resultados en kg de nutrientes por tonelada de camarón producido, la carga ambiental de nitrógeno resulta de 92 kg N/ton para el estanque 5 y de 80.5 kg N/ha para el estanque 6, la cual es mayor que la reportada para el cultivo semi-intensivo de *L. vannamei* en Sinaloa (Páez-Osuna et. al., 1997; Páez-Osuna y Ruíz-Fernández et. al., 2005) y en Honduras (Teichert-Coddington et. al., 2000). El análisis de esta información sugiere que para producir una tonelada de camarón la variación es considerable, inclusive entre un mismo sistema de cultivo lo que indica que factores como; el manejo del cultivo (alimento, aireación, fertilizante), condiciones del estanque (tamaño, profundidad) condiciones ambientales (clima, temperatura, evaporación etc.), presencia de enfermedades, así como la especie y su calidad, pueden contribuir notablemente en las cargas de nutrientes por biomasa de camarón producida (Casillas-Hernández et. al., 2006).

Tabla 11. Carga ambiental de fósforo y nitrógeno proveniente de los distintos sistemas de cultivo de camarón, expresado en kg de nutrientes por tonelada de camarón producido (modificado de Páez-Osuna, 2001).

Sistema de cultivo en estanques:	P (Kg/ton)	N (kg/ton)	Referencias
Intensivos	13.0-24.4	57-118	Phillips et al. (1993)
Intensivos	42	104	Briggs y Funge-Smith (1994)
Intensivos	16	53	Phillips (1994)

Intensivos	31	114	Robertson y Phillips (1995)
Intensivos	18	98	Thakur y Lin (2003)
Intensivos	13	70	Thakur y Lin (2003)
Intensivos	17	48	Páez-Osuna y Ruíz-Fernández (2005)
Semiintensivos	4.6	28.6	Páez-Osuna et al. (1997)
Semiintensivos	No disponible	157.2	Martín et al. (1998)
Semiintensivos	No disponible	27-62	Rivera-Monroy et al. (1999)
Semiintensivos	12	29	Páez-Osuna y Ruíz-Fernández (2005)
Semiintensivos	2.3	16.8	Teichert-Coddington et al. (2000)
Semiintensivos	16.6	86.3	Este estudio
Extensivos	14	50	Páez-Osuna y Ruíz-Fernández (2005)
Extensivos	25	111	Shaidul et al. (2003)
Extensivos	14	60	Wahab et al. (2003)

En cuanto a las implicaciones ambientales de la camaronicultura, es importante mencionar los efectos que provocan la descarga de los efluentes provenientes de los estanques sobre la calidad del agua de los estuarios y lagunas costeras, el cual depende de varios factores (Páez-Osuna, 2001): (1) de la magnitud de la descarga, (2) de la composición química de los efluentes (sólidos suspendidos, nutrientes y materia orgánica) y (3) de la característica de las aguas receptoras; la tasa de dilución, tiempo de residencia y calidad de agua. Por esto es importante resaltar que el uso de agua con baja salinidad y tasa de recambio cero es una alternativa viable que se puede desarrollar sobre todo en áreas como las del norte de Sonora y el resto del país donde grandes extensiones terreno están exhibiendo condiciones de afectación por aguas subterráneas salinizadas y que dan lugar a aguas de baja salinidad que difícilmente van a ser aprovechadas para los cultivos agrícolas tradicionales.

8.4. Flujos Químicos

El balance de masas de nitrógeno, nos permite concluir que para cada hectárea que opera de esta manera, el agua de drenado al final del cultivo adquiere en promedio 2.13 kg N más que lo que esta trae inicialmente (salidas-entradas); por tanto, el agua drenada contribuye con 1.72 kg N por tonelada de camarón producido (o sea 1.72 g N/ kg de camarón cosechado). Así tenemos que el cultivo con ciclo cerrado y agua de pozo resulta más amigable para el ambiente, ya que el cultivo comercial con agua de recambio y de drenaje genera contribuciones más altas; tan solo en amonio el sistema de cultivo comercial semi-intensivo en Sonora produce 1.71 g N-NH₄/kg de camarón cosechado (Casillas-Hernández *et al.*, 2007).

Cuando comparamos la descarga de sólidos suspendidos (turbidez) que ocasiona diversos problemas de calidad del agua en los cuerpos de agua receptores, se tiene que en los

cultivos comerciales semi-intensivos en Sonora, se generan 4.348 kg SST/kg de camarón cosechado, mientras que el sistema aquí estudiado, liberó en promedio 0.295 kg SST por kg de camarón cosechado (0.389 kg SST/kg de camarón para el estanque 5 y 0.196 kg SST/kg de camarón cosechado para el estanque 6).

Por otra parte, cuando examinamos las cargas netas (salidas – entradas) vía el agua para estanques comerciales de Sonora semi-intensivos y los aquí estudiados tenemos algunas diferencias muy marcadas entre ellos (Tabla 12). Solamente el flujo neto de nitritos fue comparable entre ambos cultivos, en el resto de las variables hay diferencias muy marcadas; para el caso del amonio, en promedio, los estanques de agua de pozo producen una carga neta menor (a la mitad) que los estanques de agua marina; similarmente, el fósforo disuelto, la clorofila a y los nitratos resultaron más bajos en los estanques de agua de pozo que en los de agua marina con recambio. Por su parte, los sólidos suspendidos totales, el nitrógeno total y el fósforo total para los estanques de agua de pozo resultaron con valores negativos, o sea que fue mayor la carga neta en el agua de entrada que de salida, lo que no ocurre con los estanques marinos comerciales (Tabla 12).

Bulford y Lorenzen (2004), señalan que las pérdidas de nutrientes al ambiente pueden reducirse, ya sea a través del reciclamiento directo o indirecto de los nutrientes. Ese procedimiento se presenta de manera inducida al acumularse el nitrógeno en el sedimento, y posteriormente regenerarse y ser finalmente asimilado por los organismos del estanque (Burford y Gilbert, 1999; Burford y Longmore, 2001).

Tabla 12. Flujos estimados (kg/ha) (Promedio \pm desviación estándar) de la carga neta (salidas – entradas) vía el agua para estanques de cultivo de camarón en un cultivo comercial semi-intensivo de 203 días (Casillas-Hernández *et al.*, 2006) y el de 77 días con agua de pozo.

Variable	Estanques comerciales	Estanques experimentales con agua de pozo
Amonio-N	5.0 \pm 0.2	2.4 \pm 1.7
Nitrito-N	0.3 \pm 0.2	0.4 \pm 0.4
Nitrato-N	9.7 \pm 0.3	1.3 \pm 1.4
Nitrógeno total	-	-5.3 \pm 2.4
Fósforo total	-	-0.58 \pm 0.3
Fosfatos-P	3.9 \pm 1.0	0.23 \pm 0.02
Clorofila a	1.10 \pm 0.01	0.17 \pm 1.23
SST	12696 \pm 295	-528 \pm 1114

8.5. Volumen de agua utilizado

El volumen de agua utilizada en los estanques de cultivo de camarón varía de acuerdo al sistema de cultivo, tasas de recambio y a la duración que tenga el periodo de engorda. El presente trabajo tuvo una duración de 77 días con tasa de recambio cero, esto cobra especial relevancia debido a existe un interés creciente a nivel mundial de reducir o eliminar las tasas de recambio de agua para evitar problemas de enfermedades y para que los impactos negativos al ambiente sean aminorados (Treece y Hamper, 2000). En Tailandia y otros países el cultivo en sistemas cerrados se ha convertido en una opción para reducir el riesgo de introducir enfermedades, aminorar las descargas de nutrientes por los efluentes y aprovechar más el alimento natural (Funge-Smith y Briggs, 1998; Tacon, 2002). Sin embargo, el principal inconveniente que puede generar este tipo de sistemas es que se puede requerir del uso de biocidas (hipoclorito de calcio) para eliminar el crecimiento excesivo de fitoplancton o de algún virus (Casillas-Hernández *et al.*, 2006).

En la Tabla 13 se muestran datos de producción, incluidos los rendimientos expresados en m³ de agua utilizada por kg de camarón producido en sistemas semi-intensivos para camarón blanco del Pacífico. Como es de esperarse, en el sistema cerrado tenemos un rendimiento tal que representa entre 1.1 y 7.4 veces menos de agua utilizada con respecto a los sistemas comerciales vigentes en la mayor parte de México. Al comparar los metros cúbicos de agua empleados en este estudio para producir un kilogramo de camarón, los resultados indican que se necesitaron 15.0 m³ de agua, en contraste a los 100 y 200 m³ reportados por Clifford (1992), Hopkins y Villalón (1992). Lo anterior, muestra la ventaja de operar un sistema de producción con cero o mínimo recambio, no obstante al resultado obtenido, el sistema se puede mejorar para aumentar ese rendimiento, Moss *et al* (2004), reportaron rendimientos de 3.0 m³ de agua por kilo de camarón producido.

Tabla 13. Datos de producción y rendimiento en sistemas de cultivo semi-intensivos de camarón blanco (*L. vannamei*) empleando diferentes salinidades y tasas de recambio.

Densidad PL/m ²	Salinidad* (‰)	Recambio* (%)	Producción* (ton/ha)	Duración (días)	Rendimiento* (m ³ agua/kg)	Referencia
14	37.5	4	1.8	130	16.6	Páez-Osuna <i>et al.</i> (1997)
15	36	15	3.1	203	66.8	Casillas-Hernández <i>et al.</i> (2006)
20	42.5	12.7	2.0	190	113	Miranda <i>et al.</i> (2007)

13	1.75	0	1.3	77	15.3	Este estudio
----	------	---	-----	----	------	--------------

*Promedio de las reportadas en los estudios.

8.6. Factor de conversión alimenticia

El factor de conversión alimenticia se calculó de acuerdo a la fórmula: FCA = alimento que ingresó en base seca (kg) entre peso ganado como biomasa de camarón (kg) (Tabla 14). Cuando se compara el promedio del FCA tenemos que el ciclo cerrado experimental aquí estudiado resultó menor respecto a los demás, en principio esto es altamente deseable, sin embargo, la comparación no resulta completamente adecuada ya que los pesos finales del camarón entre los diferentes cultivos y la duración de los ciclos resultó ser muy distinta entre los cuatro estudios referidos. En este último sentido, el cultivo experimental –como es de esperar- tiene los pesos más bajos promedio por individuo al momento de cosechar, lo cual es resultado sobretodo de la corta duración del ciclo (77 días), los demás cultivos tuvieron ciclos de 120 y hasta 230 días. El motivo por el cuál el presente estudio se decidió terminar en 77 días y no más, se debió esencialmente a las bajas temperaturas poco favorables de finales de ese año, y a que se inició con el cultivo algo tarde. En conclusión esta comparación debe de hacerse con precaución pues los ciclos que se comparan tienen diferente duración y pesos finales del camarón cosechado.

Tabla 14. Datos de factores de conversión y de producción en sistemas de cultivo semi-intensivos empleando diferentes tasas de recambio en el cultivo de camarón blanco del Pacífico.

Densidad PL/m ²	Recambio (%)	Sobrevivencia (%)	Peso individual final (g)	Consumo de alimento (kg/ha/ciclo)	FCA	Cita
14	4.5	69	16.0	2200-3800	1.5	Páez-Osuna <i>et al.</i> (1997)
15	15	87	30.9	5555	1.8	Casillas-Hernández <i>et al.</i> (2006)
20	12.7	-	21.0	-	2.1	Miranda <i>et al.</i> (2007)
13	0	63	15.3	1214	0.99	Este estudio

9. Conclusiones

1. El cultivo de camarón resultó ser viable ya que los valores obtenidos de las distintas variables de calidad del agua monitoreadas estuvieron en la mayoría de los casos dentro de los niveles óptimos para cultivos de camarón. Se obtuvieron 1240 kg de camarón por hectárea, con un peso de 15.56 g. Las 4 tallas (número de camarones sin cabeza que forman una libra) obtenidas fueron de 51-60, el 9.59%; de 41-50, el 16.44%; de 36-40, el 54.79%; y de 31-35 un 19.18%. El porcentaje de sobrevivencia fue del 63% y el factor de conversión fue de 0.986.

2. Con respecto a la calidad del agua, los parámetros muestreados se comportaron de manera adecuada y similar a las operaciones del cultivo semi-intensivo de *L. vannamei* con flujo abierto, lo cual muestra que el utilizar la estrategia de cero recambio en las condiciones aquí trabajadas no afecta la calidad del agua lo que se traduce en un buen desarrollo del proceso de producción.

3. De acuerdo con el balance de nutrientes, la principal fuente de nitrógeno y fósforo provino del alimento el cual tuvo una contribución de nitrógeno del 54.9 %, y de 72.1 % de fósforo para el sistema semi-intensivo con agua de pozo y cero recambio aquí estudiado.

4. La eficiencia en la conversión de nitrógeno y fósforo del total que ingresó, a nitrógeno y fósforo convertido en biomasa de camarón (cosechado), expresada en kg/ha fue similar en ambos estanques; 24.2 a 25.4% para el nitrógeno y de 15.3 a 16.8% para el fósforo. Cuando se comparan estos intervalos de recuperación de nutrientes con los de la misma especie en estanques semi-intensivos comerciales con recambio tradicional (3-15%) se tiene que son para el nitrógeno ligeramente menores y para el fósforo ligeramente mayores.

5. Las pérdidas de nutrientes capturados por el sedimento, resultaron en promedio de 52.01 kg N/ha o sea 36.8% para el nitrógeno y de 19.84 kg P/ha, o sea 79.9% para el fósforo, estos porcentajes resultaron ligeramente elevados sí se comparan con los registrados previamente en Sinaloa para el cultivo comercial semi-intensivo de *L. vannamei*.

6. Los valores de las pérdidas ambientales de nitrógeno registradas se consideran intermedios al compararlos con los resultados obtenidos para el cultivo comercial intensivo, semi-intensivo y

extensivo; por cada tonelada de camarón producido se desechan 86.3 kg de nitrógeno; con respecto al fósforo se desechan 16.6 kg por tonelada de camarón cosechado.

7. Se obtuvo un rendimiento mayor en el uso del agua, la cantidad utilizada por kilogramos de camarón producido resultó ser menor (entre 1.1 y 7.4 veces) que la utilizada en los sistemas de cultivo comerciales vigentes en la mayor parte de México; empleándose 15 m³ de agua para producir un kilogramo de camarón, en contraste a los 100 y 200 m³, que se utilizaron en los cultivos tradicionales, esto demuestra la ventaja de operar un sistema de producción con cero recambio.

8. La hipótesis planteada se satisface ya que al trabajar con este tipo de cultivo semi-intensivo a baja salinidad se genera una alternativa viable y promisoría para áreas donde hay disponibilidad de agua con baja salinidad o suelos con características salinas no aptas para la agricultura y debido a que provoca un menor impacto al medio ambiente al utilizar menor cantidad de agua por unidad de producción respecto al sistema tradicional de cultivo con flujo abierto.

11.ANEXOS

ANEXO 1. Salinidad (‰), cloruros (Cl⁻) y sólidos disueltos totales (SDT) en el agua de mar y agua de pozo.

La relación de salinidad y cloruros se expresa de la siguiente manera (Millero, 2005):

Para el agua de mar:

$$S‰ = 1.80665 \text{ Cl}‰ \text{ A una salinidad de } 36‰; \text{ se tiene que } \text{Cl}‰ = 19.897$$

Para el agua de río:

$$\text{SDT} = 16.2564 \text{ Cl}$$

Para el agua de pozo utilizada en el presente estudio se tiene la siguiente relación entre los cloruros y los sólidos disueltos de acuerdo al análisis realizado en base a la Tabla 8b:

$$\text{SDT} = 3.43 \text{ Cl}, \text{ así tenemos que el agua de pozo contiene: } 2118 \text{ mg SDT/L y } 616 \text{ mg Cl/L.}$$

Al tomar como referencia un litro de agua de pozo y asumiendo que este se forma a partir de la mezcla del agua del acuífero y del agua de mar, entonces se tienen las siguientes ecuaciones:

$$V_r + V_{sw} = V_p \text{ lo que es equivalente para un litro a: } V_r + V_{sw} = 1 \quad (1)$$

Asumiendo que el agua del acuífero del Valle de Hermosillo tiene una composición igual al promedio de los ríos del mundo.

Caso A. Para relacionar los SDT del agua de pozo con el agua de mar y del acuífero se tiene:

$$\begin{aligned} C_r V_r + C_{sw} V_{sw} &= 2118 \\ 126.8 V_r + 36000 V_{sw} &= 2118 \end{aligned} \quad (2)$$

Caso B. Para relacionar los cloruros del agua de pozo con el agua de mar y del acuífero se tiene:

$$\begin{aligned} C_r V_r + C_{sw} V_{sw} &= 616 \\ 7.8 V_r + 19897 V_{sw} &= 616 \end{aligned} \quad (3)$$

Donde:

V_r = volumen del agua de río

V_{sw} = volumen del agua de mar

V_p = volumen de agua de pozo

C_r = concentración del agua de río

C_{sw} = concentración del agua de mar.

ANEXO 2. Datos de tamaño, sobrevivencia, biomasa y alimento para el estanque 5

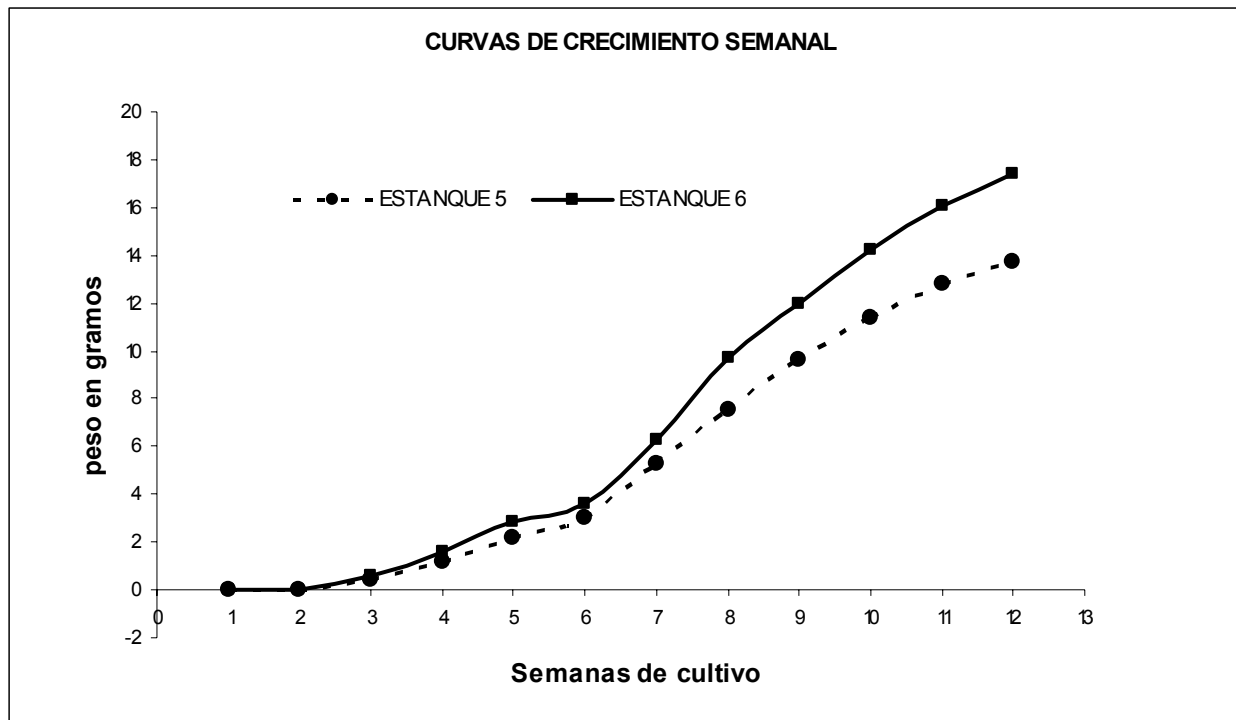
Superficie de cultivo (m ²)	2500
Densidad de siembra (PL/m ²)	13
Numero de organismos en engorda	32,500
Sobrevivencia (%)	63
No. Final de Organismos	20,475
Biomasa Final C/Cabeza (kg)	280.71
Biomasa Final S/Cabeza (kg)	179.66
Rendimiento Camarón Entero/ha (kg)	1,122.85
Rendimiento Camarón Sin Cabeza/ha (kg)	718.62

Fecha	Semana De cultivo	No. De Días	Tamaño (gr)	% de Sobre- vivencia	No. de Cam.	Densidad cam. / m ²	Biomasa (Kg)	Biomasa (kg / ha)	% Alimento	Alimento Semanal Kg/Sem	Alimento Acumulado kg	F.C.A.
25/08/06	1	siembra	0,003	100,0	32.500	13,000	0,10	0,39	8 kg/ha	14,00	14,00	143,590
01/09/06	2	7	0,010	90,0	29.250	11,700	0,29	1,17	6 kg/ha	10,50	24,50	83,761
08/09/06	3	14	0,410	85,0	27.625	11,050	11,33	45,31	6 kg/ha	10,50	35,00	3,090
15/09/06	4	21	1,210	80,0	26.000	10,400	31,46	125,84	4,77	10,50	45,50	1,446
22/09/06	5	28	2,210	75,0	24.375	9,750	53,87	215,48	3,71	14,00	59,50	1,105
29/09/06	6	35	3,010	70,0	22.750	9,100	68,48	273,91	5,84	28,00	87,50	1,278
06/10/06	7	42	5,310	68,0	22.100	8,840	117,35	469,40	3,41	28,00	115,50	0,984
13/10/06	8	49	7,510	67,0	21.775	8,710	163,53	654,12	4,59	52,50	168,00	1,027
20/10/06	9	56	9,610	66,0	21.450	8,580	206,13	824,54	2,43	35,00	203,00	0,985
27/10/06	10	63	11,410	65,0	21.125	8,450	241,04	964,15	2,07	35,00	238,00	0,987
03/11/06	11	70	12,810	64,0	20.800	8,320	266,45	1.065,79	1,69	31,50	269,50	1,011
10/11/06	12	77	13,710	63,0	20.475	8,190	280,71	1.122,85	1,50	29,40	298,90	1,065

ANEXO 3. Datos de tamaño, sobrevivencia, biomasa y alimento para el estanque 6

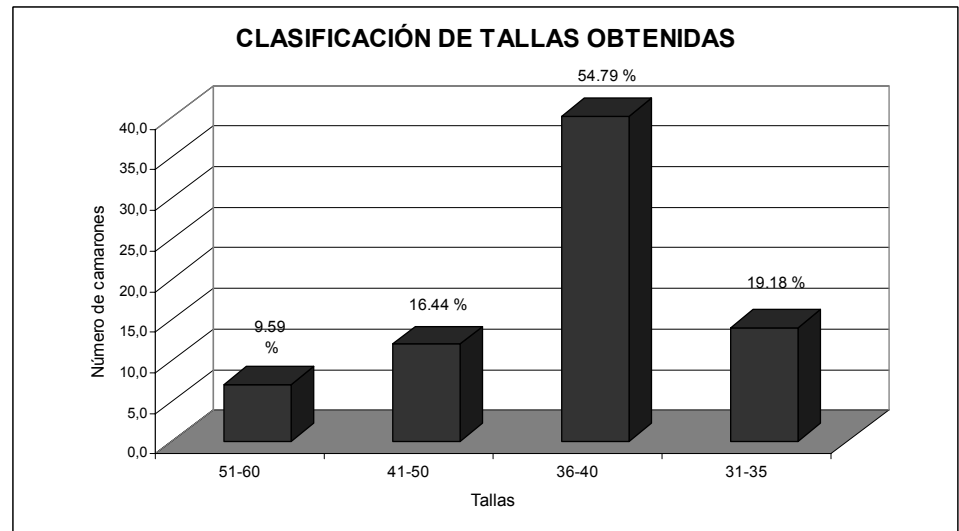
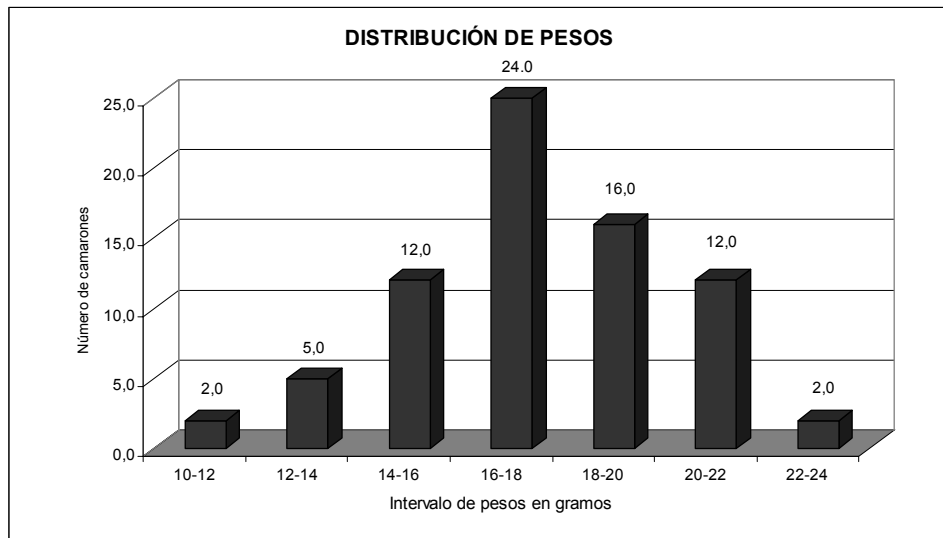
Superficie de cultivo (m ²)	2500
Densidad de siembra (PL/m ²)	13
Numero de organismos en engorda	32,500
Sobrevivencia (%)	60
No. Final de Organismos	19,500
Biomasa Final C/Cabeza (kg)	339.50
Biomasa Final S/Cabeza (kg)	217.28
Rendimiento Camarón Entero/ha (kg)	1,357.98
Rendimiento Camarón Sin Cabeza/ha (kg)	869.11

Fecha	Semana de cultivo	No. de Días	Tamaño (gr)	% de Sobre- vivencia	No. de Cam.	Densidad Cam. / m ²	Biomasa (Kg)	Biomasa (kg / ha)	% Alimento	Alimento Semanal Kg/Sem	Alimento Acumulado kg	F.C.A.
25/08/06	1	siembra	0,003	100,0	32.500	13,000	0,10	0,39	8 kg/ha	14,00	14,00	143,590
01/09/06	2	7	0,010	90,0	29.250	11,700	0,29	1,17	6 kg/ha	10,50	24,50	83,761
08/09/06	3	14	0,610	85,0	27.625	11,050	16,85	67,41	6 kg/ha	10,50	35,00	2,077
15/09/06	4	21	1,610	80,0	26.000	10,400	41,86	167,44	3,58	10,50	45,50	1,087
22/09/06	5	28	2,810	75,0	24.375	9,750	68,49	273,98	2,92	14,00	59,50	0,869
29/09/06	6	35	3,610	70,0	22.750	9,100	82,13	328,51	4,87	28,00	87,50	1,065
06/10/06	7	42	6,310	68,0	22.100	8,840	139,45	557,80	2,87	28,00	115,50	0,828
13/10/06	8	49	9,710	67,0	21.775	8,710	211,44	845,74	3,55	52,50	168,00	0,795
20/10/06	9	56	12,010	66,0	21.450	8,580	257,61	1.030,46	1,94	35,00	203,00	0,788
27/10/06	10	63	14,210	65,0	21.125	8,450	300,19	1.200,75	1,67	35,00	238,00	0,793
03/11/06	11	70	16,110	64,0	20.800	8,320	335,09	1.340,35	1,49	35,00	273,00	0,815
10/11/06	12	77	17,410	60,0	19.500	7,800	339,50	1.357,98	1,47	35,00	308,00	0,907



Anexo 4. Curvas de crecimiento semanal observadas para los dos estanques estudiados

ANEXO 5. Relación de pesos y longitudes obtenidas al final del ciclo



10. LITERATURA CITADA

- Allen, D., Boyd, C.E., Samocha, T.M. (2004). Acclimating Pacific white Shrimp *Litopenaeus vannamei*, to Inland, Low-Salinity Waters. Southern Regional Aquaculture Center.
- Alonso-Rodríguez, R., Páez-Osuna, F. (2003). Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special referent to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture* 219(1-4), 317-336.
- Angulo Calderón, J.A., Mejia Malpia, A., Engel Ugalde, R. (2005). Cultivo experimental de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en el valle de Mezquital, Hidalgo, *Panorama Acuícola Magazine* 10(2), 10-15.
- Anónimo (2008). SEMARNAP. Delegación Mazatlán (Informe no-publicado).
- APHA (American Public Health Association) (1989). Standard Methods for the examination of water and wastewater. 17th edition. Port City Press, Baltimore. 2-70-2-71.
- Aspila, K.I., Agemian, H., Chau, A.S.Y. (1976). A semi-automated method for the determination of inorganic, organic and total phosphate in sediments. *The Analyst* 101 (1200), 187-197.
- Boyd, C.E. (1989). Water Quality Management and Aereation in Shrimp Farming. Fisheries and Allied Aquacultures Departamental Series No. 2. Alabama: Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn Universtity, 70 p.
- Boyd, C.E. (1990). Water quality in Ponds for Aquaculture. Alabama: Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn Universtity, 482 p.
- Boyd, C.E. (1998). Pond water aereation systems, *Aquacultural Engineering* 18, 9-40.
- Boyd C.E. y D. Teichert-Coddington. (1995). Dry matter, ash and elemental composition of pond culture *Penaeus vannamei* and *Penaeus stylirostris*. *Journal of the World Aquaculture Society* 26, 165-173.
- Boyd C.E., Tucker, C.S. (1998). Pond Aquaculture Quality Management. Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 720 p.
- Boyd, C.E., Wood, C.W., Thunjai, T. (2002). Aquaculture pond bottom soil quality management. Pond Dynamics. Aquaculture Collaborative Research Support Program. Oregon State University, 41 p.
- Boyd, C.E., Fast, A.W. (1992). Pond Monitoring and Management. p. 497-513. *In Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Arlo W. Fast and L. James Lester (Editors). Amsterdam: Elsevier, 862 p. (Developments in Aquaculture and Fisheries Science, Vol. 23).
- Bray, W.A., Lawrence, A.L., Leung-Trujillo, J.R. (1994). The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on the interaction of IHVN virus and salinity, *Aquaculture* 122, 133-146.

- Braaten, R. O., Flaherty, M. (2000). Hydrology of inland brackishwater shrimp ponds in Chachoengsao, Thailand, *Aquaculture Engineering* 23, 295-313.
- Bremner, J.M. (1965). Organic forms of nitrogen. p. 1238-1255. *In: Methods Of Soil Analysis: Part 2 Chemical And Microbiological Properties*. Black, C.A. (Ed.). American Society of Agronomy.
- Bremner, J. M. (1996). Nitrogen total. p. 1085-1121. *In: Methods of soil analysis. Part 3. Chemical methods*. Sparks, D.L. (Ed.). Madison, WI: American Society of Agronomy-Soil Science Society of America, 1264 p.
- Briggs, M.R.P., Funge-Smith, S.J. (1994). A nutrient budget of some intensive marine shrimp ponds in Thailand. *Aquaculture and Fisheries Management* 25, 789-811.
- Brock, J.A., Lightner, D.V., Hasson, K. (1997). Recent developments and an overview of Taura Syndrome of farmed shrimp in the Americas. p. 275-284. *In: T.W. Flegel and McRae. I.H., eds. Diseases in Asian aquaculture III. Fish health section, Asian Fisheries Society, Manila, Philippines.*
- Browdy, C.L., Holloway, J.D., King, C.O., Stokes, A.D., Hopkins, J.S., Sandifer, P.A. (1993). IHNV virus and intensive culture of *Penaeus vannamei*: effects of stocking density and water rates. *Journal of Crustacean Biology* 13, 87-94.
- Browdy, C.L., Bratvold, D., Hopkins, J.S., Stokes, A.D. (1998). Progressive pond management strategies for improving sustainable shrimp production. *In: Jory, D.E., (1998), editor. Proceedings of the first Latin American shrimp farming congress. Grupo de Ferias, Congresos y Eventos, Panama.*
- Burford, M.A., Preston, N.P., Gilbert, P.M., Dannison, W.C. (2002) Tracing the fate of ¹⁵N-enriched feed in an intensive shrimp system. *Aquaculture* 206, 199-216.
- Burford, M.A., Lorenzen, K. (2004). Modelling nitrogen dynamics in intensive shrimp ponds: the role of sediment remineralisation. *Aquaculture* 229, 129-145.
- Burford, M.A., Gilbert, P.M. (1999). Short-term nitrogen uptake and regeneration in early and late growth phase shrimp ponds. *Aquaculture Research* 30, 215-227.
- Burford, M.A., Williams, K.C. (2001). The fate of nitrogenous waste from shrimp feeding. *Aquaculture* 198, 79-93.
- Burford, M.A., Longmore, A.R. (2001). High ammonium production from sediments in hypereutrophic shrimp ponds. *Marine Ecology Progress Series* 224, 185-195.
- Calvo, L. (1998). Use of feed trays to control pollution in shrimp culture pond and to reduce F.C.R. *In: Proceedings of the first Latin American shrimp farming congress. Grupo de Ferias, Congresos y Eventos, Panama. Jory, D.E (Editor).*

- Campos, A. (2002). Size selectivity of diamond and square mesh cods ends for four by-catch species in the crustacean fishery off the Portuguese south coast, *Fisheries Research* 60, 79-97.
- Casillas, H.R., Nolasco, S.H., García G.T., Páez-Osuna, F. (2007). Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds utilizing two different feeding strategies, *Aquacultural Engineering* 36, 105-114.
- Casillas, H.R., Magallón, B.F, Portillo, C.G., Páez-Osuna, F. (2006). Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds form Sonora, Mexico using two feeding strategies: trays and mechanical dispersal, *Aquacultural Engineering* 258, 289-298.
- Cho, C., J. Hynes, K. Wood, Yoshida, H. (1994). Development of high-nutrient dense, low population diets and prediction of aquaculture wastes using biological approaches. *Aquaculture* 124:293-305.
- Clifford III, C.H. (2000), Manual de operaciones de Super Shrimp, 102 p.
- Clifford, H.C. (1993). El manejo de estanques camarón. Camarón 94'. Seminario Internacional del Cultivo de Camarón, Mazatlán Sinaloa, México. 27 p.
- CNA. (2004). "Ley de Aguas y su Reglamento", México, D. F., 33-113.
- Comité de Sanidad Acuícola del Estado de Sonora, (2002). Reglamento sanitario para granjas de camarón, Cd. Obregón, Sonora, México, 10 p.
- CONCYTEY. (2005). Consejo de ciencia y tecnología de estado de Yucatán. Revista juvenil Kanik. El Camarón Blanco del Pacífico y su Cultivo en Sistema Cerrado de Agua Dulce <http://www.cienciaytecnologia.yucatan.gob.mx/noticias/verarticulo.php?IdArticulo=128>
- COSAES, (2007). www.cosaes.com/antecedentes_inocuidad.htm
- Csavas, I. (1994). Management of natural productivity in marine shrimp: semi-intensive ponds. *Aquaculture Magazine* 20 (6), 90-100.
- Davis, D.A., Arnold, C.R. (1998). The design management and production of a recirculating raceway system for the production of marine shrimp, *Aquacultural Engineering* 17, 193-211.
- Davis, D.A., Samocha, T.M., Boyd, C.E. (2004). Acclimating Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, to Inland, low-salinity waters. Southern Regional Aquaculture Center; SRAC Publication No. 2601.
- Eppley, R.W, Koeller, P., Wallace, G.T. (1978) Stirring influences the phytoplankton species composition within enclosed columns of coastal sea water. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 3, 219-239.

- Fanning, F.A., Pikon, M.E.Q., (1973). On the spectrophotometric determination of a silica in natural waters. *Analytical Chemistry*, 45(1):136-140.
- FAO. (1995). Code of conduct for responsible fisheries. Rome, Italy: FAO, 41 p.
- FAO-Fisheries. (2001). Production, Utilization and Trade. *In: Thirty-first session conference the state of food and agriculture*. FAO, Rome, Italy, 70 p.
- Fast, A.W. (1992). Penaeid ultra intensive growth system. p. 391-398. *In Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Arlo W. Fast and L. James Lester (Editors). Amsterdam: Elsevier, 862 p.
- Fast, A.W., Menavesveta, P. (2000). Some recent issues and innovations in marine shrimp pond culture. *Reviews in Fisheries Science* 8(3), 151-233.
- Funge-Smith, S.J., Briggs, M.R.P. (1998). Nutrient budgets in intensive shrimp ponds: implications for sustainability. *Aquaculture*, 164:117-133.
- Graslund, S., Holmstrom, K., Wahlstrom, A. (2003). A field survey of chemical and biological products used in shrimp farming. *Marine Pollution Bulletin* 46, 81-90.
- Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Krembling, K. (1990). *Methods of Seawater Analysis*. Edit. Verlag Chemie 2^a. Edición 126-157.
- Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Kremling, K. (1983). *Methods of Seawater Analysis*. Second, Revised and Extended Edition. Deerfield Beach, Florida: Verlag Chemie; 419 p.
- Gutiérrez-Venegas, J.L. (2005). La industria del cultivo de camarón en México su historia, presente y proyección al futuro. *Industria Acuicola*. 1(5), 16-22.
- Gutiérrez-Venegas, J.L. (2006). Reporte técnico-económico del cultivo de camarón en México. *Industria Acuicola* 2(3), 10-13.
- Gutiérrez-Venegas, J.L. (2006). Reyes Fierro, M. (2006). Cultivo industrial de rana en Sinaloa. *Industria Acuicola* 2(3), 16-22.
- Hajek, B.F., Boyd, C.E. (1994). Rating soil and water information for aquaculture. *Aquacultural Engineering* 13, 115-128.
- Hargreaves, J.A. (1998). Nitrogen biogeochemistry of aquaculture ponds (a review). *Aquaculture* 166, 181-212.
- Haws, M.C., Boyd, C.E., Green, B.W. (2001). Buenas prácticas de manejo en el cultivo de camarón en Honduras. Ed. COSAT Resources Center University of Rhode Island. U.S.A., 101 p.
- Hopkins, J.S., Sandifer, P.A., Browdy, C.L. (1995). Effect of two feed protein levels and feed rate combinations on water quality and production of intensive shrimp ponds operated without water exchange, *Journal of the World Aquaculture Society* 26, 93-97.

- Hopkins, J.S., Sandifer, P.A., Browdy, C.L. Stokes, A.D. (1991). The effect of minimal water exchange on the water quality and production of intensive marine shrimp ponds, p. 33. In Bok abstracts, Aquaculture '91, World Aquaculture Society, Baton, Rouge, USA.
- Hopkins, J.S., Hamilton, R.D., Sandifer, P.A., Browdy, C.L., Stokes, A.D. (1993). Effect of water exchange rate on production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets in intensive shrimp ponds. *Journal of the World Aquaculture Society* 24, 303-320.
- Hopkins, J.S., Sandifer, P.A., Browdy, C.L. (1995). A review of water management regimes which abate the environmental impacts of shrimp farming: p. 157-166. In: *Swimming through troubled water. Proceedings of the special session on shrimp farming*, Browdy, C.L., and Hopkins, J.S. (Editors). Baton Rouge, USA. World Aquaculture Society,
- Hopkins, J.S., Villalon, J. (1992). Synopsis of industrial panel input on shrimp pond management. p. 138-143. In: *Proceedings of the special session on shrimp farming*. Wiban, J.A. (Ed.), Baton Rouge, Louisiana: World Aquaculture Society,
- INEGI. (1993). Estudio Hidrológico del Estado de Sonora. Aguascalientes, Ags., INEGI, 185 p.
- INEGI. (2000). Síntesis de Información Geográfica del Estado de Sonora. Aguascalientes, Ags., INEGI, 87 p.
- Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora. (2001). Directorio estatal de acuicultores. Hermosillo, Sonora, México: Secretaría de Desarrollo Económico y Productividad, 8 p.
- Iwama, G.K. (1991). Interactions between aquaculture and the environment. *Critical Reviews in Environmental Control* 21(2), 177-216.
- Jackson, C., Preston, N., Thompson, P.J. Burford, M. (2003). Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. *Aquaculture* 218, 397-411.
- Lara-Anguiano y Maldonado-Hernández (1995).
- Lawrence, A.L., Velasco, M., Montoya, R., Samocha, T.M. (1998). Shrimp feed management effect on effluent water quality. In: Jory, D.E., (Editor). Proceedings of the first Latin American shrimp farming congress. Grupo de Ferias, Congresos y Eventos, Panama.
- Lightner, D.V., Hasson, B.L., Redman, R.M. (1998). Experimental infection of western hemisphere penaeid shrimp with Asian White Spot Syndrome Virus and Asian Yellow Head Virus. *Journal of Aquatic Animal Health* 10, 271-281.
- Lin, C.K., Muthuwan, V. (1995). Water and nutrient budgets in intensive shrimp culture ponds. *Asian Shrimp News*. Asian Shrimp Culture Council, The 2nd Quarter 1995, Issue 22.
- Losordo, T.M. (1991). Engineering considerations in closed recirculating systems, Aquaculture systems engineering. p.58-69. In: *Proceedings of the World Aquaculture Society of Agricultural Engineers jointly sponsored session*, San Juan, Puerto Rico,

- Losordo, T.M., Masser, M.P. and Rakocy, J. (1998). Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: An Overview of Critical Considerations. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC) Publication 451, 1-6.
- Margalef, R. (1961). Correlation between different species of phytoplankton. *Hidrobiology* 18, (1-2), 155-164.
- Martin, J.L.M., Veran, Y., Guelorget, O., Pham, D. (1998). Shrimp rearing: stocking density, growth, impact on sediment, waste output and their relationships studied through the nitrogen budget in rearing ponds. *Aquaculture* (164), 135-149.
- Martínez-Córdova, L.R. Villareal-Colmenares, H., Porchas-Cornejo, M. (1997). Effect of aeration rate on growth, survival and yield of white shrimp *Penaeus vannamei* in low water exchange ponds, *Aquacultural Engineering* 16, 85-90.
- Martínez-Córdova, L.R., Porchas-Cornejo, M.A., Villareal-Colmenares, H., Calderón-Pérez, J.A., Naranjo-Paramo, J. (1998). Evaluation of three feeding strategies on the culture of white shrimp *Penaeus vannamei* Boone 1931 in low water exchange ponds, *Aquacultural Engineering* 17, 21-28.
- McIntosh, R.P. (1999). Changing paradigms in shrimp farming. *Global Aquaculture Advocate* 24, 40-47.
- McIntosh, R.P., Fitzsimmons, K. (2003). Characterization of effluent from an inland, low salinity shrimp farm: what contribution could this water make if use for irrigation. *Aquacultural Engineering* 27, 147-156.
- Mcgraw, W.J., Scarpa, J. (2004). Mortality of freshwater acclimated *Litopenaeus vannamei* associated with acclimation rate, habituation period, and ionic challenge. *Aquaculture* 236, 285-296.
- Miller, J.C., Miller, J.N. (1988). Statistics for Analytical Chemistry. 2a. ed. Ellis Horwood limited. Publishers Chichester, West Sussex, P0191EB, England. 227 p.
- Miranda, A., Voltolina, D., Brambilla-Gómez, M.A., Frías-Espéricueta, M.G., Semental, J. (2007). Effluent characteristics and nutrient loading of a semi-intensive shrimp farm in NW Mexico. *Vieu et Milleu* 57 (1-2), 21-27.
- Moss, M.S, Arce, M.S., Argue, J.B., Otoshi, A.C., Calderon, O.R.F., Tacon, J.G.A. (2001). Greening of the blue revolution: efforts toward environmentally responsible shrimp culture. *In: Proceedings of the special session on sustainable shrimp culture*. Baton Rouge, USA., 1-19 p.
- Moss, M.S. (2002). Marine shrimp farming in the western hemisphere: Past problems, presents solutions and future visions, *Fisheries Science* 10, 1-20.

- Naylor, R.L., Goldberg, R.J., Mooney, H., Beveridge, M., Clay, J., Folke, C., Kautsky, N., Lutchenco, J., Primavera, J., Williams, M. (1998). Nature's subsidies to shrimp and salmon farming, *Science* 282, 883-884.
- Naylor, R.L., Goldberg, R.J., Mooney, H., Beveridge, M., Clay, J., Folke, C., Kautsky, N., Lutchenco, J., Primavera, J., Troell, M. (2000). Effect of aquaculture on world fish supplies. *Nature* 405, 1017-1024.
- Nixon, S.W. (1995). Coastal marine eutrophication: a definition, social causes and future concerns. *Ophelia* 41, 199-219.
- NRC (National Research Council). (2000). Clean Coastal Waters: Understanding and Reducing the Effects of Nutrient Pollution. Washington, D.C.: National Academy Press, 428 p.
- Nunes, A., Velásquez, C. (2001). Low-salinity, inland shrimp culture in Brazil and Ecuador: economic, disease issues move far away from Coasts. *The advocate* 4 (3): 62-64.
- Ocean Garden (2003). <http://www.oceangarden.com/spanish/html/span.html>
- Paerl, H.W., Whitall, D.R. (1999). Anthropogenically-derived atmospheric nitrogen deposition, marine eutrophication and harmful algal blooms expansion: is there a link? *Ambio* 28, 307-311.
- Páez-Osuna, F. (2001a). The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environmental Management* 28(1), 131-140.
- Páez-Osuna, F. (Editor). (2001b). Camaronicultura y Medio Ambiente. México: U.N.A.M., ICML, PUJAL y El Colegio de Sinaloa, 451 p.
- Páez-Osuna, F., Guerrero, S.R., Ruíz-Fernández, A.C., Espinoza-Angulo, R. (1997). Fluxes and mass balances of nutrients in a semi-intensive shrimp farm in North-West Mexico. *Marine Pollution Bulletin* 34(5), 290-207.
- Páez-Osuna, F., Guerrero, S.R., Ruíz-Fernández, A.C. (1998). The environmental impact of shrimp aquaculture and the coastal pollution in Mexico. *Marine Pollution Bulletin* 36(1), 65-75.
- Páez-Osuna, F., Ramírez-Reséndiz, G., Ruiz-Fernández, A.C., Soto-Jiménez, M.F. (2007). La contaminación por nitrógeno y fósforo en Sinaloa: flujos, fuentes, efectos y opciones de manejo. México: U.N.A.M., El Colegio de Sinaloa, 304 p. (Serie: Lagunas Costeras).
- Páez-Osuna, F., Gracia-Gasca, A., Flores-Verdugo, F., Lyle-Fritch, M.L., Alonso-Rodríguez, R., Roque, A., Ruiz-Fernández, A.C. (2003). Shrimp aquaculture development and the environment in the Gulf of California eco region. *Marine Pollution Bulletin* 46(7), 806-815.
- Panorama Acuícola Magazine. http://www.panoramaacuicola.net/noticia.php?art_clave=69. Entrevista al Biólogo Simón Campos Pérez, promotor de FIRA. 2002-07-01.
- Parsons, T.R., Maita, Y., Lally, C.M. (1984). A Manual of Chemical and Biological Methods for

Seawater Analysis. Oxford: Pergamon, 173 p.

- Phillips, M.J. (1994). Aquaculture and the environment-striking a balance. In: Proceedings of nfofish Aquatech 94, 29-31 August 1994, Colombo, Sri Lanka.
- Reid, B., Arnold, C.R. (1992). The intensive culture of the penaeid shrimp *Penaeus vannamei* Boone in a recirculating raceway system, *Journal of the World Aquaculture Society* 23, 146-153.
- Ritvo, G., J. Dixon, A. Lawrence, T. Samocha, W. Nelly, y M. Speed. (1998). Accumulation of chemical elements in Texas shrimp ponds solids. *Journal of the World Aquaculture Society* 29(4), 422-431.
- Rivera-Monroy, V.H., Torres, L.A., Bahamon, N., Newmark, F., Twilley, R.R. (1999). The potential use of mangroves forest as nitrogen sinks of shrimp aquaculture pond effluents: the role of denitrification. *Journal of the World Aquaculture Society* 30(1), 12-25.
- Robertson, A.I., Phillips, M.J. (1995). Mangroves as filters of shrimp ponds effluent: predictions and biochemical research needs. *Hydrobiologia* 295, 311-321.
- Rosales-Hoz, M.T.L. (1979). Manual de Laboratorio de Oceanografía Química. México, D.F.: U.N.A.M., Centro de Ciencias del Mar y Limnología, 203 p.
- Rosales-Hoz, M.T.L., (1980). Manual de Laboratorio de Oceanografía Química. México, D.F.: U.N.A.M., Centro de Ciencias del Mar y Limnología, 170 p.
- Rosenberry, B. (2006). Shrimp News International, March 14, 2006.
- Ruiz-Fernández, A.C., Páez-Osuna, F. (2004). Comparative Survey of the Influent and Effluent Water Quality of Shrimp Ponds on Mexican Farms. *Water Environment Research* 76(1), 5-14.
- Saldías, C., S. Sonnenholzner., y L. Massaut. (2002). Balance de nitrógeno y fósforo en estanques de producción de camarón en Ecuador. *El Mundo Acuícola* 8(1), 7-19.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Pooser, D. (1998). Growth and survival of juvenile *Penaeus vannamei* in low salinity water in a semi-closed recirculating system, *The Israeli Journal of Aquaculture* 50, 55-59.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Collins, C.R., Emberson, C.R., Harvin, J.L., Van Wyk, P.M. (2001). Development of integrated, environmentally sound, inland shrimp production technologies for *Litopenaeus vannamei*. p. 64-75. In: *The New Wave Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Farming*. Browdy, C.L. and Jory, D.E. (Editors). Baton Rouge, USA:

- Samocha, T.M., Hamper, L., Emberson C.R., Davis, A.D., McIntosh, D., Lawrence, A.L., Van Wyk, P.M. (2002). Review of some recent developments in sustainable shrimp farming practices in Texas, Arizona and Florida, *Journal of Applied Aquaculture* 12, 1-42.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Collins, C.A., Castille, F.L., Bray, W.A., Davies, C.J., Lee, P.G., Wood, G.F. (2004), Production of the pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in high density greenhouse enclosed raceways using low salinity groundwater. *Journal of Applied Aquaculture* 15, 1-19.
- Sampeiro, R.G. (1999). Hidroponia básica, ed. DIANA, México, D.F., 153 p.
- Sampeiro, R.G. (2000). Hidroponia comercial. Ed. DIANA, México, D.F. 157 p.
- Santoyo-Reyes, H. (1994). Fitoplancton y productividad. p. 221-265. *En: Lagunas Costeras y el Litoral Mexicano*. De La Lanza-Espino G. y Cáceres-Martínez, C. (Eds). México: U.A.B.C.S., 525 p.
- Schuur, A.M. (2003). Evaluation of biosecurity applications for intensive shrimp farming. *Aquacultural Engineering* 28, 3-19.
- Shahidul, I., Sarker. J., Yamamoto. T., Wahab, A., Tanaka, M. (2004). Water and sediment quality, partial mass budget and effluent N loading in coastal brackishwater shrimp farms in Bangladesh. *Marine Pollution Bulletin*, 48, 471-485.
- Smith, L.L., Lawrence, A.L. (1999). Feasibility of penaeid shrimp culture in inland saline groundwater feed ponds. *The Texas Journal of Science* 42, 3-12.
- Smith, D. M., Burford, M. A., Tabrett, S. J., Irvin, S. J., Ward. L. (2002). The effect of feeding frequency on water quality and growth of the black tiger shrimp (*Penaeus monodon*). *Aquaculture* 207, 125-136.
- Solórzano, L. (1969). Determination of the ammonia in natural waters by phenol-hypochlorite method. *Limnology and Oceanography* 14, 798.
- Spencer, C.P. (1975). The Micronutrient Elements p. 245-300 *In: Chemical Oceanography. Volume 2. 2nd Edition*. Riley, J.P., Skirrow, G. Academic Press. London. 647 p.
- Strickland, J.D.H., Parsons, T.R. (1972). A practical Handbook of Seawater Analysis. Fisheries Research Board of Canada, 2nd. Edition. Ottawa.
- Stumm, W., Morgan, J.J. (1970). Aquatic Chemistry. An Introduction emphasizing chemical equilibrium in natural waters. New York: Wiley-Interscience, 583 p.
- Tacon, A.G.H. (2002). Thematic review of feeds and feed management practices in shrimp aquaculture. Report prepared under the World Bank, NACA, WWF and FAO consortium program on shrimp farming and the environment. Work in progress for public discussion. Publisher by the consortium. 69 p.

- Tacon, A.G.J., Cody, J.J., Conquest, L.D., Divakaran, S., Foster, L.P., Decamp, O.E. (2002). Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquaculture Nutrition* 8, 121-137.
- Talavera, V. Sánchez, D. Zapata, L.M. (1997). La acuicultura potencial de camarón y otras especies acuicolas en los desiertos. *Boletín Nicovita* 4(8),
- Teichert-Coddington, D. (1994). La calidad de agua y su manejo en estanques de camarón. Seminario Internacional de Camaronicultura en México, Camarón 94', Mazatlán Sinaloa, México; Febrero de 1994.
- Thakur, D.P., Lin, C.K. (2003). Water quality and nutrient budget in closed shrimp (*Penaeus monodon*) culture systems. *Aquacultural Engineering* 27, 159-176.
- Thoman, E.S., Ingall, E.D., Davis, D.A., Arnold, C.R. (2001). A nitrogen budget for a closed, recirculating mariculture system. *Aquacultural Engineering* 24, 195-211.
- Treece, G. (2002). Inland shrimp farming in west Texas, U.S.A. *Global Aquaculture Advocate* 5 (3), 46-47.
- Treece, G.D., Hamper, L. (2000). Achieving environmentally friendly shrimp farming in Texas, USA. *World Aquaculture* 31(2), 49-54.
- Tucker, C.S., Boyd, C.E. (1985). Water Quality. p. 135-227. *In: Channel catfish culture ponds*. Tucker, C.S. (Ed.). Netherlands, Elsevier, 657 p. (Developments in Aquaculture and Fisheries Science, Vol. 15).
- Tunvilai, D., Songsangjinda, P., Chaiyakam, K. (1993). Pollution loading of effluent from intensive tiger shrimp culture ponds. Technical Paper 4.
- Tyrell, T. (1999). The relative influences of nitrogen and phosphorus on oceanic primary production. *Nature* 400, 525-531.
- Valiela, I., McClelland, J., Hauxwell, J., Behr, P.J., Hersh, D., Foreman, K. (1997). Macroalgal blooms in shallow estuaries: controls and ecophysiological and ecosystem consequences. *Limnology and Oceanography* 42, 1105-1118.
- Van Wyk, P.M. (1999). Economics of shrimp culture in recirculating aquaculture systems. p. 179-208. *In: Farming marine shrimp in recirculating freshwater system*. P. Van Wyk, Megan Davis-Hodgkins, Rolland Laramore, Kevan L. Main, Joe Mountain and John Scarpa (Eds.). Ft. Pierce, Florida, USA: Florida Department of Agriculture and Consumer Services. Harbor Branch Oceanographic Institution, 220 p.
- Van Wyk, P.M. (1999). Principles of recirculating system design. p. 59-97. *In: Farming marine shrimp in recirculating freshwater system*. P. Van Wyk, Megan Davis-Hodgkins, Rolland Laramore, Kevan L. Main, Joe Mountain and John Scarpa (Eds.). Ft. Pierce, Florida, USA:

- Florida Department of Agriculture and Consumer Services. Harbor Branch Oceanographic Institution, 220 p.
- Van Wyk, P., Scarpa, J. (1999). Water quality requirements and management. p. 141-161. *In: Farming marine shrimp in recirculating freshwater system*. P. Van Wyk, Megan Davis-Hodgkins, Rolland Laramore, Kevan L. Main, Joe Mountain and John Scarpa (Eds.). Ft. Pierce, Florida, USA: Florida Department of Agriculture and Consumer Services. Harbor Branch Oceanographic Institution, 220 p.
- Villalón, J.R. (1991). Practical Manual for semi-intensive Commercial Production of Marine Shrimp. Galveston, Texas, USA: Texas Agricultural and Mechanical Univ., College Station (USA). Sea Grant College Program 104 p.
- Vitousek, P.M., J.D. Aber, R. W. Howarth, G.E. Likens, P.A. Matson, D.W. Shindler, W.H. Schelesinger, Tilman, D.G. (1997b). Human alteration of the global nitrogen cycle: sources and consequences. *Ecological Applications* 7, 737-750.
- Vitousek, P.M., Mooney, H.A., Lubchenko, J., Melillo, J.M. (1997a). Human domination of Earth's ecosystems. *Science* 277, 494-499.
- Wahab, A., Bergheim, A., Braaten, B. (2003). Water quality and partial mass budget in extensive shrimp ponds in Bangladesh. *Aquaculture* 218, 413-423.
- Wyban, J. A., Sweeny, J.N. (1991). Intensive shrimp production technology. The Oceanic Institute, Waimanalo, Hawaii, USA, 158 p.
- Wurman, C.G., Madrid, R.M., Brugger, A.M. (2004). Shrimp farming in Latin America: current status, opportunities, challenges and strategies for sustainable development. *Aquaculture Economics & Management* 8(3-4), 117-142.
- Zar. J.H. (1999). Biostatistical Analysis. 4th. Ed. Prentice Hall. Upper Saddle River, New Jersey 07458.
- Zendejas, H.J. (1994). Manejo del alimento de camarón. p. 1-26. *En: Seminario Internacional sobre camaronicultura en México, Camarón 94*. Mazatlán, Sinaloa. Feb. 10-12, 1994. México, D. F. Purina, S.A. de C.V., p. var.