



Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología

Universidad Nacional Autónoma de México

Unidad Académica Mazatlán



**CALIDAD DEL AGUA Y BALANCE DE NUTRIENTES EN UN SISTEMA
DE CULTIVO ACOPLADO DE CAMARON (*Litopenaeus vannamei*) Y
TOMATE (*Lycopersicum esculentum*), CON AGUA DE POZO Y
RECAMBIO CERO**

T E S I S

Que para obtener el grado académico de

Maestro en Ciencias

(Química Acuática)

P r e s e n t a:

IBQ. Karen Yamila Brito Solano

Director de tesis: Dr. Federico Páez Osuna

Co-director de tesis: M. en C. Manuel Martín Mariscal

Lagarda

Comité tutorial: M. en C. Santiago Capella Vizcaíno

Dr. Martín Merino Ibarra

Dr. Martín Gabriel Frías Espericueta

Dr. Martín Federico Soto Jiménez

Mazatlán, Sinaloa, diciembre del 2010.



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.

Agradecimientos.

Les doy las gracias a mis Padres primeramente por haberme dado la vida y por el apoyo incondicional que siempre me han brindado, por confiar en mí de que puedo lograr lo que me propongo y por hacerme ver que las cosas se pueden conseguir con esfuerzo, dedicación y seguridad. También les doy las gracias a mis hermanos Alain y Mario por estar siempre a mi lado y hacerme ameno cada momento, gracias por ser parte de mi vida diaria. Los quiero mucho.

A mi director de tesis el Dr. Federico Páez Osuna por aceptarme como su alumna y darme la oportunidad de formar parte de su gran equipo de trabajo, gracias por haber sido mi tutor y profesor, haberme ayudado, apoyado y enseñado en todo momento cuando lo necesité, también por la paciencia que siempre me tuvo.

A mi co-director de tesis el M. en C. Martín Mariscal Largada le doy las gracias por el gran apoyo que me brindó desde el primer día, por todas las enseñanzas y sugerencias que me fue dando durante mi formación académica, y por ser tan paciente y dedicado para atender todas mis dudas.

A mis tutores el Dr. Martín Soto, el Dr. Martín Merino, el M. en C. Santiago Capella y al Dr. Martín Frías por el tiempo aportado en mis asesorías y el tiempo invertido en la revisión de este trabajo, como también por las enseñanzas y sugerencias que me aportaron durante éste tiempo.

A mis profesores que tuve durante esta formación académica entre ellos el Dr. Federico Páez, el Dr. Carlos Green, el Dr. Yovani Montaña, el Dr. Juan Madrid, al Mat. Germán Ramírez, al Dr. Martín Soto y todos los profesores que participaron en el curso de Contaminación acuática como también a todos los profesores que participaron en el curso de Limnología.

Al Quim. Humberto Bojorquez Leyva por la gran ayuda en la realización de los análisis que se llevaron a cabo, por la ayuda en la utilización de los equipos del laboratorio y por todos los consejos y enseñanzas que me dio.

A la M. en C. Carmen Cristina Osuna por la ayuda en la redacción, por sus buenas sugerencias y su gran apoyo

Al M. en C. Rafael Hernández Guzmán por el apoyo en el mapa de este trabajo.

Al M. en C. Daniel Olvera y a la M. en C. Magdalena Berges por la ayuda en la redacción y ayuda en el procesamiento de las muestras.

A la I.B.Q: Arcelia Cruz López por el apoyo en los análisis de laboratorio.

A la Sra. María Clara Ramírez Jáuregui por haberme ayudado en la recopilación de información y obtención de artículos científicos y así poder concluir éste estudio.

A Margarita Cordero Ruiz, Gabriela Almaraz Mejía, Diana Juárez Bustos, Natalia Medina, Chantal G. Ruiz Guerrero y Guadalupe Godoy Medina, por su apoyo en todos los trámites administrativos.

Al Mat. Germán Ramírez, al Lic. Carlos Suárez y a la Lic. Herlinda Rojas por la ayuda brindada con todo lo relacionado al centro de cómputo, y por estar siempre al tanto la realización de las video conferencias.

A la Universidad Nacional Autónoma de México, al Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, en especial a la Unidad Académica Mazatlán.

A mis amigos y compañeros del instituto Daniel Olvera, Cristina Osuna, Magdalena Berges, Sara Bojorquez, Caro Bojorquez, Perla Mellado, Yazmin

Segura, Ruth Pasos, Rafael Hernandez, Adriana Pérez, Gladys Martínez, Arcelia Cruz, Julia Ochoa, Elsa Bojorquez, Bibiana Musso, Omar Rúbio, Marcela Fregoso, Suammy Alarcón, Claudia Angel, Victor Núñez, Daniela Alvarado, Susana Osuna y a todos los que me hicieron pasar un rato agradable de desestrés y distracción. Como también a mis amigos que los conozco desde la infancia: Marlen González, Edgar Reséndez y Enrique Páez y a todos mis amigos en general por estar conmigo en todo momento, y brindarme su gran amistad.

ÍNDICE

	Página
Resumen	
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.2 Antecedentes.....	6
II. PROBLEMA O JUSTIFICACIÓN.....	12
III. OBJETIVOS.....	13
3.1 Objetivo general.....	13
3.2 Objetivos específicos.....	13
IV. HIPÓTESIS.....	14
V. METODOLOGÍA.....	15
5.1 Área de Estudio.....	15
5.2. Diseño experimental y funcionamiento del sistema.....	15
5.3. Desarrollo del proceso de producción.....	15
5.3.1. Cultivo de camarón	15
5.3.1.1. Preparación de los tanques de cultivo.....	15
5.3.1.2. Adquisición y transporte de postlarvas.....	16
5.3.1.3. Aclimatación y siembra de postlarvas.....	16
5.3.1.4. Monitoreo de la calidad del agua.....	18
5.3.1.5. Alimentación.....	18
5.3.1.6. Crecimiento y cosecha.....	19
5.3.2. Cultivo de tomate	19
5.3.2.1. Siembra y trasplante.....	20
5.3.2.2. Entutorado o guiado de la planta.....	20
5.3.2.3. Deshoje, podas y raleo.....	21
5.3.2.4. Cosecha.....	21
5.4. Análisis de nutrientes en las muestras de agua.....	21
5.4.1. Determinación de nitritos.....	22
5.4.2. Determinación de nitratos.....	23
5.4.3. Determinación de nitrógeno amoniacal.....	25
5.4.4. Estimación de nitrógeno particulado.....	26
5.4.5. Determinación de nitrógeno y fósforo total en el agua.....	27
5.4.6. Determinación de ortofosfatos disueltos.....	27

5.4.7. Determinación de Clorofila a.....	28
5.5. Análisis de muestras de las planta de tomate (tallo, raíz, hoja y fruto), lodo orgánico, zeolita y camarones.....	30
5.5.1. Análisis de fósforo total en la planta de tomate (tallo, raíz, hoja y fruto), lodo orgánico, zeolita y camarones.....	30
5.5.2. Análisis de nitrógeno total en las muestras de la planta de tomate (tallo, raíz, hoja, fruto), lodo orgánico, zeolita y camarones.....	31
5.6. Balance de masas de nutrientes.....	31
VI. Resultados y Discusiones.....	32
6.1. Cultivo de camarón.....	32
6.1.1. Monitoreo de la calidad del agua.....	36
6.2. Cultivo de tomate.....	44
6.3. Análisis de nutrientes de las muestras de agua.....	45
6.4. Flujos y balance de masas de nutrientes.....	55
6.4.1 Cálculos de los flujos y balances de masas del nitrógeno.....	55
6.4.2. Cálculos de los flujos y balances de masas del fósforo.....	63
VII. CONCLUSIONES.....	74
VIII. LITERATURA CITADA.....	76

Listado de figuras

Figura	Título	Página
1	Localización del sitio donde se desarrolló el proyecto.....	15
2	Diseño experimental propuesto.....	16
3	Diseño del sistema de producción propuesto.....	17
4	Entutorado o guiado de la planta de tomate.....	24
5	Tallas obtenidas en la producción del camarón.....	36
6	Variación del promedio de la temperatura (°C) a lo largo del ciclo de cultivo (● 6 h y ○18 h).....	42
7	Variación del promedio de oxígeno disuelto (mg/L) a lo largo del ciclo de cultivo (● 6 h y ○18 h).....	43
8	Variación del promedio de pH durante el ciclo de cultivo (● 6 h y ○18 h).....	44
9	Variación del promedio de la conductividad eléctrica (μS/cm) a lo largo del ciclo de cultivo (● 6 h y ○18).....	46
10	Variación del promedio de la salinidad (‰) (± desviación estándar) a lo largo del ciclo de cultivo.....	46
11	Variación del promedio de contenido de Clorofila a (mg/m ³) en el agua de cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	48
12	Variación del promedio del contenido de amonio (μM) en el agua de cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	51
13	Variación del promedio del contenido de nitritos (μM) en el agua del cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo hidropónico de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	53
14	Variación del promedio del contenido de nitratos (μM) en el agua del cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	54
15	Variación del promedio del contenido de nitrógeno particulado (μM) en el agua del cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	55

16	Variación del promedio del contenido de nitrógeno inorgánico disuelto (NID) más el nitrógeno particulado (μM) en el agua de cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	56
17	Variación del promedio del contenido de ortofosfatos (μM) en el agua de cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	57
18	Variación del promedio de contenido de fósforo particulado (μM) en el agua de cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	53
19	Variación del promedio del contenido de fósforo total (μM) en el agua de cultivo de camarón y en el agua de salida del cultivo de tomate durante el desarrollo del cultivo.....	59
20	Balance de nitrógeno en el tanque 1 y módulo 1.....	66
21	Balance de nitrógeno en el tanque 2 y módulo 2.....	66
22	Balance de nitrógeno en el tanque 3 y módulo 3.....	67
23	Balance promedio de nitrógeno en los 3 tanques y de los 3 módulos de tomate.....	67
24	Balance de fósforo en el tanque 1 y módulo 1.....	73
25	Balance de fósforo en el tanque 2 y módulo 2.....	73
26	Balance de fósforo en el tanque 3 y módulo 3.....	74
27	Balance promedio de fósforo en los 3 tanques y en los 3 módulos de tomate.....	74

Listado de Tablas

Tabla	Título	Página
1	Variables que influyen en el éxito de la operación de los cultivos acuícolas.....	10
2	Velocidad de aclimatación dependiendo de la salinidad.....	20
3	Parámetros de calidad del agua monitoreados durante el ciclo de cultivo.....	21
4	Datos de producción para <i>Litopenaeus vannamei</i> , obtenidos durante el cultivo acoplado de camarón-tomate, usando agua de pozo con baja salinidad.	36
5	Datos de los factores de producción en cultivos de baja salinidad y cultivos en agua dulce de camarón (<i>L. vannamei</i> y <i>L. monodon</i>) en sistemas semi-intensivos, intensivos e hiper-intensivos.....	39
6	Datos de producción y consumo de agua en diferentes tipos de cultivo de camarón de diferentes especies, empleando diferentes salinidades y tasas de recambio.....	40
7	Caracterización del agua de pozo utilizada para llenar los tanques de cultivo..	41
8	Datos de producción para tomate (<i>Lycopersicum esculentum</i>) obtenidos durante el cultivo acoplado de camarón - tomate, utilizando agua dulce de pozo.....	49
9	Porcentaje de disminución de los nutrientes al pasar por el filtro de zeolita.....	60
10	Carga ambiental de N y P en granjas de camarón para diferentes especies y sistemas de cultivo.....	77

Resumen

Este estudio se llevó a cabo en la Estación Experimental del Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora (CESUES), ubicado en el ejido El Tronconal, Hermosillo Sonora y la parte experimental se realizó del 4 de agosto al 12 de diciembre del 2008, fue financiado por la Fundación Produce Sonora bajo el proyecto 26-2007-1150, que corresponde a la segunda etapa del proyecto “Validación de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) utilizando agua de pozo a baja salinidad” con folio 26-2005-5196 del ejercicio 2006-2007.

El desarrollo experimental consistió de tres tanques circulares (TC) construidos con liner (6 m de diámetro x 1.2 m de altura), lo cual equivale a un volumen de 34 m³ de agua por tanque, que se utilizó para el cultivo de camarón. Además, con el agua de cada tanque que contenían los camarones se irrigan 15 macetas de plástico (3 a 4 kg de capacidad cada una). Es decir a cada módulo de plantas de tomate (45 plantas por módulo con 3 líneas de 15 macetas) se les efectuaron los 3 tratamientos para regar las plantas de tomate, 15 macetas fueron regadas con agua de los tanques, 15 macetas con solución nutritiva y 15 macetas fueron regadas con agua directa del pozo. Las macetas se utilizaron para el cultivo hidropónico de tomate, en ellas, se colocó una capa de 20 cm de zeolita, misma que sirvió como sustrato para el crecimiento de las plantas.

Para el ciclo de producción que fue de 19 semanas se sembró una superficie aproximada de 85 m² que es equivalente a los tres tanques anteriormente mencionados. La densidad de siembra que se utilizó fue de 50 PL/m², lo que da un total de 4,241 postlarvas con una talla mínima de PL₁₂, y al final del cultivo la sobrevivencia fue del 56.3 % y se tuvo un peso promedio individual de 14.0 g y una cosecha de 3,932.1 kg/ha con un factor de conversión alimenticia (FCA) de 1.6. Con el fin de reponer el nivel de agua perdida por evaporación, periódicamente se añadió agua equivalente a una tasa de recambio de agua diario de 0.9%.

Los valores mínimos y máximos de los parámetros físico-químicos durante las 19 semanas de cultivo fueron como sigue: 20.4 - 32.3 °C para la temperatura, 8.1 - 10.6 mg/L para el oxígeno disuelto, 7.7 - 9.6 para el pH, 1,248 – 1,505 µS/cm para la

conductividad eléctrica, 0.8 - 1 mg/L para la salinidad y de 160.1 - 431.0 mg/m³ para la clorofila *a*.

El amonio en el agua de los TC se presentó entre 0.01 a 1.96 µM y en el agua de salida de las macetas de cultivo de tomate (SCT) entre 0.24 y 1.03 µM, el nitrito de 0.1 a 49.0 µM en los TC y de 2.3 a 3.8 µM en la SCT, el nitrato en los TC de 1,962 a 10,192 µM, mientras que en la SCT fue de 3,245 hasta 7,258 µM; el nitrógeno total (NT) en los TC tuvo valores de 2,084 hasta 10,590 µM y en la SCT de 3,441 a 7,510 µM; para los ortofosfatos los TC estuvieron entre 0.2 y 1.4 µM y para el agua de SCT de 0.1 a 0.4, el fósforo particulado en los TC estuvo entre 24.1 y 97.8 µM y en la SCT fluctuó 9.1 y 49.9 y por último el fósforo total en el agua de los TC tuvo valores de 25.5 como mínimo hasta 98.6 µM como máximo y en la SCT variaron de 9.3 a 50.3 µM durante todo el ciclo de cultivo.

En el balance de masas de nitrógeno la mayor ruta de ingreso fue a través del alimento (37.4 %) mientras que la mayor ruta de salida de N se dio a través del agua de vaciado (60.3 %) y la cosecha como biomasa representó un 13.1% de N. Para el balance de fósforo al igual que en el N, el alimento fue el que aportó una mayor fuente de P con 98.1 % y la mayor ruta de salida fue en el lodo orgánico (35.7 %), la cosecha como biomasa significó un 12.9% de P.

Con lo que respecta al uso del agua, al integrar la producción de camarón y tomate se tuvo un consumo de 2.1 m³ de agua/kilogramo cosechado de ambos productos.

Abstract

This study was carried out at the Estación Experimental del Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora, located in the common land El Tronconal, Hermosillo, Sonora. The pilot took place from August 4th to December 12th, 2008

Experimental development consisted of three circular tanks (CT) which is equivalent to a volume of 34 m³ of water per tank, which was used for shrimp farming. The water from each tank containing shrimps it was irrigated 15 plastic pots. Namely, each module of tomato plants were made the 3 treatments to irrigate the tomato plants.

For the production cycle, was planted a surface of 85 m², seeding rate was 50 PL/m², with a size of PL₁₂, at the end of culture the survival was 56.3 %. The average individual weight was 14.0 g and the harvest was 3,932.1 kg/ha with a feed conversion factor of 1.6. and was added 0.9% water daily for restore the level of water lost by evaporation.

The minimum and maximum values of physicochemical parameters during the 19 weeks of culture were as follows: 20.4 and 32.3°C, 8.1 and 10.6 mg/L of dissolved oxygen, 7.7 and 9.6 of pH, 1,248 and 1,505 µS/cm of electrical conductivity, 0.8 and 1 ‰ of salinity and 160.1 and 431.0 mg/m³ of chlorophyll *a*.

The ammonia in the water of the TC was between 0.01 to 1.96 µM and water output of the tomato pots (SCT) was between 0.24 and 1.03 µM, nitrite was from 0.1 to 49.0 µM in TC and from 2.3 to 3.8 µM in the SCT, the nitrate in the TC was of 1.962 to 10.192 µM, whereas in the SCT was from 3,245 to 7,258 µM, the total nitrogen in the TC had values of 2,084 to 10,590 µM and at the SCT from 3,441 to 7,510 µM. The orthophosphates for the TC were between 0.2 and 1.4 µM and for SCT water 0.1 to 0.4, the particulated phosphorus in the TC was between 24.1 and 97.8 µM and at the SCT ranged from 9.1 to 49.9 µM and the total phosphorus in the water from TC had values of 25.5 and 98.6 µM; and the SCT the values ranged from 9.3 to 50.3 µM for the entire growing cycle.

At the nitrogen mass balance, the major route of entry was through food (37.4%) while the highest N output path was through the water discharge (60.3%). For the balance of phosphorus as for N, the food was the one who provided a major source of P with 98.1% and at the output path, P was sedimented, whereby the greatest loss of P was found in the organic sludge (35.7%).

Integrating the production of shrimp and tomato it was obtained a consumption of 2.1 m³ of water per kilogram harvested from both products.

I. INTRODUCCIÓN

La camaronicultura se define como el cultivo de camarón en cualquiera de los ambientes costeros y continentales utilizando aguas de tipo salobre, marino e hipersalino, y que se practica con las distintas tecnologías de manejo. Esta técnica consiste en la cría y engorda de camarones para consumo humano. La cría de camarones para propósitos comerciales comenzó a expandirse en la década de 1980 (Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002; Páez-Osuna, 2001a; 2001 b). Se estima que entre 1-1.5 millones de hectáreas de la zona costera del mundo han sido convertidas en granjas camaronícolas, explotando así los mantos costeros, principalmente en países como China, Tailandia, India, Indonesia, Filipinas, Ecuador, Honduras, Panamá, Nicaragua y México (Páez-Osuna, 2001b). México en los 90's, tuvo una producción de camarón de 5, 000 ton, en el año 2000 fue de 35,000 ton (Casillas *et al.*, 2006; 2007) mientras que en el 2009, la siembra de camarón aumentó, abriéndose al cultivo 76, 324 ha, que dieron una producción total de 129, 096 toneladas (Anónimo, 2010).

El cultivo de camarón tradicionalmente se realiza con flujo abierto, ya sea categorizado en la modalidad extensivo, semi-intensivo o intensivo; estos sistemas de producción, se caracterizan porque emplean grandes cantidades de agua y suelo, por ejemplo en un cultivo semi-intensivo e intensivo se utilizan de 39,000 a 199,000 litros de agua por kilogramo de producto obtenido (Losordo, 1991; Wang y Jacob, 1991; Fast, 1992; Rakocy *et al.*, 1992; Hopkins *et al.*, 1993; Losordo, 1998; Moss *et al.*, 2001; Samocha *et al.*, 2002; Wang, 2003).

Las enfermedades se han convertido en el mayor obstáculo para el desarrollo del cultivo de camarón (FAO, 2004) ya que han ocasionando significativas pérdidas económicas en algunas partes del mundo, especialmente el virus de la mancha blanca (WSSV), cabeza amarilla (YHV) y el síndrome del virus del Taura (TSV) (Moss *et al.* 2001; Moss, 2002; Wang, 2003). En México las enfermedades más frecuentes son causadas por parásitos, el virus de la mancha blanca, y la vibriosis (Páez-Osuna *et al.*, 2003).

La siembra de camarón además de tener que enfrentar a las enfermedades, también ha enfrentado las denuncias y señalamientos por parte de organizaciones

no-gubernamentales, que responsabilizan a la camaronicultura de la destrucción del hábitat, contaminación del agua, introducción de organismos no nativos, uso de proteína marina animal para la fabricación de alimento balanceado, etc. (Moss *et al.*, 2001). 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 patógenos a los estanques de cultivo, haciendo que la actividad sea sustentable en el largo plazo (Páez Osuna 2001a; Moss, 2002).

Para reducir y mitigar los efectos negativos que produce la camaronicultura hacia el medio ambiente y también reducir la introducción de patógenos que causan las enfermedades, se han adoptado diferentes medidas entre las cuales están (Hajek y Boyd, 1994; Hopkins *et al.*, 1995; Browdy *et al.*, 1998; Calvo, 1998; Lawrence *et al.*, 1998; Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002):

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

Páez-Osuna (2001a; 2001b) presenta una lista de las alternativas para mitigar y contrarrestar los impactos adversos de la camaronicultura considerando las diferentes etapas de la actividad; durante la construcción, operación y abandono de las granjas, existiendo mayores causas y efectos durante la operación de los estanques y propone como acciones mitigadoras utilizar el policultivo, la eliminación ó reducción de las tasas de recambio de agua, el empleo de estanques de sedimentación y oxidación, mejorar la composición y el suministro del alimento, optimización del manejo y la tecnologías, utilizar liners, entre otros.

Algunos resultados desde diversas investigaciones de 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 (Hopkins *et al.*, 1991; Browdy *et al.*, 1993); para reducir y eliminar el recambio de agua también se ha optado por utilizar sistemas bioseguros como los denominados sistemas de recirculación de agua, estos sistemas se caracterizan porque el agua es recirculada entre un 80 y 90 % durante un periodo largo de tiempo y por lo tanto, no necesitan de grandes cantidades de agua y suelo para producir más biomasa por unidad de volumen (Losordo, 1998; Masser *et al.*, 1999; Jones *et al.*, 2001; Wang, 2003; Neori *et al.*, 2004; Decamp *et al.*, 2007; Muangkeow *et al.*, 2007).

Con lo que respecta al cultivo tierra adentro, este cultivo ofrece ciertas ventajas en comparación con el cultivo en zonas costeras; por ejemplo sirve como técnica de bioseguridad contra los virus, el costo del suelo es menor, se reduce el intercambio de agua aprovechando los nutrientes que esta contiene (Tacon, 2002; Schuuer, 2003; Balbi *et al.*, 2005). Como una medida de mitigación para las enfermedades de camarón, a partir de la década de los noventa en diversos países se empezó a cultivar camarón utilizando agua de pozo a baja salinidad o también denominados cultivos tierra adentro; por ejemplo, en Tailandia estos sistemas han resultado ser una estrategia viable para el desarrollo de la camaronicultura con *Litopenaeus vannamei* (Fast y Menasveta, 2000); en América el cultivo de camarón a baja salinidad empezó a desarrollarse en países como Brasil, Estados Unidos y México utilizando en su mayoría agua proveniente del subsuelo (Bray *et al.*, 1994). En Ecuador la producción de camarón con agua a baja salinidad empezó a utilizarse en el año 2000 como una alternativa para contrarrestar las pérdidas ocasionadas por los virus de la mancha blanca y del taura, y a la vez utilizaron el agua de desecho para irrigar cultivos de arroz, maíz, bambú y teca (Moss, 2002). En México el cultivo de camarón a baja salinidad (0.3 a 12 ‰) empezó a desarrollarse en el estado de Colima a finales de los noventa. 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 y han obtenido tallas y rendimientos promedios de 14 g y 2,500 kg/ha, respectivamente, con una sobrevivencia del 67% (Muñoz, 2005). En el 2004, en el estado de Hidalgo se iniciaron pruebas en una granja para cultivar camarón en aguas de pozo con salinidades de 0.5 a 1 ‰ obteniendo resultados sorprendentes, por lo que se espera que en el corto y mediano plazo esta actividad se expanda incorporando a más granjas dentro de la producción (Angulo *et al.*, 2005), sin embargo, en ninguna de esas granjas el agua de desecho es reutilizada para el riego de plantas o cosechas agrícolas como ha sucedido en otros países.

Como se ha mencionado anteriormente, una alternativa para optimizar el uso del agua es el empleo de sistemas de recirculación o bien utilizar el agua de desecho para irrigar cultivos alternos de agricultura, sin embargo, irrigar cultivos agrícolas mediante la agricultura tradicional puede demandar aún grandes volúmenes de agua para atender las necesidades de las plantas y de nueva cuenta, el agua se convierte en un factor decisivo si no se encuentra en abundancia. Una alternativa para integrar el cultivo de camarón en agua dulce con los cultivos agrícolas lo constituye el hecho de emplear los cultivos agrícolas mediante técnicas de hidroponía para producir entre otras cosas, hortalizas como pepino, tomate, chile, cebolla, lechuga, apio, brócoli y frutas como la uva, el melón, la sandía, entre otras (Rakocy *et al.*, 1989; Rakocy *et al.*, 1992; McMurtry *et al.*, 1997; Chaves *et al.*, 1999). De acuerdo a Sampeiro (2000), las principales ventajas de ese tipo de cultivos es que:

- (a) se obtienen altos rendimientos ya que el cultivo se realiza de manera intensiva
- (b) el consumo de agua es mínimo en comparación a la agricultura tradicional
- (c) se requiere de muy poco espacio para producir altas cosechas
- (d) se obtiene una producción orgánica ya que no se utilizan agroquímicos y por lo tanto el valor de la producción es más alto
- (e) no se usa maquinaria agrícola para sembrar ni para cosechar

(f) no se requiere de tierra para cultivar ya que esto se puede hacer en sustratos

de perlita, grava, arena, cáscara de coco, zeolita, entre otros

(g) al no requerirse de suelo para cultivar, evita la erosión del mismo,

(h) se puede producir casi todo el año debido a que el cultivo se desarrolla bajo

invernaderos

(i) debido a que las plantas utilizan nitrógeno y fósforo como nutrientes para crecer adecuadamente, estas pueden ser empleadas como biofiltros en los sistemas de recirculación (Rakocy *et al.*, 1992; McMurtry *et al.*, 1997; Chaves *et al.*, 1999).

Por lo anterior, emplear sistemas de recirculación y cultivos hidropónicos puede representar una alternativa viable para regiones áridas y semi-áridas con problemas de abasto de agua dulce, provocados por sequías recurrentes, lo cual, limita el desarrollo de actividades productivas como la agricultura, ganadería y acuicultura de agua dulce. Por tal motivo, es importante desarrollar sistemas de producción que optimicen y utilicen de manera más eficiente la escasa agua dulce con la que se cuenta. Al respecto, en el presente proyecto se pretendió desarrollar un sistema de producción eficiente en el manejo del recurso agua, combinando la actividad acuícola con la agrícola para producir de manera simultánea camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) y tomate bola (*Lycopersicum esculentum*) en un sistema de recirculación con agua de pozo a baja salinidad. Este proyecto se llevó a cabo en la Estación Experimental del Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora (CESUES), ubicado en el ejido el Tronconal, Hermosillo Sonora y fue financiado por Fundación Produce Sonora bajo el proyecto: 26-2007-1150. Este proyecto corresponde a la segunda etapa del proyecto "Validación de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) utilizando agua de pozo a baja salinidad" con folio 26-2005-5196 del ejercicio 2006-2007 de Fundación Produce Sonora.

1.2 Antecedentes

A la fecha, existen varios trabajos en los que se ha producido camarón en condiciones de agua dulce y tierra adentro. Entre estos se encuentra el de Laxminarayana *et al.* (2005) quienes realizaron un estudio experimental para aclimatar camarón marino (*Penaeus monodon* y *Metapenaeus monoceros*) en agua dulce. Los camarones adultos fueron inducidos a la maduración y desove y las larvas de ambas especies fueron criadas hasta el estadio de postlarva. Después del estadio postlarval, PL₂₀, fueron aclimatados con agua dulce. Dentro de sus resultados encontraron que el mejor índice de supervivencia de la aclimatación fue obtenido en un periodo de 5 días y que *P. monodon* creció significativamente más en agua dulce.

Balbi *et al.* (2005), aclimataron postlarvas (PL₁₂ y PL₁₉) de camarón *L. vannamei* (55 PLs/L) a baja salinidad, provenientes de criaderos comerciales. Disminuyeron la salinidad para evaluar la supervivencia y el crecimiento a 24 y 72 h post aclimatación. En cuanto a los resultados que obtuvieron, no encontraron diferencias en la longitud total ni en el crecimiento relativo entre las postlarvas aclimatadas y los controles a 24 y 72 h. Por lo tanto concluyeron que la aclimatación fue exitosa en aguas de baja salinidad (3 ‰), y la longitud total y el crecimiento relativo no se vieron afectados ni por la baja salinidad ni por la edad.

Burford *et al.* (2004), realizaron un experimento en estanques con camarón *Litopenaeus vannamei* que contenían altas densidades de partículas floculantes ricas en bacterias y fitoplancton, para la nutrición del camarón en un sistema de cero recambio y, lo compararon con un sistemas a través de flujos. Experimentos a corto plazo en el tanque se hicieron para determinar la retención de nitrógeno de la biota natural, dominada por partículas floculantes en camarón blanco con una alta densidad y cero recambio en una granja de camarón de América Central. Para comenzar el experimento añadieron amonio a los tanques, el cual fue asimilado por la biota natural. Después de 48 h el camarón se enriqueció de nitrógeno, la salinidad se mantuvo en 42.5 ‰. Calcularon que entre el 1% y 3% de las

partículas de nitrógeno en el tanque, principalmente de las partículas floculantes, fue retenido por el camarón. Este estudio sugiere que la biota natural, de este sistema fue principalmente asociada con las partículas floculantes y que por tanto, pueden contribuir considerablemente a la nutrición de *L. vannamei*.

Para que el camarón pueda desarrollarse exitosamente requiere de agua con concentraciones específicas de los principales aniones: bicarbonato, sulfatos y cloruros, así como de los principales cationes: calcio, magnesio, potasio y sodio (Balbi *et al.*, 2005). Sowers y Tomasso (2006) realizaron un experimento en el laboratorio para demostrar que *Litopenaeus vannamei* expuesto a 2 y 20 ‰ (g/L) de agua de mar no muestra diferencias en crecimiento y supervivencia en su etapa adulta y a 2 ‰ de sales mezcladas (cloruro de sodio, calcio, potasio y magnesio) no ayuda al crecimiento y supervivencia tan bien como a iguales concentraciones de agua de mar. Como objetivo determinaron si *L. vannamei* crecía tan bien en 1 ‰ diluida agua de mar más 1 ‰ de sales mezcladas, lo que equivalía a 2 ‰ agua de mar diluida. Un crecimiento equivalente podría permitir la sustitución parcial de sales mezcladas menos caras que el agua de mar y así reducir la necesidad de agua de mar en los sistemas de cultivo tierra adentro.

Boyd *et al.* (2007), adicionaron iones potasio por medio de dos fertilizantes (cloruro de potasio y sulfato magnesio de potasio) en una granja de camarón tierra adentro sin recambio de agua, para sustituir los iones que contiene el agua de mar. Agregaron un total de 1,021 kg/ha de potasio a los estanques. Como resultado obtuvieron una pérdida de los estanques de 456 kg/ha y de esto 101 se filtró y lo restante se perdió en los efluentes siendo de 348 kg/ha. Aparentemente el sedimento del fondo absorbió 565 kg/ha. Sin embargo, 374 kg/ha del potasio estaba en una capa 15 cm arriba del fondo. Concluyeron que posiblemente la discrepancia resultó de la fijación de potasio debido que no existió recambio de agua y que el rehúso de agua es un camino práctico para mitigar la pérdida de potasio de las granjas tierra adentro.

Con lo que respecta a las altas tasas de recambio se ha observado en algunas investigaciones que 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 vs 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 sugirieron 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.

Hopkins *et al.* (1993), determinaron el impacto que tiene no recambiar el agua de los estanques comparando los efectos que tiene emplear una tasa de recambio normal y reducida (25 y 2.5%, respectivamente) sobre la producción de *Litopenaeus setiferus* sembrando 44 PL/m². Las producciones obtenidas en condiciones de cero recambio fueron de 3,219 kg/ha, con un recambio normal la producción fue de 5,718 kg/ha y con un recambio reducido fue de 6,375 kg/ha, lo anterior sugiere que se pueden obtener buenas producciones de camarón cuando no se recambia agua de los estanques, esto aparte de disminuir el uso del agua y disminuir los costos del bombeo trae como beneficio que la cantidad de nutrientes, sólidos y la DBO descargada a los cuerpos receptores durante el proceso de producción, puede ser reducida significativamente debido a la actividad metabólica *in situ* de los microorganismos.

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

- (a) Disminuye el riesgo de introducir enfermedades
- (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.

Algo muy importante que tiene gran peso en la siembra de camarón es el cuidado de la calidad del agua, ya que 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).

La calidad del agua se refiere al conjunto de variables físicas (temperatura, salinidad, sólidos, color, luz), químicas (pH y alcalinidad, nutrientes, gases, etc.) y biológicas (bacterias, virus, hongos, fitoplancton) (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 otros (Páez-Osuna *et al.*, 2001). Los sólidos suspendidos y el fitoplancton son la mayor fuente de turbidez en los estanques de camarón (Ritvo *et al.*, 1997). 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; Losordo, 1998).

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

Conjunto de variables físicas, químicas y biológicas	
Parámetros físicos:	Temperatura, salinidad, sólidos, color, luz.
Parámetros químicos:	pH y alcalinidad, nutrientes, gases (O ₂ , N ₂ , CO ₂ , H ₂ S).
Parámetros biológicos:	Bacterias, virus y hongos.

Existen varios criterios para establecer las variables de calidad de agua en la acuicultura. De acuerdo con Páez-Osuna *et al.*, (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.

En la camaronicultura es importante establecer un balance de masas de los nutrientes, ya que son indispensables 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 *et al.*, 2000; Jackson *et al.*, 2003) y en general, se ha observado que la mayor fuente 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 o más comúnmente empleado en el país. Casillas *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; comparando 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 evalúa los 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. Los detalles y consideraciones del modelo aplicado han sido descritos previamente por Páez-Osuna *et al.* (1997) y Páez-Osuna (2001a; 2001b).

González-Félix *et al.* (2007) evaluaron los efectos de diferentes dietas de proteína (25%, 30% y 35%) en el crecimiento y supervivencia de *Litopenaeus vannamei* juveniles a baja salinidad (4.6 ‰) y con cero recambio, también evaluaron la carga de nitrógeno y amonio en los efluentes. No observaron diferencias significativas entre los tratamientos de los niveles de proteína y el peso final del organismo, aunque el mejor resultado fue con una dieta de proteína de 25%. En la concentración de amonio encontraron diferencias significativas entre los tratamientos de los niveles de proteína durante las 2 primeras semanas del experimento y la mayor concentración fue medida en el tratamiento de la dieta de proteína del 40%.

II. PROBLEMA O JUSTIFICACIÓN

Debido a que los ecosistemas costeros han sido sometidos cada vez más a grandes cantidades de contaminantes por las descargas de aguas provenientes de la camaronicultura y a la recurrente incidencia de enfermedades, se ha propuesto implementar y desarrollar los cultivos tierra adentro usando agua de baja salinidad, y reutilizarla para aprovechar sus nutrientes en la siembra de hortalizas y así mantener la calidad de la misma. Esto también se ha optado por realizarse debido a la escasez de agua con la que cuenta el estado de Sonora, y a la alta demanda de consumo que ha tenido este organismo.

III. OBJETIVOS

3.1 Objetivo general

Evaluar la calidad del agua y elaborar un modelo de balance de nutrientes durante el cultivo simultáneo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) y tomate (*Lycopersicon esculentum*) con agua de pozo de baja salinidad y tasa de recambio cercano a cero.

3.2 Objetivos específicos

- Evaluar la calidad del agua mediante el monitoreo de los parámetros físico-químicos (temperatura, salinidad, pH, oxígeno disuelto, conductividad eléctrica) en el agua utilizada para el cultivo de camarón blanco y sus cambios en composición química en relación con el uso de la misma en el cultivo hidropónico del tomate.
- Cuantificar los flujos de ingreso y egreso de nutrientes, en particular de nitrógeno (nitratos, nitritos, amonio, nitrógeno particulado, nitrógeno total) y fósforo (ortofosfatos, fósforo particulado, fósforo total), evaluando la generación y el consumo de los mismos en ambos sistemas de cultivo.
- Establecer un modelo 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 de flujo abierto.

IV. HIPÓTESIS

En un cultivo simultáneo de camarón y tomate usando agua de pozo con baja salinidad, el agua donde se cultiva el camarón, produce los nutrientes necesarios para que las plantas de tomate los aprovechen y se desarrollen adecuadamente produciendo frutos de calidad, a su vez, las plantas de tomate logran disminuir la concentración de compuestos nitrogenados y así el agua puede ser reutilizada por los camarones que se cultivaron en los estanques.

V. METODOLOGÍA

5.1 Área de Estudio

El presente proyecto se desarrolló en la unidad experimental de cultivos integrados entre la acuicultura y la agricultura perteneciente al Centro de Estudios Superiores del Estado de Sonora (CESUES). Está ubicado a 130 km de la zona costera a una altura de 282 m sobre el nivel medio del mar, en las inmediaciones del ejido El Tronconal, perteneciente al municipio de Hermosillo Sonora (Figura 1).

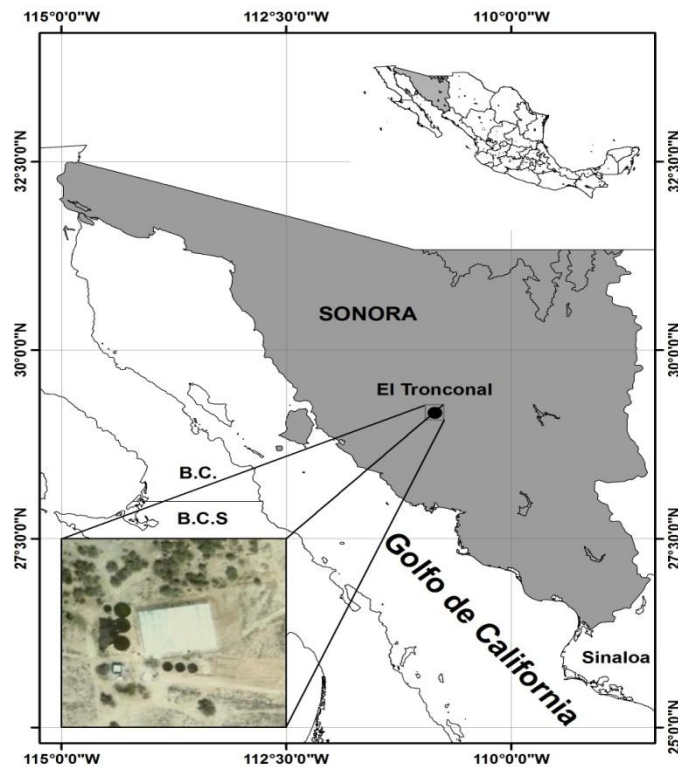


Figura1. Localización del sitio donde se desarrolló el proyecto.

5.2. Diseño experimental y funcionamiento del sistema

Para cuantificar el efecto que tiene al utilizar el agua donde se cultiva camarón sobre la plantas de tomate, se utilizó un diseño experimental de bloques completamente aleatorizados propuesto por McIntosh y Fitzsimmons (2003), comparando las siguientes alternativas: (1) plantas de tomate regadas con el agua de los estanques de cultivo de camarón; (2) plantas de tomate regadas con agua directa del pozo; y (3) plantas de tomate regadas con solución nutritiva para tomate (Figura 2).

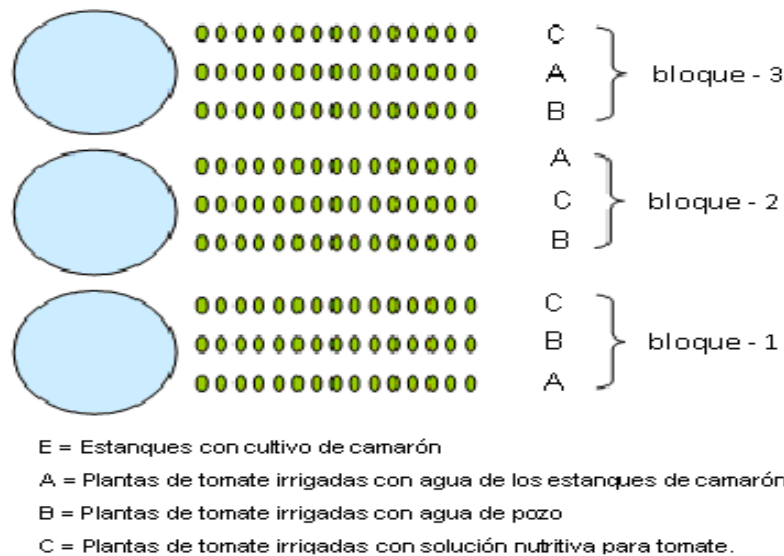


Figura 2. Diseño experimental propuesto.

El sistema consistió de tres tanques circulares contruidos con liner (6 m de diámetro x 1.2 m de altura), lo cual equivale a un volumen de 34 m³ de agua por tanque, que se utilizó para el cultivo de camarón. Además, cada tanque que contenían los camarones irrigó 15 macetas de plástico (4 a 5 kg de capacidad cada una). Es decir a cada módulo de plantas de tomate (45 plantas por módulo con 3 líneas de 15 macetas) se les efectuaron los 3 tratamientos para regar las plantas de tomate, 15 macetas eran regadas con agua de los tanques, 15 macetas se regaban con solución nutritiva y 15 macetas fueron regadas con agua directa del pozo. Las macetas se utilizaron para el cultivo hidropónico de tomate, en ellas, se colocó una capa de 20 cm de zeolita, misma que sirvió como sustrato para el crecimiento de las plantas. La intención de trabajar con zeolita es que esta por su naturaleza fisicoquímica atrapa compuestos nitrogenados por medio de intercambio iónico (Metcalf y Eddi, 1997) permitiendo por un lado que estén disponibles para las plantas como nutrientes, disminuyendo el amonio y nitrito para así reciclar el agua hacia los estanques de cultivo de los camarones (Fig.3). Finalmente para abastecer los requerimientos de oxígeno en los estanques con camarón, se contó con un aireador de inyección de burbujas (blower) de 1/2 hp

para mantener el oxígeno en concentraciones adecuadas para el camarón (Rakocy *et al.*, 1992; Loyless y Malone, 1998; Boyd, 1998; Van Wyk *et al.*, 1999).

El agua de los tanques con camarón, se hizo pasar por gravedad hacia cada uno de los tanques que se utilizaron para regar con agua de camarón, luego, el agua pasó por gravedad hacia las macetas mediante una manguera hidráulica (manguera ciega) de ½” de diámetro, esta manguera corrió paralela a las macetas a una altura aproximada de 0.40 m de su base, para irrigar las plantas se conectó a la tubería anterior una manguera tipo espagueti por cada planta. El riego con los tanques que contenían agua de pozo y solución nutritiva se hizo de la forma descrita anteriormente, el agua que no fue consumida por las plantas fue recolectada por una canaleta de tierra recubierta con hule negro, la cual, contaba con una pendiente del 2% para permitir el flujo del agua (Sampeiro, 1999; Rackocy *et al.*, 1992; McMurtry *et al.*, 1997) (Figura 3).

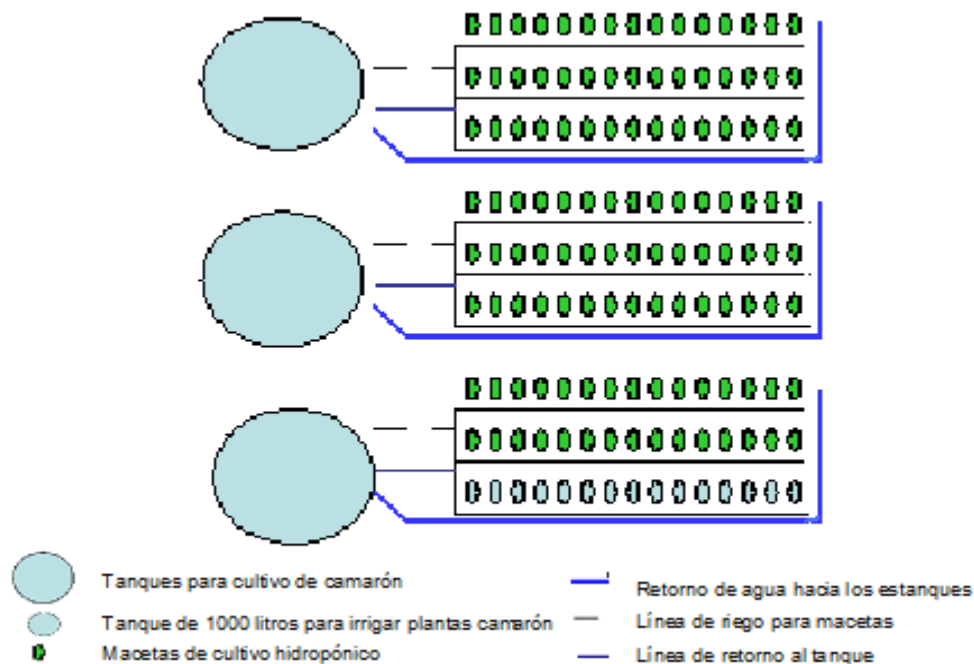


Figura 3. Diseño del sistema de producción propuesto

Para comparar las medias de los diferentes parámetros entre los tratamientos se hicieron comparaciones múltiples empleando la prueba de Tukey propuesta en Montgomery (2002). Los parámetros de calidad de agua (oxígeno disuelto,

temperatura, salinidad, pH, conductividad eléctrica, amonio, nitritos, nitratos, fosfatos, nitrógeno total, fósforo total, clorofila a) así como los datos promedio de producción como crecimiento, sobrevivencia, producción, conversión alimenticia y flujos químicos se analizaron por ANOVA de una vía de acuerdo a lo planteado en Páez-Osuna *et al.* (1997), Casillas-Hernández *et al.* (2006, 2007) el número de réplicas por cada muestra fue de 3 (n=3). El flujo de balance de masas de nutrientes fue expresado como medias \pm desviación estándar de cada uno de los flujos.

5.3. Desarrollo del proceso de producción

5.3.1. Cultivo de camarón

El camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) se seleccionó debido a que (Ocean Garden, 2003; Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora, 2001): soporta un amplio rango de salinidades (desde cero hasta aguas marinas), se desarrolla bien a altas densidades, tiene una gran adaptabilidad en cautiverio, disfruta de buena aceptación y buen precio en el mercado, además está disponible en los laboratorios del noroeste del país.

Se desarrolló un ciclo de producción largo que comprende 19 semanas (4 agosto - 12 de diciembre del 2008). Se sembró una superficie aproximada de 85 m² que es equivalente a los tres tanques que se mencionaron anteriormente. La densidad de siembra que se utilizó fue de 50 PL/m², lo que da un total de 4241 postlarvas con una talla mínima de PL₁₂, se estimó que al final del cultivo la sobrevivencia fue del 56.3 % y se tuvo un peso promedio individual de 14.0 g al momento de la cosecha.

5.3.1.1 Preparación de los tanques de cultivo

Una vez que los tanques se construyeron se lavaron con jabón y ácido muriático para eliminar las impurezas del liner con el que se forraron los tanques. Para ello, se subió el nivel de agua a 0.20 m y se tallaron con un cepillo plástico tanto la pared como el fondo de cada tanque, drenando el agua para repetir la misma operación. Después a esto, los tanques se dejaron secar al sol durante dos

días y se les colocó un tubo de PVC de 2" de diámetro y 1.2 m de longitud en el centro del tanque para evitar que las postlarvas se escapen al ser sembradas. Para iniciar el llenado se subió el nivel del agua a 0.80 m para posteriormente vaciarlos y dejarlos secar por 24 horas al sol. Debido a que el agua de pozo careció de concentraciones suficientes de potasio y de magnesio, se llenaron y se fertilizaron 10 días antes de iniciar la siembra, con cloruro de potasio (KCl) y nitrato de magnesio (MgNO₃) para subir los niveles de K y Mg que son importantes para el crecimiento del camarón (Boyd y Thunjai, 2003; Davis *et al.*, 2005; McNevin *et al.*, 2004; Sowers y Tomasso, Jr, 2006) y provocar que el fitoplancton floreciera ya que es una fuente importante de alimento para las postlarvas, finalmente se subió el nivel del agua a 1 metro que fue el nivel de operación durante el ciclo de cultivo.

5.3.1.2. Adquisición y transporte de postlarvas

Con el fin de garantizar que las PL están libres de cualquier patógeno las postlarvas procedieron de un laboratorio certificado. Después de verificar que las postlarvas estaban libres de enfermedades se realizó una prueba de estrés como una medida más para comprobar su calidad. Para realizar esta prueba las postlarvas se sometieron a un cambio brusco de salinidad por 30 minutos, cambiándolas 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 como la PL sobrevivió igual o mayor al 90 % se adquirieron las postlarvas (Reid y Arnold, 1992; Davis y Arnold, 1998; Van Wyk *et al.*, 1999; Zendejas, 1999; Clifford III, 2000). Solamente las postlarvas que pasaron las pruebas mencionadas se transportaron al sitio de cultivo, para ello, se empacaron en bolsas de plástico (3) con 10 L de agua, cada bolsa contenía 1000 postlarvas (una bolsa por cada tanque de cultivo), posteriormente, estas se introdujeron en cajas de hielo seco para conservar la temperatura del agua aproximadamente a 22°C.

5.3.1.3. Aclimatación y siembra de postlarvas

Antes de llevar a cabo el proceso de aclimatación, fue necesario igualar la temperatura que contenía el agua de las bolsas (22°C) donde se transportaron las PL a la temperatura que contenía el agua del tanque (28°C) donde se realizó la aclimatación, por lo tanto, las bolsas que contenían las postlarvas fueron depositadas dentro del tanque durante 3 horas para que se homogenizara la temperatura en el agua de transporte con las del tanque de cultivo. Para la aclimatación (disminución de la salinidad), se contó con un tanque de 2,160 L trabajándose a un volumen de 2000 L. Para efectuar el proceso de aclimatación se fue añadiendo paulatinamente agua del tanque de cultivo al tanque aclimatador de acuerdo a Van Wyk *et al.*, (1999); McGraw y Scarpa (2004); Davis *et al.* (2002, 2005); Balbi *et al.* (2005) (Tabla 2).

Tabla 2. Velocidad de aclimatación dependiendo de la salinidad

Cambios de salinidad (%)	Tiempo (horas)	Velocidad de reducción (%/hora)
35 a 18	9	2
18 a 9	9	2
9 a 4	5	0.5
4 a 2	4	0.5
2 a 1	5	0.2

Durante el proceso de aclimatación se alimentó a las postlarvas con nauplios de *Artemia salina* (100 nauplios/PL) y alimento balanceado en polvo con un contenido de proteína del 50 % (Samocha *et al.*, 1998) y se realizaron limpiezas diarias del tanque para eliminar el alimento no consumido y evitar un deterioro en la calidad del agua. Para suministrar oxígeno al agua, se utilizó el rotrón de 1 HP. Se llevó a cabo 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. Una vez que se alcanzó la aclimatación, los camarones se trasladaron hacia los

tanques de crecimiento, y con el propósito de monitorear el éxito de la siembra se instalaron en cada estanque dos camas de sobrevivencia 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 era menor al 80 %.

5.3.1.4. Monitoreo de la calidad del agua

De acuerdo a Reid y Arnold (1992), Davis y Arnold (1998), Van Wyk *et al.* (1999), el monitoreo del agua se realizó con el propósito de verificar que las condiciones del agua sean óptimas para el buen desarrollo del organismo y poder tomar decisiones de emergencia, en caso de presentarse cualquier problema con el agua. Los parámetros que se monitorearon se muestran en la Tabla 3.

Tabla 3. Parámetros de calidad del agua monitoreados durante el ciclo de cultivo.

Parámetro	Hora	Frecuencia
Oxígeno disuelto	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Temperatura	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Sólidos disueltos totales	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
pH	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Conductividad eléctrica	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Clorofila a	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Amonio	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Nitrito	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Nitrato	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Fosfato	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Nitrógeno total	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Fósforo total	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana

Para determinar los parámetros físico-químicos se utilizaron diferentes equipos. Para el oxígeno disuelto se utilizó un oxímetro YSI SS, para determinar pH y conductividad eléctrica se dispuso de un potenciómetro combo HANNA instruments (HI 98129). La salinidad de los tanques de camarón se estimó multiplicando la conductividad eléctrica (en $\mu\text{S/cm}$) por 0.00063. El valor fue calculado a partir de las ecuaciones descritas por especificado por Braaten y Flaherty, (2001); Boyd, (2002); Collins *et al.* (2005).

5.3.1.5. Alimentación

Debido a la riqueza del plancton que de manera natural prolifera en el tanque, se consideró que en los primeros días sus requerimientos serían satisfechos, sin embargo también se suministró alimento balanceado con un contenido de proteína de 40%, este alimento se suministro en las primeras 8 semanas del cultivo, empleando un total de 18 kg durante el ciclo de cultivo. A partir de la semana 8 se cambió a un alimento con un contenido de proteína de 35 % (pellets 1/32") hasta que finalizó el cultivo, agregando un total de 42 kg. La cantidad de alimento que se suministró diariamente, se hizo con base a un porcentaje de la biomasa de los camarones y se aplicó en 3 raciones al día (07:00, 13:00 y 20:00) (Reid y Arnold, 1992; Davis y Arnold, 1998; Van Wik *et al.*, 1999). La alimentación se realizó aplicando la técnica al voleo y el consumo se monitoreó mediante el uso de charolas, distribuyendo 2 por tanque (Zendejas, 1999; Cliford III, 2000; Casillas-Hernández *et al.*, 2007).

5.3.1.6. Crecimiento y cosecha

El muestreo de crecimiento se realizó con el propósito de monitorear el desarrollo del organismo y corroborar que éste fuera normal y entonces poder tomar las medidas necesarias si se presentaba algún problema. Se realizó semanalmente, a partir de que el camarón alcanzó 1-1.5 g de peso, se utilizaron atarrayas de las llamadas punta de lápiz con área de 9 m². El mínimo de camarones que se muestrearon fue de 100 organismos/tanque, registrándose medidas como peso y estado de salud.

Al acercarse el período de la cosecha se realizaron muestreos con la finalidad de determinar si el camarón se encontraba listo para ser cosechado, observándose el estado de salud, detección de olor ó sabor desagradable, manchas en el exoesqueleto, quistes, nado errático, etc. En el presente caso no se observaron problemas.

5.3.2. Cultivo de tomate

La planta que se seleccionó para el cultivo hidropónico corresponden a: tomate bola (*Lycopersicum esculentum*), debido a que (Sampeiro, 1999):

- Es una hortaliza de alta demanda a nivel mundial.
- Es cultivada en varias zonas agrícolas de México, como el valle de Culiacán, valle del Fuerte, Sur de Sonora y en invernaderos hidropónicos establecidos en la costa de Hermosillo, Magdalena de Kino, e Imuris.
- Se pueden comercializar en el mercado local, nacional e internacional ya sea fresca o industrializada.
- Son cultivos altamente rentables.
- Tiene excelente aceptación en el mercado por ser productos de alta calidad (color, forma, textura, tamaño).
- Se pueden obtener mayores producciones por unidad de superficie.
- Se pueden producir durante todo el año de manera hidropónica.

Las semillas que se adquirieron en el comercio local en la empresa SYNGENTA fueron semillas certificadas de crecimiento determinado, esta semilla se adquiere con los proveedores locales, nacionales o extranjeros siempre y cuando se garantice una alta calidad.

5.3.2.1. Siembra y trasplante

El tomate se sembró en semilleros de poliestireno con 200 cavidades utilizando sustrato de pet moss-perlita en proporción 1:1 (Sampeiro, 1999). Se depositó una semilla por cavidad y se regaron con una regadera de jardín dos veces al día (mañana y tarde), una vez que emergieran las plantas, se pusieron los semilleros a flotar dentro de un estanque hasta que apareció el primer par de hojas verdaderas (15 a 20 días).

Concluida la etapa de siembra, las plantas de tomate se trasplantaron a las macetas de plástico a una densidad de 9 plantas/m² y en total se plantaron 135 (45/tanque), de las cuales, 15 fueron regadas con agua del cultivo de camarón, 15 regadas con una solución nutritiva especial para tomate y 15 con agua de pozo directa, esto con el propósito de evaluar la efectividad de utilizar el agua del cultivo de camarón en la producción de tomate.

5.3.2.2. Entutorado o guiado de la planta

Debido a que el crecimiento del tomate es hacia arriba fue necesario proporcionarles una guía o tutor para que se mantuvieran erguidas, mejorando de esta manera la aireación y el mejor aprovechamiento de la radiación solar, así como las diferentes labores de cultivo. El material que se utilizó como guía consistió en hilo de polipropileno (rafia) sujetándolo un extremo a la zona basal de la planta mediante el uso de un anillo plástico y el otro extremo a un alambre situado aproximadamente a 2 metros de altura de las plantas; conforme las plantas iban creciendo se iban liando o sujetando al hilo tutor mediante anillos plásticos (Figura 4).



Figura 4. Entutorado o guiado de la planta de tomate

5.3.2.3. Deshoje, podas y raleo

Estas actividades se realizaron de manera manual, para el caso del tomate el deshoje tuvo la función de eliminar las hojas que se encontraban situadas por debajo del racimo de frutos y así mantener una buena oxigenación en la planta. Durante la poda se erradicaban los crecimientos laterales para que la planta se mantuviera con un solo tallo, en el caso del raleo y debido a que se pretendía producir tomate de talla uniforme y con maduración similar, se estuvo asimilando el excedente de frutos en los racimos, tratando de mantener estos con 3 o 4 tomates por racimo.

5.3.2.4. Cosecha de la planta

Para iniciar con la cosecha del fruto, el tomate debía presentar una coloración rojiza (Sampeiro, 1999; Rackocy *et al.*, 1992; McMurtry *et al.*, 1997).

5.4. Análisis de nutrientes de las muestras de agua

En las muestras de agua se analizó el contenido de clorofila a, amonio, nitritos, nitratos, nitrógeno particulado, nitrógeno total, clorofila a, ortofosfatos, y fósforo total. Las muestras que se analizaron fueron tomadas del agua de los tanques que contenían camarón y del agua que salía de las macetas hidropónicas con tomate bola y que pasaba por la zeolita.

5.4.1. Determinación de Nitritos

Los nitritos se analizaron con el método colorimétrico descrito por Strickland y Parsons (1972), en el cual el nitrito presente en la muestra de agua se hace reaccionar con sulfanilamida en medio ácido, al compuesto que se forma se le hace reaccionar con N-1-naftiletildiamina (NED), y éste 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. Precisión de 14.1%.

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 presentes en la muestra (Rosales-Hoz, 1980). La precisión expresada como el coeficiente de variación en un nivel de concentración de 0.15 μM fue de 3.5%.

Reactivos.

- Disolución de sulfanilamida
- N-(1-naftiletildiamina; NED)
- solución estándar de nitritos
- Estándar diluido de nitritos

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

Curva de calibración. Se hacen las diluciones y se analizan según el procedimiento descrito anteriormente. La curva de calibración se construye 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.

5.4.2. Determinación de nitratos

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 | -Disolución de sulfato de cobre (2%) |
| -N-(1-naftil) etilendiamina (NED) | -Disolución de HCl |
| -Estándar de nitratos | -Disolución de HNO ₃ |
| -Estándar diluido de nitratos | -Buffer de cloruro de amonio |
| -Limaduras de cadmio | -Solución de lavado de cloruro de amonio |

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 se enjuagan 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 son lavadas de nuevo con agua destilada o Milli-Q.
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 $\mu\text{g/L}$:

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

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

La precisión estimada fue de 2.2%.

5.4.3. 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 amonio y este se mide por su absorbancia a 640 nm.

Fundamento: En una disolución ligeramente alcalina, el amonio 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 de alcohol-fenol 0.94 M
- Disolución alcalina (100 g citrato de sodio y 5 g NaOH en 500 ml H₂O MQ)
- Disolución oxidante (50 ml de disolución alcalina + 1ml de hipoclorito de sodio)
- Disolución estándar de amoníaco 9.8 M
- Disolución estándar diluida de amonio (5 ml de la disolución estándar de amonio en 100 ml de H₂O MQ)
- Hipoclorito de sodio

Procedimiento:

1. Medir 4 ml de muestra de agua en una probeta
2. Agregar a las disoluciones estándar, 2 ml de disolución de alcohol-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 más diluidas. Medir la absorbancia en celdas de 10 cm a una absorbancia de 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.

En los niveles de concentración medidos la precisión de la técnica fue de 1.7%.

5.4.4. Estimación de nitrógeno particulado

La estimación de nitrógeno particulado se realizó mediante la aplicación de la fórmula estequiométrica de Stumm y Morgan (1970), mediante la cual se determina la composición algal utilizando la fórmula:

$(\text{CH}_2\text{O})_{106}(\text{NH}_3)_{16}\text{H}_3\text{PO}_4 \rightarrow \text{C}_{106}\text{H}_{263}\text{O}_{110}\text{N}_{16}\text{P}_1$, donde se tomó en cuenta el peso molecular de dicha molécula siendo de 3550 y el equivalente de N (224). Para esto se asumió que el peso de sólidos suspendidos estuvo constituido por fitoplancton y que la composición de este era el correspondiente a la fórmula dada. Los grupos identificados a lo largo del cultivo fueron clorofitas, cianobacterias y diatomeas.

5.4.5. Determinación de nitrógeno y fósforo totales en el agua

El nitrógeno total se obtuvo sumando el nitrógeno inorgánico disuelto o NID (amonio, nitritos, nitratos) más el nitrógeno particulado. Evidentemente, aquí hay una fuente de error y es que el nitrógeno orgánico disuelto se está despreciando o considerando igual a cero. En estudios donde se ha determinado esta fracción, alcanza niveles que alcanzaron hasta un 15% del N_{total} .

5.4.6. Determinación de ortofosfatos disueltos

El método utilizado fue el de Greenfield y Kalber (1995) modificado por Murphy y Riley (1962). 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 amarillo molibdofosfato de amonio. 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 ortofosfatos presentes en la muestra de agua (Rosales-Hoz, 1980). En los niveles de concentraciones de $0.7 \mu\text{M}$ la precisión de la técnica fue de 2.7%.

Soluciones y materiales:

- Ácido sulfúrico 9.1N
- Ácido ascórbico 0.4 M (Analit. grado analítico)
- Heptamolibdato de amonio (Faga Lab[®], reactivo analítico)
- Tartrato de potasio y antimonilo 0.004 M
- Reactivo Mezcla (H₂SO₄ 9.1N + Heptamolibdato de amonio + Tartrato de potasio y antimonilo + H₂O MQ) (Faga Lab[®], 82%)
- Disolución estándar de fosfatos
- Disolución estándar diluida de fosfatos

Procedimiento

1. Medir 10 ml de muestra de agua filtrada
2. Agregar 1 mL de la mezcla de reactivos ácido-molibdato y mezclar.
3. Agregar 1 mL de la disolución de ácido ascórbico.
4. Esperar 15 minutos y leer la absorbancia de la disolución a una longitud de onda de 880 nm, usando un blanco de agua destilada o Milli-Q. 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 en concentraciones de 0.625, 1.25, 2.5, 5, 10 μM, con dichos datos se realiza la curva de regresión. Con la ecuación de la recta obtenida de estas gráficas (por el método de mínimos cuadrados) se calcula la concentración en μM de las muestras.

Los datos obtenidos de esta gráfica se utilizan para calcular la concentración en μM de las muestras, después se realiza la siguiente conversión de unidades:

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

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

PM = peso molecular.

5.4.7. Determinación de clorofila a

El método químico más usado para determinar la cantidad total (biomasa) 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). La precisión de la técnica en los niveles de concentración medidos fue de 3.5%.

Soluciones y materiales:

- Filtros GF/F
- Acetona al 90%

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 polipropileno 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:

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

donde: C = cantidad de clorofila a en $\mu g/ml$

E = absorbancia a diferentes longitudes de onda

v = volumen de acetona en ml

V = volumen de agua en litros

5.5. Análisis de las muestras de la planta de tomate (tallo, raíz, hoja y fruto), lodo orgánico, zeolita y camarones

En las muestras molidas y liofilizadas de tomate, tallo, raíz, hojas, zeolita, camarones, alimento, lodo, fertilizante y postlarvas se analizó el contenido de fósforo total y nitrógeno total de acuerdo con el procedimiento descrito a continuación.

5.5.1 Análisis de fósforo total en la planta de tomate (tallo, raíz, hoja y fruto), lodo orgánico, zeolita y camarones

El fósforo se determinó adaptando la técnica colorimétrica de Strickland y Parsons (1972). La precisión estimada con los niveles de concentración encontrados fue de 3.3%.

Reactivos:

-Ácido sulfúrico 9.1N

-Ácido ascórbico 0.4 M

-Heptamolibdato de amonio

-Tartrato de potasio y antimonilo 0.004 M

-Reactivo Mezcla (H_2SO_4 9.1N + Heptamolibdato de amonio + Tartrato de potasio y antimonilo + H_2O MQ)

-Disolución estándar de fosfatos

-Disolución estándar diluida de fosfatos

Procedimiento:

Se pesaron 0.5 g de muestra liofilizada y molida y se calcinaron a 550°C durante 1 hora; se agregaron 25 ml de HCl 1M para diluir las cenizas, y se procedió a centrifugar a 3000 rpm durante 15 minutos y se guardó el extracto. Para efectuar el análisis se tomó una alícuota de aproximadamente 0.1 ml del extracto (dependiendo de la muestra) y se analizaron con la técnica colorimétrica descrita para fósforo disuelto.

Curva de calibración. Se hacen las diluciones y se analizan según el procedimiento descrito anteriormente. La curva de calibración se construyó 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.

5.5.2. Análisis de nitrógeno total en las muestras de la planta de tomate (tallo, raíz, hoja y fruto), el lodo orgánico, zeolita y camarones

La determinación de nitrógeno total se llevó a cabo mediante el equipo LECO (TruSpec CN) con un intervalo de detección para N de 0.008% al 100%. Se tomó 1 g de muestra y se colocó en una cápsula de estaño, las muestras fueron quemadas en presencia de alambre de óxido cúprico y Cu granular de alta calidad en un tubo de cuarzo a ~950 °C, el equipo fue calibrado con EDTA (no. 502-090). La concentración de N total se expresó en porcentaje, y la precisión estimada con una réplica de 6 mediciones fue de 3.4%.

5.6. Balance de masas de nutrientes

De acuerdo a la metodología de Páez-Osuna *et al.* (1997; 2001), se efectuó la cuantificación de los flujos asociados con la entrada y salida de nitrógeno y fósforo para el balance de nutrientes, por el cual se llevó a cabo un registro detallado de todos los aportes y salidas de materiales que incluyen alimento, el fertilizante, las

postlarva, la composición inicial del agua, las plantas de tomate, la zeolita, el agua de vaciado, agua de riego y la cosecha.

Una vez cuantificados los flujos de nutrientes (nitrógeno y fósforo) se calcularon las pérdidas de estos hacia el ambiente, mediante los siguientes modelos de balance de masas, propuestos por Páez-Osuna *et al.*, (1997); Páez-Osuna y Ruiz-Fernández (2005); Casillas-Hernández *et al.*, (2006):

$$L_P = FCF_p + fC_f + IC_{IP} - HC_{HP} \quad (1)$$

$$L_N = FCF_n + fC_f + IC_{IN} - HC_{HN} \quad (2)$$

Donde L se refiere a la carga ambiental de nitrógeno y fósforo, respectivamente, F al suministro total de alimento, CF a la concentración de nitrógeno o fósforo del alimento, f a la tasa de fertilización, C_f a la concentración de nitrógeno y fósforo del fertilizante, I al flujo del agua de llenado y de reposición de niveles, IC a la concentración de nitrógeno y fósforo del agua, H a la biomasa de la cosecha y HC a la concentración de ambos nutrientes en la cosecha.

VI. RESULTADOS Y DISCUSION

6.1. Cultivo de camarón

En lo que concierne al desarrollo del cultivo de camarón *L. vannamei*, la salinidad promedio durante todo el cultivo fue de 0.86 ‰, se comenzó trabajando con PL15 sembrándolo a una densidad de 50 PL/m². Se obtuvo una cosecha de 3,932 kg/ha y una supervivencia de 56.3% y se obtuvo un factor de conversión alimenticia (FCA) de 1.61, lo que implica que por cada kg de camarón se requirió 1.61 kg de alimento, se obtuvo un peso promedio por individuo de 13.9 g y se tuvo un incremento en peso semanal de 0.73 g (Tabla 4).

Tabla 4. Datos promedio de producción para *Litopenaeus vannamei*, obtenidos durante el cultivo acoplado de camarón-tomate, usando agua de pozo con baja salinidad.

Densidad (PL/m ²)	50
Tiempo de cultivo (días)	120
Peso inicial (g)	0.08 ±0.01
Peso final (g)	13.90 ±0.40
Crecimiento (g/semana)	0.73 ±0.04
Sobrevivencia (%)	56.30 ±0.90
FCA	1.61 ±0.03
Producción (ton/ha)	3.93 ±0.02

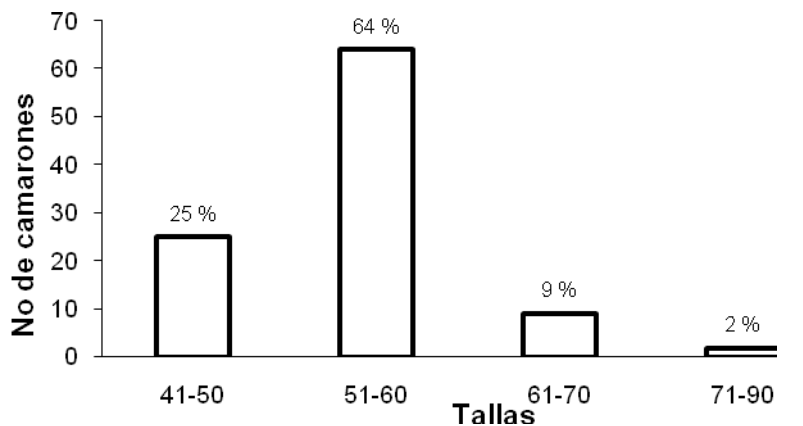


Fig. 5. Tallas obtenidas en la producción del camarón cosechado en este estudio.

Los intervalos en el eje de las X se refieren al número de camarones por libra.

En la producción del camarón se obtuvieron 4 tallas, cada talla representa el número de camarones sin cabeza que forman una libra siendo estas de 41-50, 51-60, 61-70, y 71-90; en la Figura 5 se muestra el porcentaje de las tallas obtenidas.

En la Tabla 5, se comparan diferentes cultivos de camarón *L. vannamei* y *L. monodon* en agua de baja salinidad (1-10 ‰) y de agua dulce (<1‰). En cultivos a baja salinidad se tiene un mayor crecimiento del camarón de 1 a 1.8 g/semana alcanzando tallas hasta de 26 g, con densidades de 13 hasta a 100 pl/m², obteniéndose cosechas de 2,979 hasta 13, 400 kg/ha y con buenas supervivencias (de 61.5 hasta el 100%). En los cultivos con agua dulce se observa que los organismos tienen un crecimiento 0.33 a 0.73 g/semana obteniendo una talla hasta de 14.1 g, por lo cual se observa que con respecto a los de agua de baja salinidad, tuvieron un menor desarrollo. En este estudio se observó un buen crecimiento del organismo en g/semana, alcanzando el organismo una talla comercial de 14.1 g y se obtuvo una buena cosecha, pero a diferencia de previas investigaciones (Van Wyk *et al.*, 2000; Araneda *et al.*, 2008) la supervivencia se mostró baja. El FCA se muestra siempre más alto en cultivos de baja salinidad, por lo tanto ocupan más alimento para producir un kg de camarón mientras que en los cultivos de agua dulce es por debajo de 2. Algunas investigaciones registran cultivos con salinidades de 0.23 a 11‰ en los cuales se informan rendimientos de 0.45 - 4.39 kg/m², con una sobrevivencia del 65-100% y un factor de conversión alimenticia (FCA) de 0.7 a 2.3 (Valenzuela *et al.*, 2002).

En la Tabla 6 se muestran los datos de producción y el rendimiento de empleo de agua (m³ de agua/kg de camarón) en diferentes sistemas de cultivos en dos especies de camarón a diferentes densidades y salinidades; como se puede observar, en este experimento que se realizó con cero recambio y en agua dulce, el rendimiento fue comparable o mejor que otros sistemas de cultivo intensivos y al analizar el rendimiento del cultivo acoplado camarón-tomate se tiene un mejor rendimiento. En los cultivos de camarón el volumen del agua utilizado varía de acuerdo al sistema de cultivo, como también varían las tasas de recambio y el tiempo que tarda la engorda del camarón, de cualquier modo, considerando la tasa de recambio cero y la duración que tuvo nuestro ciclo, se puede concluir que si bien no fue notablemente

mucho mejor el consumo o rendimiento de agua, esto se puede juzgar como aceptable en el contexto de estudios previos.

Tabla 5. Datos de los factores de producción en cultivos de baja salinidad y cultivos en agua dulce de camarón (*L. vannamei* y *L. monodon*) en densidades semi-intensivas, intensivas e hiper-intensivas.

Especies	Salinidad (‰)	Postlarva edad	Densidad (PL/m ²)	Cosecha (kg/ha)	Supervivencia (%)	FCA	Duración (días)	Talla (g)	Crecimiento (g/semana)	Referencia
Cultivos a baja salinidad (1- 10‰)										
<i>L. vannamei</i>	8	PL ₁₁₋₁₃	27.5	5277.3	100	-	77	19.2	1.69	Samocha <i>et al.</i> (1998)
<i>L. vannamei</i>	4	PL ₁₁₋₁₃	27.5	5235.7	98.8	-	77	19.3	1.70	Samocha <i>et al.</i> (1998)
<i>L. monodon</i>	2.94	PL ₁₅	42.4	4222.0	38	2.66	104	26.5	1.80	Collins <i>et al.</i> (2005)
<i>L. monodon</i>	2.94	PL ₁₅	22.8	2970.0	63	1.89	97.5	20.4	1.40	Collins <i>et al.</i> (2005)
<i>L. vannamei</i>	2.2	PL ₈	346	10300	86.1	2.11	107	14.7	1.03	Samocha <i>et al.</i> (2004)
<i>L. vannamei</i>	2.2	PL ₈	91	11100	66.9	2.75	100	18.5	1.36	Samocha <i>et al.</i> (2004)
										Sowers y Tomasso Jr (2006)
<i>L. vannamei</i>	2	-	100	13400	69	2.30	53	9.9	1.26	
<i>L. vannamei</i>	2	PL ₁₁₋₁₃	27.5	5159.7	98.8	-	77	19.0	1.67	Samocha <i>et al.</i> (1998)
<i>L. vannamei</i>	1.75	PL ₁₂	13	1300	61.5	-	77	15.6	1.41	Meraz <i>et al.</i> (2008)
Cultivos con agua dulce (<1‰)										
<i>L. vannamei</i>	0.64 *	PL ₈	90	7797.6	76.1	-	203	11.4	0.38	Araneda <i>et al.</i> (2008)
<i>L. vannamei</i>	0.64 *	PL ₈	130	9136.1	68.9	-	203	10.2	0.34	Araneda <i>et al.</i> (2008)
<i>L. vannamei</i>	0.64 *	PL ₈	180	11743.4	65.9	-	203	9.9	0.33	Araneda <i>et al.</i> (2008)
<i>L. vannamei</i>	0.5	PL ₁₂	100	-	77	1.59	180	14.1	0.55	Van Wyk <i>et al.</i> (2000).
<i>L. vannamei</i>	0.86	PL ₁₅	50	3932.1	56.3	1.61	120	13.9	0.73	Este estudio

* Valor calculado a partir de lo especificado por Boyd (2002).

Tabla 6. Datos de producción y consumo de agua en diferentes tipos de cultivo de camarón de diferentes especies, empleando diferentes salinidades y tasas de recambio.

Especie	Densidad (PL/m ²)	Salinidad (‰)	Recambio (%)	Producción (ton/ha)	Duración (días)	Consumo (m ³ de agua/kg de camarón)	Referencia
<i>L. vannamei</i>	14	37.5	4	1.8	130	16.6	Páez-Osuna <i>et al.</i> (1997)
<i>L. vannamei</i>	20	37.6	12.5	2.0	2.1	104.6	Miranda <i>et al.</i> (2007)
<i>L. vannamei</i>	15	36	15	3.1	203	66.8	Casillas-Hernández <i>et al.</i> (2006)
<i>L. vannamei</i>	20	42.5	12.7	2	190	113	Miranda-Baeza <i>et al.</i> (2007)
<i>L. vannamei</i>	13	1.8	0	1.3	77	15.3	Meraz-Bautista (2008)
<i>L. setiferus</i>	40	22.9	25	5.7	140	640	Hopkins <i>et al.</i> (1993)
<i>L. setiferus</i>	40	21.8	2.5	6.4	140	9.0	Hopkins <i>et al.</i> (1993)
<i>L. setiferus</i>	20	18.3	0	3.2	140	6.0	Hopkins <i>et al.</i> (1993)
<i>L. vannamei</i>	50	0.86	0.9	3.9	120	4.7	Este trabajo
						2.1	Este trabajo incluyendo producción de camarón y tomate

6.1.1. Monitoreo de la calidad del agua

El propósito principal del manejo de la calidad del agua de 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 (Chien, 1992; Páez-Osuna y Ruíz Fernández, 2001); todas las actividades de los organismos (e.g. alimentación, respiración, reproducción, crecimiento, estado inmune) están influenciadas por las condiciones físico-químicas del estanque (Páez-Osuna y Ruíz Fernández, 2001).

Antes de llenar los tanques se caracterizó el agua de pozo con la que fueron llenados los 3 tanques para conocer su composición y los resultados se muestran en la Tabla 7.

Tabla 7. Caracterización del agua de pozo.

Parámetro	valor	Método empleado
Conductividad eléctrica ($\mu\text{s}/\text{cm}$)	1074	NMX-AA-093-SCFI-2000
Salinidad (‰)	0.5	-
pH	7.9	NMX-AA-008-SCFI-2000
Calcio (mg/L)	72.6	3500-Ca D
Magnesio (mg/L)	5.7	3500-Mg E
Sodio (mg/L)	174.8	3500-Na D, APHA 1989
Potasio (mg/L)	7.8	3500-D-K, APHA 1989
Cloruros (mg/L)	49.6	NMX-AA-073-SCFI-2001
Dureza total (mg/L) como CaCO_3	205.2	NMX-AA-072-SCFI-2001
Alcalinidad total (mg/L) como CaCO_3	75.0	NMX-AA-074-1981

Análisis efectuados por el laboratorio del Instituto Tecnológico de Sonora en Cd. Obregón

Los resultados de los parámetros físico-químicos monitoreados durante el ciclo de cultivo (19 semanas) se muestran a continuación:

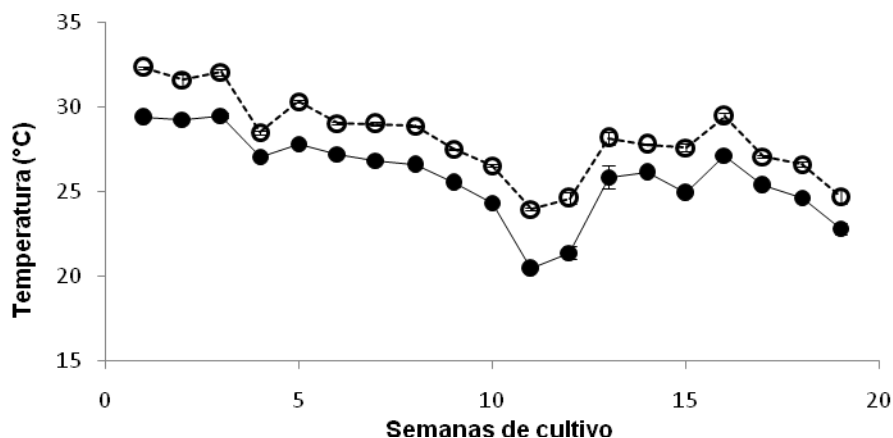


Figura 6. Variación promedio de la temperatura (°C) (\pm desviación estándar) a lo largo del ciclo de cultivo (● 6 h y ○ 18 h), n=3.

Como se observa en la Figura 6 la temperatura de los tanques se presentó entre 20.4 y 32.3°C, a las 6 y 18 horas durante las 19 semanas de cultivo, a las 6 horas (●) la mayor temperatura se observó en la semana 3 con 29.5°C mientras que en la semana 11 se encontró el mayor descenso de temperatura siendo de 20.4°C; a las 18 horas (○) la mayor temperatura se presentó en la semana 1 con 32.3°C, la menor temperatura al igual que a las 6 horas se presentó en la semana 11 (24°C). Esta variación de temperatura se debió a las condiciones climatológicas del lugar.

Van Wyk *et al.* (1999) mencionan que una temperatura óptima para *L. vannamei* es de 24 a 32°C, pero toleran un rango amplio de temperaturas. El límite letal de temperatura es aproximadamente de 15°C (puede sobrevivir pero en un corto tiempo). El límite máximo de temperatura es cerca de 35°C por un periodo prolongado, y hasta 40°C pero en un breve periodo. En este experimento la temperatura promedio durante todo el ciclo de cultivo fue de 25.9 °C a las 6 horas, mientras que a las 18 horas la temperatura promedio durante todo el experimento fue de 28.2°C.

Las temperaturas observadas en el presente trabajo, en la mayoría de las semanas estuvieron dentro de los intervalos considerados óptimos, sin embargo,

en las semanas 11 y 12 se presentaron temperaturas por debajo del óptimo, pero muy por arriba del límite letal (15°C).

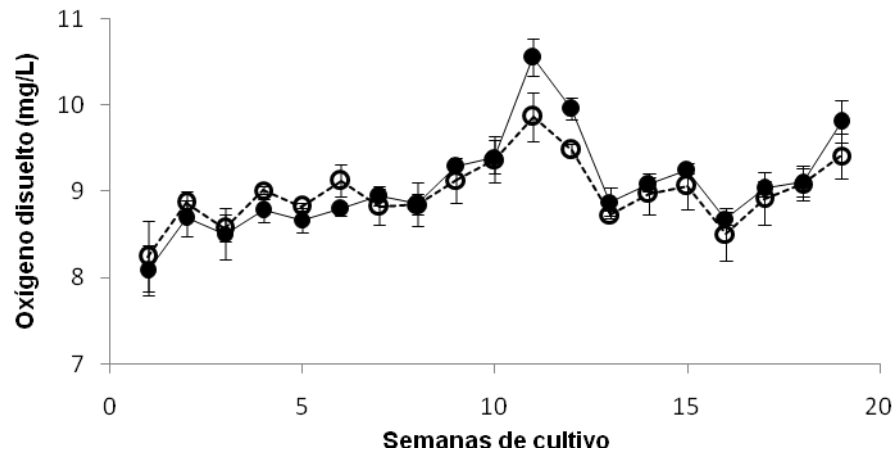


Figura 7. Variación promedio del oxígeno disuelto (mg/L) (\pm desviación estándar) a lo largo del ciclo de cultivo (\bullet 6 h y \circ 18 h), $n=3$.

El oxígeno disuelto durante las 19 semanas de cultivo (Figura 7) exhibió un intervalo de 8.1 a 10.6 mg/L, el oxígeno se mostró muy parecido en las dos horas de muestreo que fueron a las 6 y 18 horas, la menor cantidad de oxígeno disuelto se presentó en la primer semana de muestreo siendo en la mañana de 8.1 mg/L y en la tarde de 8.3 mg/L, mientras que en la semana 11 se mostró la mayor concentración de oxígeno disuelto, siendo por la mañana de 10.6 mg/L mientras que en la tarde la concentración fue de 9.9 mg/L.

El oxígeno disuelto se considera la variable de calidad del agua más crítica tanto en los cuerpos de agua naturales como de cultivo. Boyd y Fast (1992) consideran que la mejor supervivencia y crecimiento en camarones marinos de cultivo se obtiene en concentraciones de oxígeno disuelto entre 3.5 y 8.1 mg/L (Boyd, 1990; Masser *et al.*, 1999). Por el contrario, exposiciones cortas (alrededor de 30 minutos) a niveles menores de 1.5 mg/L deben evitarse, debido a que pueden ser letales, como ocurre también con los altos niveles de sobresaturación de oxígeno disuelto (Fast y Lester, 1992).

Para Van Wyk *et al.*, (1999) el valor óptimo del oxígeno disuelto lo consideran en el rango de 5 a 9.0 mg/L. La solubilidad del oxígeno disuelto en el agua depende de la temperatura, salinidad y altitud. Cuando la salinidad, la temperatura y altitud incrementa, la solubilidad del oxígeno en el agua decrece.

Existen dos factores biológicos que afectan los niveles de oxígeno disuelto que son la respiración y la fotosíntesis, ya que la respiración remueve oxígeno del agua mientras que la fotosíntesis agrega oxígeno al agua (Van Wyk *et al.*, 1999; Páez Osuna y Ruíz Fernández, 2001).

Araneda *et al.* (2008) mantuvieron un oxígeno disuelto durante todo el experimento (30 semanas) de 6.4 a 6.6 mg/L, en este experimento el intervalo en que se manejó durante todo el ciclo de cultivo fue de 8.1 a 10.6 mg/L.

El oxígeno disuelto se presentó muy homogéneo durante los días del experimento ya que se contaba con un aireador de inyección de burbujas (blower) de ½ hp, por lo que mantuvo oxigenados los tanques; la mayoría de los valores de oxígeno disuelto permanecieron dentro de lo propuesto por Van Wyk *et al.*, (1999), excepto la semana 11 y 12, donde se registró la menor temperatura y como el oxígeno es inversamente proporcional a la temperatura se registró la mayor concentración de oxígeno disuelto.

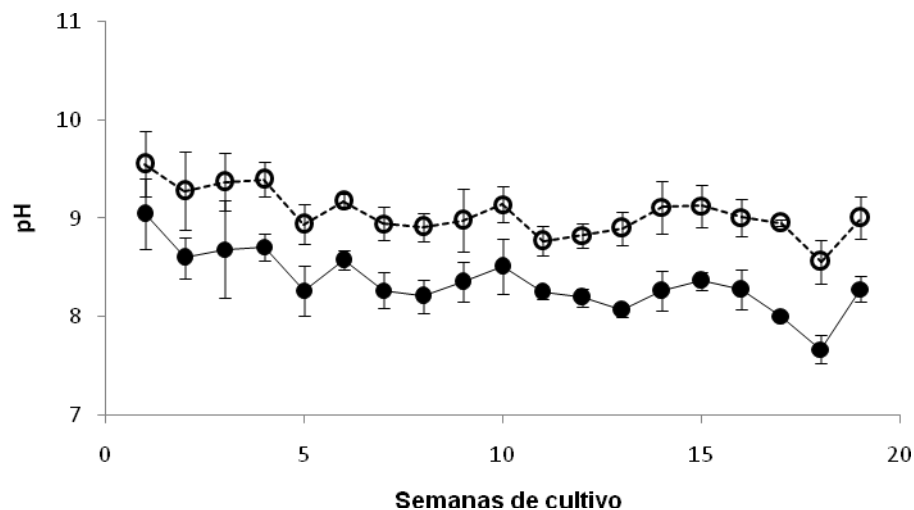


Figura 8. Variación promedio del pH (\pm desviación estándar) durante el ciclo de cultivo (\bullet 6 h y \circ 18 h), $n=3$.

Los niveles de pH se mantuvieron entre 7.7 y 9.6 durante las 19 semanas de cultivo a las 6 y 18 horas. A las 6 horas (●) el pH se mantuvo entre 7.7 y 9.1 (valor mínimo y máximo), el menor valor se presentó en la semana 18 y el mayor pH en la primer semana. A las 18 horas (◐) los valores de pH oscilaron entre 8.6 y 9.6, presentándose el menor valor en la semana 18 y los mayores valores, al igual que a las 6 horas, se presentaron en la primer semana. En la Figura 8 se ilustra la variación promedio del pH de los 3 tanques durante todo el ciclo de cultivo.

Los valores normales de pH en aguas estuarinas y marinas oscilan entre los 7 y 9. Existen pocos datos sobre el efecto del pH en los camarones pero Boyd (1989) menciona que al igual que los peces cuando el pH es de 4, se produce la llamada muerte ácida, en condiciones con pH de 4-6 hay un crecimiento lento; si se mantiene un pH de 6-9 se alcanza el crecimiento óptimo; mientras que cuando el pH es de 9-11 hay crecimiento lento y finalmente, cuando el pH es de 11, se alcanza el punto de la muerte alcalina (Páez Osuna y Ruíz Fernández, 2001). Van Wyk *et al.* (1999) proponen un rango aceptable de 7.0 -9.0, y un rango óptimo de 7.4 -7.8

Las aguas salobres y marinas poseen un buffer constituido principalmente por el sistema carbonatos, el cual es eficiente contra los cambios de pH, de forma tal que es raro que el pH caiga por debajo de 6.5 o se eleve por arriba de 9.5. En las aguas de los estanques, el pH sufre variaciones diurnas que están controladas principalmente por el equilibrio de las tasas de respiración y fotosíntesis, siendo los valores ligeramente más elevados durante las horas de la tarde y más bajas en la madrugada, justo al amanecer, cuando también se presenta el mínimo de oxígeno disuelto, ya que ha sido consumido parte o casi todo el oxígeno acumulado durante las horas de luz produciéndose únicamente CO₂ (Páez Osuna y Ruíz Fernández, 2001). Araneda *et al.* (2008) mantuvieron un pH de 8.08 a 8.12 durante todo el ciclo de cultivo, en sistemas intensivos de camarón en agua dulce.

En este experimento, el pH se mantuvo dentro de los límites aceptables u óptimos, y como menciona Páez Osuna y Ruíz Fernández, (2001), se presentaron

variaciones ya que en la tarde son ligeramente más elevados los valores que en la madrugada.

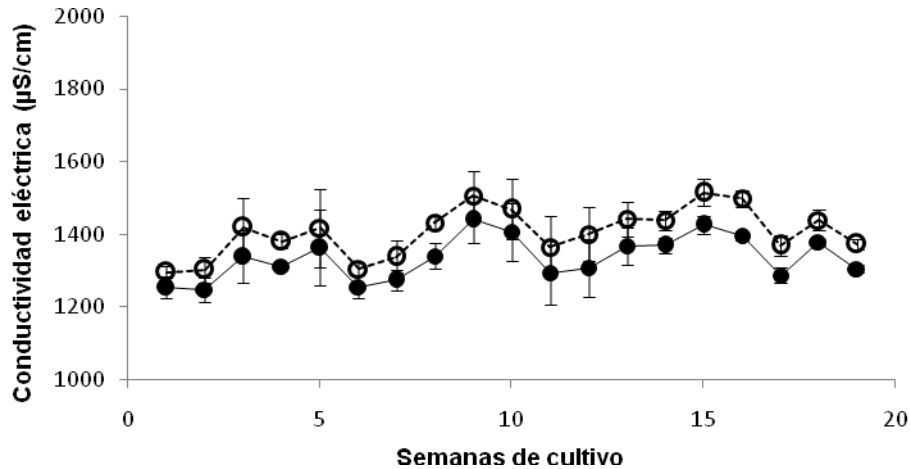


Figura 9. Variación promedio de la conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) (\pm desviación estándar) a lo largo del ciclo de cultivo (\bullet 6 y \circ 18 h), $n=3$.

La conductividad eléctrica de los tanques se mantuvo durante todo el ciclo de cultivo entre 1,248 hasta 1,505 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (Figura 9), a las 6 horas (\bullet) se mostró un mínimo de 1248 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en la semana 2 y un máximo de 1,440 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en la semana 9. A las 18 horas (\circ) se dio un mínimo de conductividad electrica en la semana 1 de 1,295 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y en la semana 9 se mostró el máximo con 1,505 $\mu\text{S}/\text{cm}$. La conductividad electrica se presentó siempre más baja en la mañana mientras que en la tarde los valores fueron mayores.

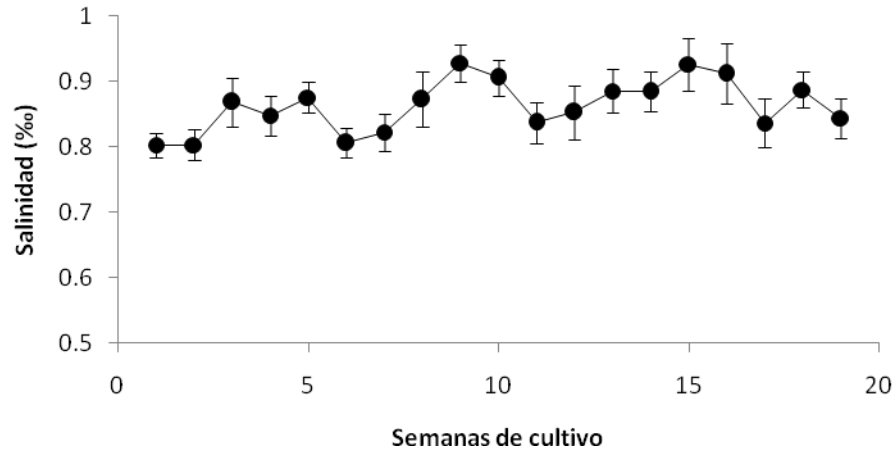


Figura 10. Variación promedio de la salinidad (‰) (\pm desviación estándar) a lo largo del ciclo de cultivo.

La salinidad osciló entre 0.80 a 0.97 ‰ durante las 19 semanas de cultivo lo cuál se muestra en la Figura 10. Por medio de la conductividad electrica se calculó la salinidad. Boyd (2002), menciona que una salinidad por debajo de 1.0 ‰ (1000 mg/L) se considera como agua dulce para propósitos de acuicultura. Una salinidad de 1.0 ‰ usualmente corresponde a una conductividad eléctrica alrededor de 1500 μ S/cm.

Los juveniles de *Litopenaeus vannamei*, son organismos estuarinos y son extremadamente euralinos, toleran salinidades que van de menos de 1 ‰ y cerca de 40 ‰ (Lin y Chen, 2003; Davis *et al.*, 2004; Gross *et al.*, 2004). El cultivo de *L. vannamei* se ha desarrollado tierra adentro con aguas que tienen un intervalo de salinidades de 28.3 hasta 0.5 ‰ (Saoud *et al.*, 2003). Van Wyk *et al.*, (1999) propusieron un rango de 0.5 - 35 ‰ como recomendable para un crecimiento exitoso.

La salinidad en nuestros tanques se mantuvo siempre <1 ‰ y ≥ 0.8 ‰ esto podria deberse a que el agua de pozo con el que se reponia el nivel de los tanques tenia una mínima salinidad, y a la recirculación del agua. Los factores como la temperatura y la salinidad están relacionados muy estrechamente con la época del año y la localización geográfica del sistema de cultivo, i.e. en verano, las temperaturas del agua, la evapotranspiración y la salinidad se incrementan,

mientras que el contenido de nutrientes, de pigmentos fotosintéticos y de sólidos sedimentables sufren variaciones que están reguladas principalmente por el manejo del sistema de cultivo (Páez-Osuna y Ruíz Fernández, 2001). Los resultados estuvieron dentro de los intervalos propuestos por Van Wyk *et al.*, (1999); y el agua fue clasificada como agua dulce de acuerdo a lo propuesto por Boyd (2002). La salinidad se mantuvo por debajo de 1‰ para que las plantas de tomate pudieran crecer adecuadamente.

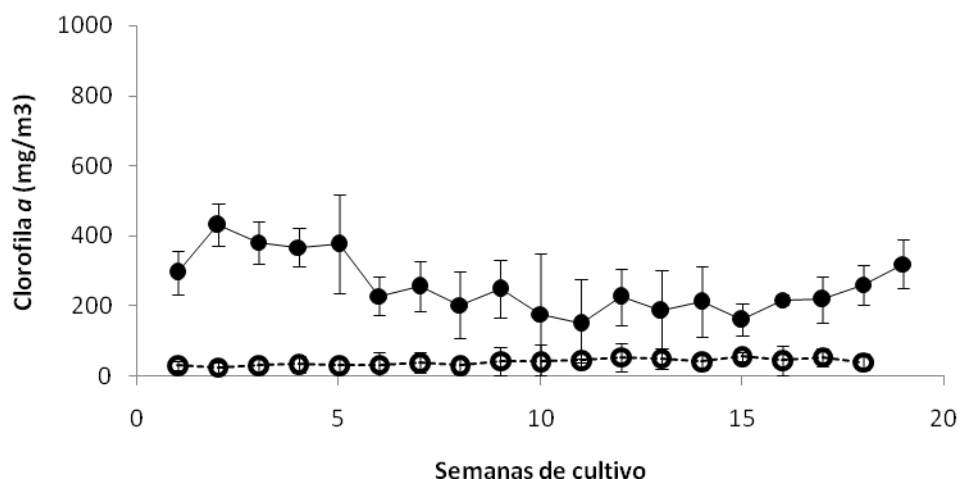


Figura 11. Variación promedio del contenido de Clorofila *a* (mg/m³) (\pm desviación estándar) en el agua del cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo (n=3).

La clorofila *a* mostró concentraciones en los tanques de camarón de 160.1 a 431.0 mg/m³ durante el ciclo de cultivo, presentándose en la semana 2 la mayor concentración mientras que en la semana 11 se encontró la menor concentración. Con lo que respecta a las salidas de los cultivos de tomate las concentraciones fueron de 25.7 a 54.8 mg/m³. Las concentraciones más elevadas se encontraron en las primeras semanas del ciclo de cultivo. La clorofila *a* en las salidas permaneció muy similar durante todo el ciclo (Figura 11).

Con lo que respecta a la biomasa del fitoplancton comúnmente se estima mediante la concentración de clorofila *a*. Éste pigmento se encuentra en

cantidades variables en las células, dependiendo no solamente de la especie, sino posiblemente también de la etapa del ciclo reproductivo. La importancia del fitoplancton en los estanques de cultivo de camarón ha sido reconocida como un factor estrechamente relacionado con la calidad del agua y consecuentemente con la producción, ésta fuente de alimentación natural puede significar el 50% de la dieta del camarón y ayuda a disminuir el consumo del alimento balanceado y por lo tanto su costo (Chien, 1992; Páez Osuna y Ruíz Fernández, 2001). El fitoplancton puede reducir las sustancias tóxicas ya que consume NH_4 y a la vez enriquece el sistema con oxígeno durante las horas de luz y baja los niveles de CO_2 , NH_3 . La densidad de fitoplancton en cultivos intensivos es siempre alto. En 21 estanques de *P. monodon* en Taiwán, las densidades fitoplanctónicas fueron más altas que 10^5 células/ml y algunas veces arriba de 10^7 células/ml, indicando un estado hipereutrófico del agua (Chien, 1992).

En este experimento se puede observar claramente que en los tanques de camarón la clorofila *a* tenía valores elevados (160.1 a 431.0 mg/m^3) pero que al pasar por los cultivos hidropónicos de tomate la clorofila *a* (25.7 a 54.8 mg/m^3) disminuyó hasta un 88.4%, por tal motivo el cultivo acoplado de camarón -tomate es benéfico ya que reduce los sólidos suspendidos totales evitando o disminuyendo la turbidez y favoreciendo que no se eutrofiquen los tanques. El mecanismo que pudiera estar involucrado en la reducción de la clorofila *a*, es que el lecho de la zeolita de alguna manera captura a las partículas de clorofila *a* y las retiene siendo factible que luego se descomponga una fracción de las mismas.

6.2. Cultivo de tomate

El cultivo de tomate tuvo una producción de 29.6 ton/ha, con un peso individual de 110.6 g. Debido a los pesos individuales y la calidad del fruto obtenidos se tiene la capacidad de ser exportados. Al compararse el cultivo de tomate con los irrigados con el efluente del camarón, con los irrigados con solución nutritiva y con los irrigados con agua de pozo, se pudo observar que los tomates con solución nutritiva y con los del agua del tanque de camarón fueron los que tuvieron una mayor producción por ton/ha (Tabla 8).

Tabla 8. Datos de producción para tomate (*Lycopersicum esculentum*) obtenidos durante el cultivo acoplado de camarón -tomate, utilizando agua dulce de pozo.

Datos de producción	Tomates irrigados con efluentes de camarón	Tomates irrigados con solución nutritiva	Tomates irrigados con agua de pozo
Número de tomates por planta	7.0 ± 1.0	7.5 ± 0.9	6.0 ± 1.5
Producción por planta (kg/planta)	0.7 ± 0.2	0.8 ± 0.1	0.6 ± 0.2
Peso promedio individual del tomate (g)	110.6 ± 22.5	105.1 ± 27.7	94.8 ± 25.8
Producción de tomate (ton/ha)	36.1 ± 2.3 ^a	38.7 ± 1.9 ^a	27.6 ± 2.6 ^b

Letras diferentes entre las medias, se refiere a que son significativamente ($P < 0.05$) diferentes entre sí.

En general para la mayoría de los valores no existen diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los tratamientos, solamente hubo diferencias significativas ($P < 0.05$) en la producción de tomate, donde se tiene que tanto las líneas de producción irrigadas con el efluente del cultivo de camarón como con la solución nutritiva, tuvieron una producción mayor que la obtenida con el agua de pozo.

6.3. Análisis de nutrientes de las muestras de agua

Los sistemas de recirculación son diseñados para remplazar del 5 al 10% diariamente el volumen de agua de los sistemas por agua nueva (Rijn *et al.*, 2006); en algunos estudios utilizan un remplazo de un 2 a un 7% de cambio de agua (Miranda *et al.*, 2008). Este recambio de agua prevee el aumento de nitratos y materia orgánica soluble que podrían causar problemas (Masser *et al.*, 1999) y a su vez mantiene la calidad del agua para el buen crecimiento del camarón (Thakur y Lin, 2003). Para optimizar el crecimiento de los organismos en granjas de cultivo se utiliza alimento balanceado y fertilizantes, sin embargo, estos son los principales agentes que afectan la calidad del agua en la acuicultura (Saldias *et al.*, 2002).

El agua, tanto de los estanques como la del medio natural, contienen pequeñas cantidades de nitrógeno orgánico e inorgánico, distribuidas en las fracciones disueltas y particuladas. Las principales formas inorgánicas presente en las aguas son el nitrato NO_3 (1-500 μM en el agua de mar), nitrito NO_2 (0.1-50 μM)

y amonio $\text{NH}_3 + \text{NH}_4$ (1-50 μM) (Páez-Osuna, 2001b). Los cultivos intensivos se caracterizan por la alta carga orgánica y subsecuentemente el riesgo de los altos niveles de sustancias tóxicas, las cuales son derivadas de la descomposición anaeróbica de la materia orgánica (Chien, 1992).

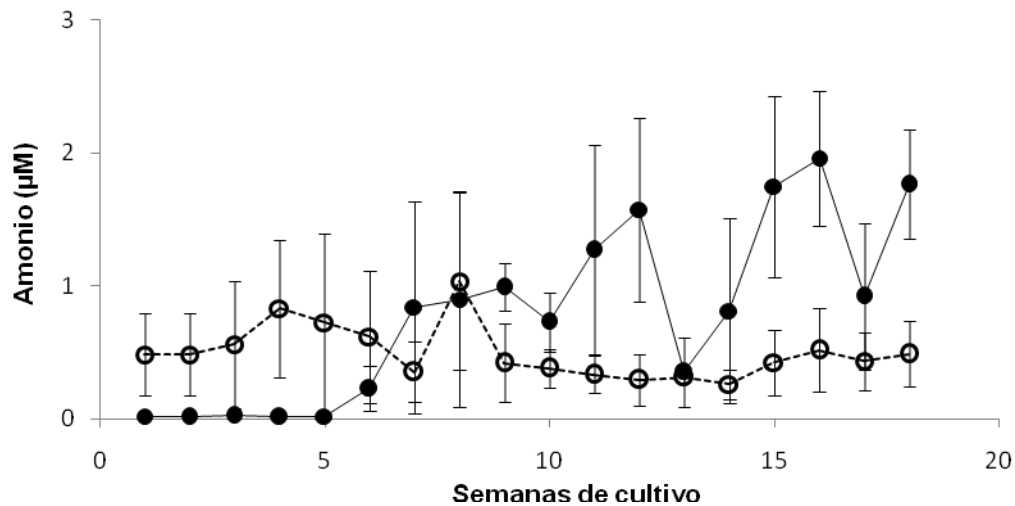


Figura 12. Variación promedio del contenido de amonio (μM) (\pm desviación estándar) en el agua del cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo (n=3).

El amonio en el agua de los tanques del cultivo de camarón durante el ciclo de cultivo tuvo concentraciones de 0.01 a 1.96 μM , mientras en el agua de salida de las plantas de tomate las concentraciones fueron de 0.24 a 1.03 μM . Durante las primeras 5 semanas de cultivo el amonio se encontró en bajas concentraciones y fue aumentando conforme avanzaba el ciclo de cultivo (Figura 12). A lo largo del ciclo de cultivo no se evidenciaron diferencias significativas entre el agua de los 3 tanques como también con el agua de salida de las plantas de tomate ($P < 0.05$).

El amonio es el principal producto de desecho del nitrógeno excretado por el camarón (Frías *et al.*, 2000; Lin y Chen, 2003). La toxicidad del amonio depende de la edad del camarón ya que las postlarvas y juveniles toleran menores concentraciones de amonio no ionizado que los adultos. Existe en 2 diferentes

formas en el agua, como amonio no ionizado (NH_3) y como amonio ionizado (NH_4), el amonio no ionizado depende del pH y de la temperatura en el agua (a mayor temperatura y mayor pH se presentará un mayor porcentaje de la forma no ionizada) (Chien, 1992; Masser, Rakocy y Losordo, 1998, 1999, Frías-Espericueta y Páez-Osuna, 2001). Solo la forma no ionizada es la tóxica para el camarón (Chien, 1992; Hargreaves, 1998; Van Wyk *et al.*, 1999; Frías-Espericueta y Páez-Osuna, 2001; Páez Osuna y Ruíz Fernández, 2001). Por otra parte el amonio es el sustrato preferente para el fitoplancton (Hargreaves, 1998). El amonio se debe de mantener en concentraciones óptimas de la forma ionizada ≤ 0.03 mg/L, ya que a concentraciones ≥ 0.1 mg/L puede ocasionar efectos crónicos o letales (Van Wyk *et al.*, 1999), Boyd (1990) menciona que se pueden tener concentraciones de amonio hasta de 0.15 mg/L. Los valores obtenidos en este experimento estuvieron por debajo de lo propuesto por Van Wyk (≤ 0.03 mg/L) durante todo el ciclo de cultivo, pero dentro de lo propuesto por Boyd (1990). Hopkins *et al.* (1993) y Páez-Osuna (2001), mencionan que los niveles de amonio en los estanques de cultivo semi-intensivo generalmente se incrementan con la edad de cultivo, o puede tener variación con las tasas de recambio. En este experimento se presentó que conforme el ciclo de cultivo iba en progreso el amonio iba aumentando. Teniendo valores de 0.01 hasta 1.96 μM . Araneda *et al.* (2008) registraron un promedio entre sus 3 estanques de 3.3 μM de amonio no ionizado durante todo su experimento con camarón en agua dulce y una densidad de 55 PL/m².

En el presente estudio el amonio siempre se mantuvo en niveles bajos ya que los tanques contenían aireación la cual permitía que el amonio se volatilizara, como también se puede observar que cuando el agua era recirculada al cultivo de tomate, la concentración disminuía debido a que la zeolita retenía los compuestos nitrogenados entre ellos el amonio y de nuevo el agua se regresaba a los tanques de camarón con una concentración menor de amonio, teniendo los niveles óptimos para el cultivo de camarón.

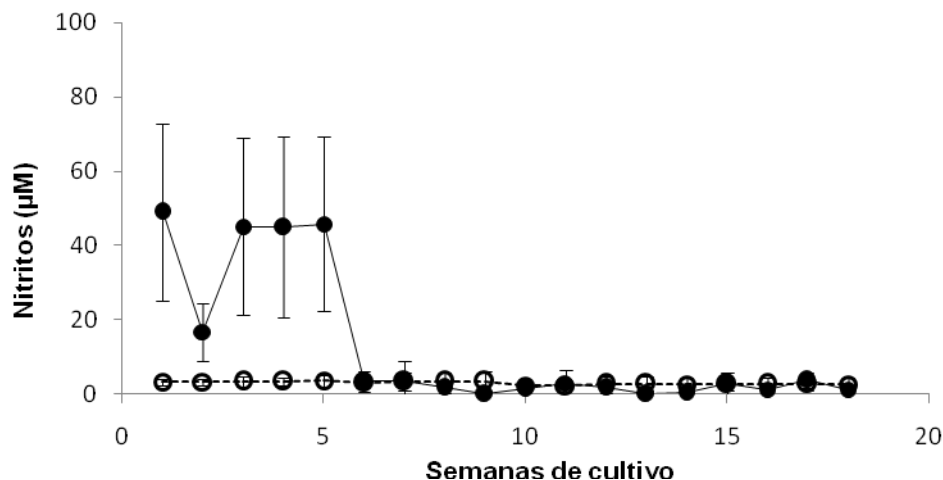


Figura 13. Variación promedio del contenido de nitritos (μM) (\pm desviación estándar) en el agua del cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo hidropónico de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo ($n=3$).

La concentración de nitritos en los tanques del cultivo de camarón durante las primeras 5 semanas de cultivo fueron de 16.7 a 49.0 μM siendo éstas las mayores concentraciones durante el ciclo de cultivo, de la semana 6 hasta el fin del cultivo los valores estuvieron entre 0.1 a 3.8 μM , en la salida del cultivo de las plantas de tomate las concentraciones siempre fueron bajas siendo de 2.3 a 3.8 μM (Figura 13). En los 3 tanques de camarón no se mostraron diferencias significativas ($P<0.05$); mientras que en el agua de salida del cultivo de tomate si se mostraron diferencias significativas ($P<0.05$).

Los nitritos son el producto intermedio de la nitrificación o de la reducción del nitrato (Chien, 1999; Lin y Chen, 2003; Sowers *et al.*, 2004), La toxicidad del nitrito está influenciada por la edad del camarón y por la salinidad del agua en el cuál a baja salinidad y bajo pH el nitrito es más tóxico (Van Wyk *et al.*, 1999). La acumulación de nitritos en los estanques puede deteriorar la calidad del agua, reduciendo el crecimiento, incrementando el consumo de oxígeno y la excreción de amonio, e incluso provocando altas mortandades de camarón. Se ha encontrado que las concentraciones de nitritos se incrementan directamente a lo largo del periodo de cultivo hasta 4.6 mg/L de nitrito-N en los estanques de cultivo

(Lin y Chen, 2003). Los nitritos son nocivos para el camarón a concentraciones relativamente bajas, Van Wyk *et al.* (1999) proponen una concentración de nitritos aceptable de ≤ 1 mg/L, mientras que Clifford, (1993); Gross *et al.* (2004) mencionan que a concentraciones < 0.4 mg/L es tóxico-

En este estudio las concentraciones de nitritos en los tanques de camarón tuvieron un máximo de 2.25 mg/L, mientras que en las salidas del cultivo de tomate los valores no sobrepasaron los 0.17 mg/L, por lo tanto, los tanques de cultivo de camarón, durante las primeras 5 semanas sobrepasaron el valor propuesto por Van Wyk *et al.* (1999). Araneda *et al.* (2008) registraron un promedio de 0.04 a 0.06 mg/L de nitritos en un cultivo intensivo durante todo un ciclo de 120 días.

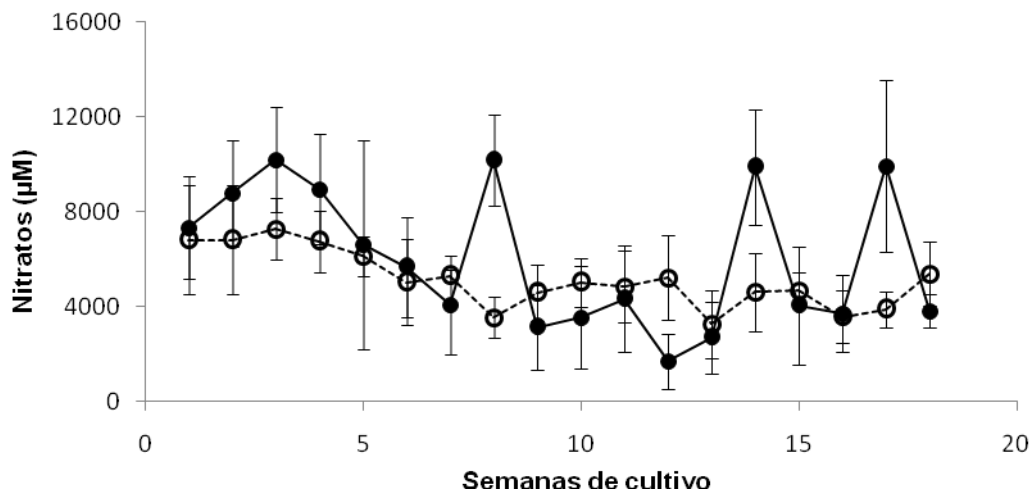


Figura 14. Variación promedio del contenido de nitratos (μM) (\pm desviación estándar) en el agua del cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo ($n=3$).

En la Figura 14 se muestra la variación promedio de nitratos durante todo el desarrollo de cultivo. Se puede observar que los nitratos en el agua de los tanques de camarón tuvieron concentraciones de 1,962 a 10,192 μM (104.9 a 631.9 mg/L de NO_3^-) mientras que en el agua de salida de los cultivos de tomate fueron de 3,245 a 7,258 μM (201.2 a 450.0 mg/L de NO_3^-). En la semana 3 se encontró la

mayor concentración durante todo el ciclo y en la semana 12 se encontraron las menores concentraciones tanto de entrada como de salida de NO_3^- . En los tanques de camarón no se encontraron diferencias significativas entre los 3 tanques ($P>0.05$), mientras que en el agua de salida de los cultivos de tomate si se encontraron diferencias significativas ($P<0.05$).

En la nitrificación, el amonio es oxidado a nitratos y puede alcanzar niveles tóxicos en altas densidades de los sistemas de acuicultura (Sowers *et al.*, 2004). El nitrato es virtualmente no tóxico. El camarón puede sobrevivir a concentraciones de nitratos de 200 mg/L, pero no se conoce si los altos niveles pueden afectar en su crecimiento o en propiciar alguna enfermedad. Idealmente se debe de mantener en una concentración ≤ 60 mg/L (Van Wyk *et al.*, 1999). Clifford, (1993) menciona un valor óptimo para este compuesto de 400 a 800 mg/L. Araneda *et al.* (2008) registraron un promedio entre sus estanques (90, 130 y 180 PL/m²) de 4.2 a 4.6 mg/L de nitratos durante el ciclo de cultivo de 120 días.

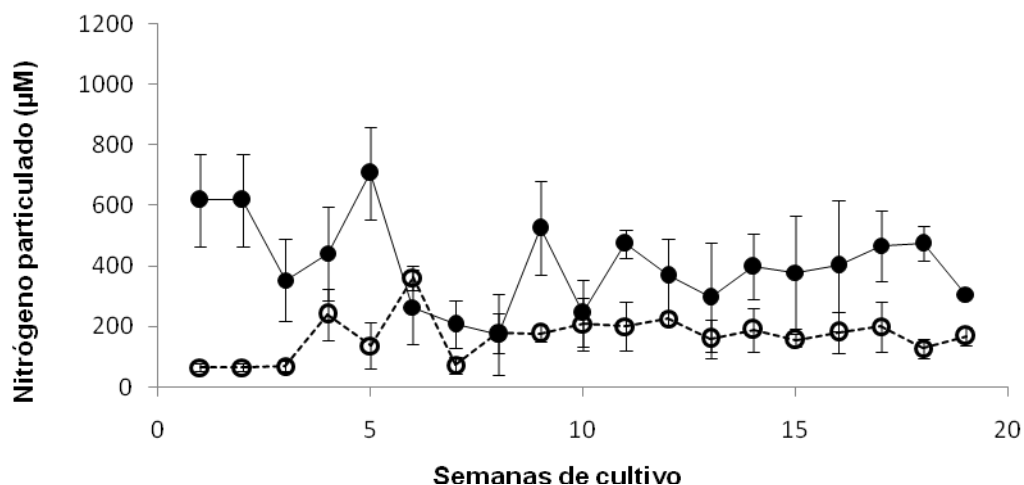


Figura 15. Variación promedio del contenido de nitrógeno particulado (μM) (\pm desviación estándar) en el cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo ($n=3$).

El nitrógeno particulado mostró concentraciones mayores en el agua de los tanques del cultivo camarón que en el agua de las salidas de los cultivos hidropónicos de tomate durante el ciclo de cultivo. Las concentraciones en la

entrada fueron de 174.3 a 707.0 μM teniendo las mayores concentraciones en el comienzo del cultivo, las concentraciones del nitrógeno particulado en las salidas oscilaron entre 65.5 y 360.6 μM (Figura 15). No se mostraron diferencias significativas tanto en los tanques de camarón como en la salida de los cultivos de tomate ($P>0.05$).

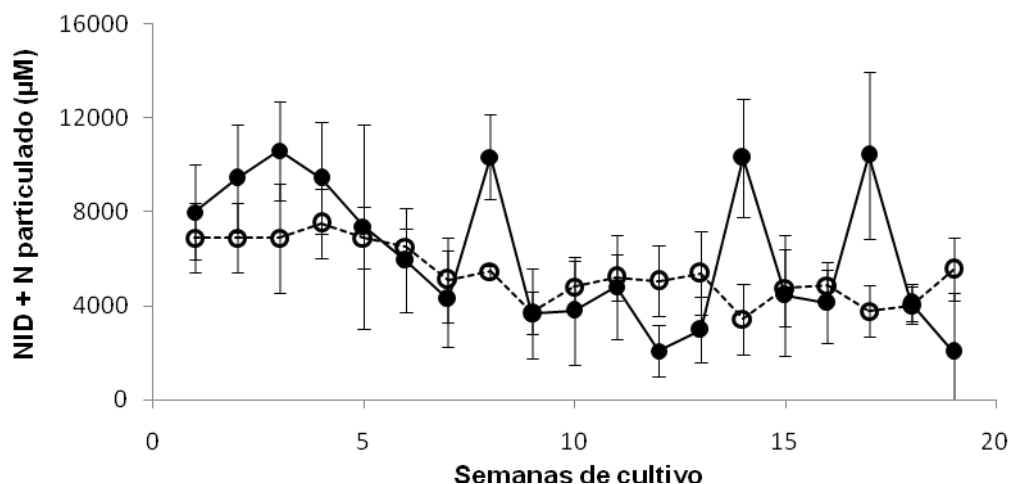


Figura 16. Variación promedio del contenido de nitrógeno inorgánico disuelto (\pm desviación estándar) más el nitrógeno particulado (μM) en el agua de cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo ($n=3$).

El nitrógeno inorgánico disuelto (NID) más el nitrógeno particulado en los tanques del cultivo de camarón tuvo concentraciones de 2,084 hasta 10,590 μM , presentándose la mayor concentración en la semana 3 y la menor concentración en la semana 12. Para las salidas de los cultivos de tomate las concentraciones oscilaron entre 3,441 y 7,510 μM ; en la semana 4 se encontró la mayor concentración y en la semana 14 se encontró la menor concentración durante todo el ciclo de cultivo (Figura 16). Entre los tanques de camarón no se mostraron diferencias significativas ($P>0.05$), mientras que en el agua de salida de los cultivos de tomate si se tuvieron diferencias significativas ($P<0.05$).

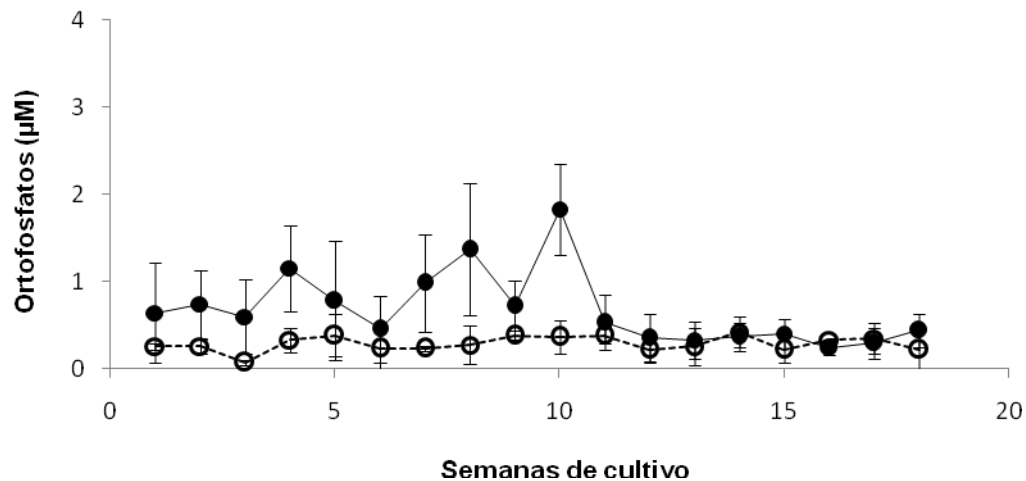


Figura 17. Variación promedio del contenido de ortofosfatos (μM) (\pm desviación estándar) en el agua de cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo, ($n=3$).

La concentración de ortofosfatos a lo largo del ciclo de cultivo fueron bajas, en los tanques de camarón los valores estuvieron entre los 0.2 y 1.4 μM , encontrándose en la semana 10 la mayor concentración de ortofosfatos (1.4 μM), en las salidas de los cultivos de tomate las concentraciones fluctuaron de 0.1 a 0.4 μM , teniendo muy poca variación durante las 19 semanas (Figura 17). Tanto en los tanques de camarón como en el agua de salida de los cultivos de tomate no se mostraron diferencias significativas ($P>0.05$).

El fósforo tiene importancia biológica debido a que en muchos ecosistemas acuáticos es el nutriente que limita la productividad primaria (Páez-Osuna, 2001b), particularmente en los de agua dulce. Los fosfatos son comunes en agua dulce y su concentración se encuentra influenciada por la composición química de las formaciones rocosas subyacentes. El fosfato sólo presenta un problema en las granjas de engorda, cuando alcanza niveles que favorecen el crecimiento de cianobacterias (Balbi *et al.*, 2005).

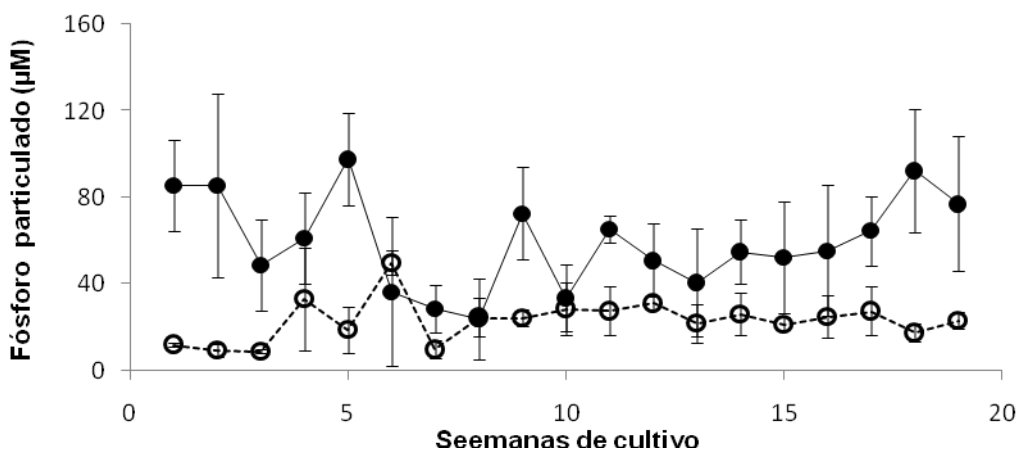


Figura 18. Variación promedio del contenido de fósforo particulado (μM) (\pm desviación estándar) en el agua del cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo ($n=3$).

En la Figura 18 se muestra la variación promedio del contenido de fósforo particulado durante el desarrollo del cultivo, las mayores concentraciones de fósforo particulado se encontraron en la entrada teniendo un intervalo entre 24.1 y 97.8 μM , la menor concentración se presentó en la semana 8, mientras que la mayor concentración fue en la semana 5, en las salidas la semana 3 fue la de menor concentración con 9.1 μM y la mayor concentración fue en la semana 6 con 49.9 μM . No se evidenciaron diferencias significativas entre los tanques de camarón, como tampoco se mostraron diferencias significativas ($P>0.05$) en el agua de salida del cultivo de tomate de las 3 líneas.

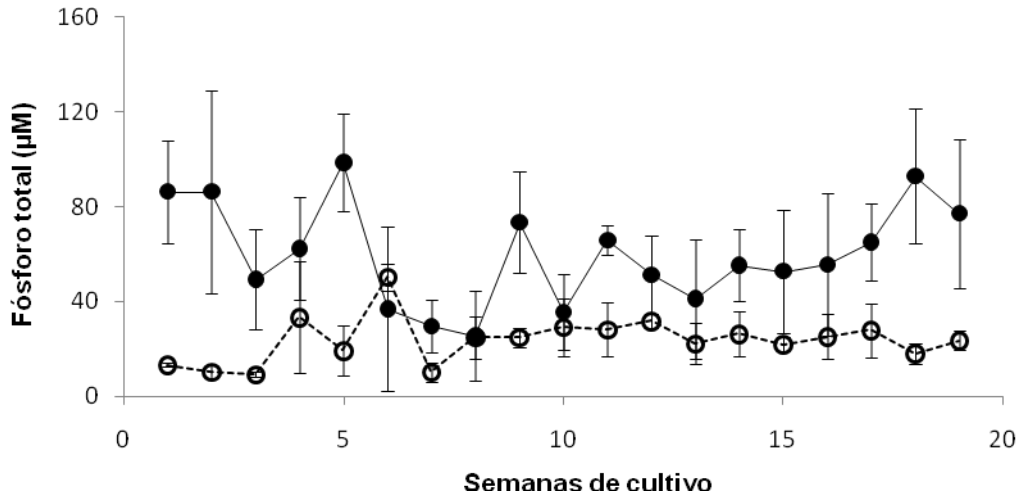


Figura 19. Variación promedio del contenido de fósforo total (μM) (\pm desviación estándar) en el cultivo de camarón (●) y en el agua de salida del cultivo de tomate (○) durante el desarrollo del cultivo, (n=3).

El fósforo total tuvo concentraciones en los tanques de camarón desde 25.5 μM en la semana 8 hasta 98.6 μM en la semana 5, mientras que en la salida de los cultivos de tomate las concentraciones fluctuaron entre 9.3 y 50.3 μM (Figura 19). Tanto en los tanques de camarón como en el agua de salida de los cultivos de tomate no se evidenciaron diferencias significativas ($P > 0.05$), debido a la gran variabilidad de este componente.

El cultivo integrado camarón-tomate fue eficiente en la disminución de nutrientes, ya que el agua del cultivo de camarón que llegaba hacia el cultivo de tomate y ésta a la vez pasaba por la zeolita, exhibió una disminución en todos los nutrientes (Tabla 10), funcionando la zeolita como filtro dándole al agua una buena calidad en su regreso al tanque de camarón.

Tabla 9. Porcentaje de disminución promedio de los nutrientes al pasar por el lecho de zeolita.

	NH ₄ ⁺	NO ₂ ⁻	NO ₃ ⁻	NT	PT	Clorofila a
% de disminución	66.2 ± 0.1	79.7 ± 0.2	29.6 ± 20.0	31.8 ± 20.6	64.2 ± 0.4	88.4 ± 0.2

6.4 Flujos y balance de masas de nutrientes

6.4.1 Cálculos de los flujos y balances de masas del nitrógeno

Para realizar los balances de nitrógeno y fósforo se tomaron en cuenta todas las fuentes (alimento, fertilizante, agua de llenado, agua de reposición, cosecha, PL, lodo, plantas de tomate, zeolita) tanto de entrada como de salida (Figura 20, 21 y 22). Los tanques contaban con un volumen de agua (V) de 31.1 m³ y una superficie de 28.27 m². Los resultados del flujo de nitrógeno y el fósforo se calcularon como a continuación se presenta.

Alimento. Los flujos de nitrógeno suministrado a través del alimento fueron calculados de la siguiente forma:

Tanque 1. Se agregaron 2.98 kg de alimento balanceado al 40%, donde se considera el contenido de nitrógeno del alimento (40% proteínas; N= 6.25%) obteniéndose una cantidad de 0.1861 kg N (186.1 g N) del alimento, también se suministraron 14.87 kg de alimento al 35% con un contenido de nitrógeno de 5.76% que equivale a 0.8550 kg N (855.0 g N) sumando las cantidades de N en el alimento, fueron de 1041.1 g N/ciclo.

Tanque 2. Se utilizaron 3.09 kg de alimento balanceado al 40%, considerando el contenido de nitrógeno del alimento (40% proteínas; N= 6.25%) esto corresponde a 0.1898 kg N (189.8 g N) asociado al alimento, también se suministraron 15.17 kg de alimento al 35% con un contenido de nitrógeno de 5.76% que equivale a 0.8737 kg N (873.7 g N) sumando las cantidades de N en el alimento, fueron de 1063.5 g N/ciclo.

Tanque 3. Se utilizaron 3.0 kg de alimento balanceado al 40%, considerando el contenido de nitrógeno del alimento (40% proteínas; N= 6.25%) esto corresponde a 0.1872 kg N (187.2 g N) asociado al alimento, también se suministraron 15.3 kg

de alimento al 35% con un contenido de nitrógeno de 5.76% que equivale a 0.8798 kg N (879.8 g N) teniendo como resultado 1,067.0 g N/ciclo en el alimento.

Fertilizante. Se utilizó como fertilizante nitrato de magnesio ($MgNO_3$) con 11% de nitrógeno y se agregó a cada tanque 5 kg por lo tanto en términos de nitrógeno serían 550 g N/ciclo.

Agua de llenado (All). El nitrógeno suministrado a través del agua de pozo se calculó a partir del contenido de nitrógeno del agua y del volumen de llenado, la concentración de nitrógeno total en el agua de pozo fue de 15.4 mg N/L multiplicando por el volumen del estanque fue de 31.1 m³ por lo tanto la cantidad de nitrógeno en el estanque, al momento de llenado fue de 478.9 g N/ciclo. La cantidad de N que ingresó a través del agua de llenado fue igual en los 3 tanques.

Reposición de niveles de los estanques (Rn). Se obtuvo multiplicando el valor de evaporación promedio del estado de Sonora (CNA, 2008) por la superficie del estanque y por los días del cultivo. El valor de evaporación que se asumió durante 84 días de cultivo fue de 8 mm, en los últimos 49 días de cultivo la evaporación fue de 2 mm y la superficie del estanque era de 28.3 m². Por lo tanto $8 \text{ mm} \times 28.3 \text{ m}^2 \times 84 \text{ días} / 1,000 = 19 \text{ m}^3$ y $2 \text{ mm} \times 28.3 \text{ m}^2 \times 49 \text{ días} / 1,000 = 2.8 \text{ m}^3$. Los volúmenes de evaporación por reposición de niveles fue de 21.8 m³ durante el cultivo y dado que la concentración de N en el agua de pozo fue de 15.4 mg N/L, por tanto el flujo de N por reposición de niveles fue de 335.7 g N/ciclo, el resultado se asumió que fue igual en los 3 tanques.

Postlarva (PL). Se estimó la cantidad de nitrógeno ingresado a través de la siembra de la PL considerando la cantidad de PL, el peso promedio de la PL, el peso seco de la PL y el porcentaje de nitrógeno en el camarón (11.025 %). La cantidad de PL fue de 1,414 x 0.082 g del peso individual de PL dando un resultado de 115.9 g de PL.

Tanque 1. El peso seco total de la PL fue de 30.3 g por lo tanto el flujo de N asociado con las PLs es de 3.3 g N/ciclo ($30.3 \times 0.11025 = 3.3 \text{ g N}$).

Tanque 2. El peso seco total de la PL fue de 27.2 g por lo tanto el flujo de N asociado con las PLs es de 2.9 g N/ciclo ($27.23 \times 0.1065 = 2.9 \text{ g N}$).

Tanque 3. El peso seco total de la PL fue de 27.4 g por lo tanto el flujo de N asociado con las PLs es de 3.0 g N/ciclo ($27.4 \times 0.1090 = 3.0 \text{ g N}$).

Agua de regreso hacia los tanques proveniente de los módulos de tomate. Se calculó multiplicando la concentración semanal de N por el gasto de agua que iba hacia los tanques (fue calculado tomando un 95% del flujo para agua de riego hacia los tomates), se sumaron todas las concentraciones semanales y se obtuvo la concentración total de N. El agua de retorno hacia el tanque 1 llevaba 428.0 g N, para el tanque 2, 326.9 g N y para el tanque 3 450.4 g N.

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

Agua de vaciado (Av). Se calculó con la concentración de nitrógeno medido en la última semana del experimento, por el volumen del tanque.

Tanque 1. El estanque tuvo una concentración de nitrógeno de 53.4 mg/L que multiplicado por el volumen generó un flujo de nitrógeno de 1,659.9 g N/ciclo.

Tanque 2. La última semana del cultivo tuvo una concentración de 50.7 mg/L \times 31,100 L = 1,576.7 g N/ciclo.

Tanque 3. Tuvo una concentración de nitrógeno de 52.4 mg/L \times 31,100 L = 1,629.6 g N/ciclo.

Cosecha de camarón. El cálculo del flujo de nitrógeno asociado a la biomasa cosechada se realizó considerando la producción total, el peso seco de la producción total y la concentración de nitrógeno en el camarón.

Tanque 1. Se tuvo una cosecha de 11,297 g (11.3 kg) de camarón que equivale a 2,955.3 g en peso seco y con el contenido de nitrógeno con base a peso seco

aproximado de 11% (Boyd y Teichert-Coddington, 1995), el resultado fue de 350.3 g N/ciclo.

Tanque 2. La producción total fue de 11,144 g (11.14 kg), con un peso seco de 2,616.1 g, multiplicado por el contenido de nitrógeno del camarón dio 303.0 g N/ciclo en la cosecha.

Tanque 3. Se tuvo una producción de 11,176 g (11.17 kg) de camarón que tuvo un peso seco de 2781.5 g que al multiplicar por el porcentaje de nitrógeno del camarón, dio 306.2 g N/ciclo.

Lodo (Lo). El flujo de nitrógeno en los materiales depositados durante el ciclo de cultivo se realizó pesando la cantidad de lodo acumulado en el tanque al final del experimento, y tomando en cuenta el equivalente en peso seco y la cantidad de N en el lodo. En los diferentes tanques se obtuvieron los siguientes resultados:

Tanque 1. Se recolectaron 16.3 kg (16,300 g), con un peso seco de 23.13% y con un porcentaje de N de 3.7%, por lo tanto $16,300 \text{ g} \times 0.2313 = 3,770.2 \text{ g} \times 0.037 = 139.1 \text{ g N/ciclo}$.

Tanque 2. La cantidad recolectada fue de 15.5 kg (15,500 g) de lodo, con un peso seco de 29.52% y con un porcentaje de N de 1.01; al efectuar el cálculo se tiene que $15,500 \text{ g} \times 0.2952 = 4,575.6 \text{ g} \times 0.0101 = 46.2 \text{ g N/ciclo}$.

Tanque 3. Se obtuvieron 13.7 kg (13,700 g) de lodo depositado durante el ciclo de cultivo, con un peso seco de 23.38% y 2.28% de N en el lodo, al efectuar el cálculo se tiene que $13,700 \text{ g} \times 0.2338 = 3203.1 \text{ g} \times 0.0228 = 73.3 \text{ g N/ciclo}$.

Con lo que respecta a las hortalizas se realizaron los siguientes cálculos para obtener el flujo de nitrógeno asociado a las plantas:

Raíz, tallo, hoja. Para determinar los gramos de N, se tomó en cuenta el peso de la planta, el porcentaje de raíz respecto a la planta, el valor en peso seco y la cantidad de nitrógeno de las partes de la hortaliza.

Módulo 1. El peso total de la planta fue de 7,410 g (7.41 kg), para la raíz se obtuvo un 12.3% de peso seco de raíz respecto a la planta, el contenido de raíz en peso

seco de 145.8 g y 1.87% de N por lo tanto el flujo de N asociado con la raíz fue 2.71 g N/ciclo; con lo que respecta al tallo, 67.5% fue la proporción respecto a la planta, con un peso seco de 1,349.5 g y 1.38% de N en el cual se obtuvieron 18.6 g N/ciclo; la hoja equivalía al 20.2 % con respecto a la planta, que en peso seco fueron 382.4 g y con un porcentaje de N de 3.25%, por lo tanto el flujo final que aportó la hoja fue de 12.4 g N/ciclo.

Módulo 2. El peso total de la planta fue de 7,930 g (7.93 kg), con 12.3% de peso seco de raíz respecto a la planta, el contenido de raíz en peso seco fue de 212.3 g y 1.63% de N por lo tanto el flujo de N asociado a la raíz fue 3.45 g N/ciclo; el tallo tuvo 67.5% con respecto a la planta de tomate, con un peso seco de 1,537.8 g y 1.68% de N, por lo cual se obtuvieron 25.9 g N/ciclo; la hoja tuvo una equivalencia del 20.2 % con respecto a la planta, que en peso seco fue 382.4 g y con 2.6% de N, dando un flujo de N en la hoja de 8.5 g N/ciclo.

Módulo 3. El peso total de la planta fue de 8,110 g (8.11 kg), con 12.3% de peso seco de raíz respecto a la planta, el contenido de raíz en peso seco de 258.0 g y 1.21% de N por lo tanto el flujo de N asociado a la raíz fue 3.1 g N/ciclo; el tallo tuvo 67.5% del total de la planta, que equivalía en peso seco a 1,634.0 g y con 2.06% de N, dando como resultado un flujo de N de 33.71 g N/ciclo; la hoja equivalía al 20.2 % con respecto a la planta, que en peso seco fueron 375.5 g y con un porcentaje de N de 3.42%, dando un flujo de 12.8 g N/ciclo.

Fruto. Para obtener la cantidad de N en el fruto de tomate, se utilizó el peso total de los tomates, el equivalente en peso seco de los tomates y el porcentaje de N en el tomate.

Módulo 1. Se obtuvo un peso total de tomates de 13,320 g (13.32 kg), que en peso seco equivalía a 775.2 g, con 1.77% N resultando un flujo de 13.72 g N durante todo el ciclo.

Módulo 2. La cosecha de tomates fue de 11,214 g (11.21 kg) equivalente a 632.5 g en peso seco y con un porcentaje de N de 1.7%, obteniendo un resultado 10.7 g N/ciclo.

Módulo 3. El peso total de los tomates fue de 8,736 g (8.73 kg) con un porcentaje de N de 1.8 y contenían un peso seco de 521.57 g, por lo tanto se obtuvo un flujo de N de 9.31 g N/ciclo.

Zeolita. El N capturado por la zeolita se determinó multiplicando el peso seco de la zeolita por la cantidad de zeolita utilizada, posteriormente se multiplicó por el porcentaje de N que contenía la misma (se realizó una diferencia entre la zeolita nueva que tuvo un 0.030 % N y la zeolita utilizada hasta el final del cultivo). El total de macetas fueron 15 y cada maceta contenía 3.1 kg de zeolita por lo tanto la cantidad total de zeolita utilizada fue de 46,500 g (46.5 kg) por tanque.

Módulo 1. Se multiplicó el peso de la zeolita (46,500g) por el porcentaje de peso seco de la zeolita (95.7%) obteniendo un peso seco de 44,500.5 g y con un % de N (0.081% N zeolita utilizada - 0.030% de zeolita nueva) de 0.051 dando como resultado un flujo de N de 22.7 g N.

Módulo 2. El peso total de los tomates se multiplicó por 76.9 % de peso seco, teniendo un peso seco de 35 758.5 g, la zeolita contenía 0.058% de N (0.088 % N zeolita utilizada - 0.030% de zeolita nueva) y el flujo total de N fue de 20.7 g N.

Módulo 3. Se multiplicó el peso total de zeolita por el porcentaje de peso seco siendo de 74.9%, obteniendo 34,842.4 g de peso seco de zeolita y al multiplicar por la diferencia del % N entre la zeolita utilizada y la zeolita nueva (0.096% N – 0.030% N = 0.066 % N), dio 23.0 g N.

Agua de riego. Se obtuvo al multiplicar la concentración de N semanal del agua de los tanques por el flujo de agua semanal que iba hacia los cultivos de tomate dando como resultado g N semanales, estos valores se sumaron y nos dio el total en g N durante todo el ciclo. El flujo a lo largo del cultivo de N que se encontró en el agua de riego para el tanque 1 fue de 541.1 g N/ciclo, para el tanque 2, 636.5 g N/ciclo y para el tanque 3, 584.9 g N/ciclo.

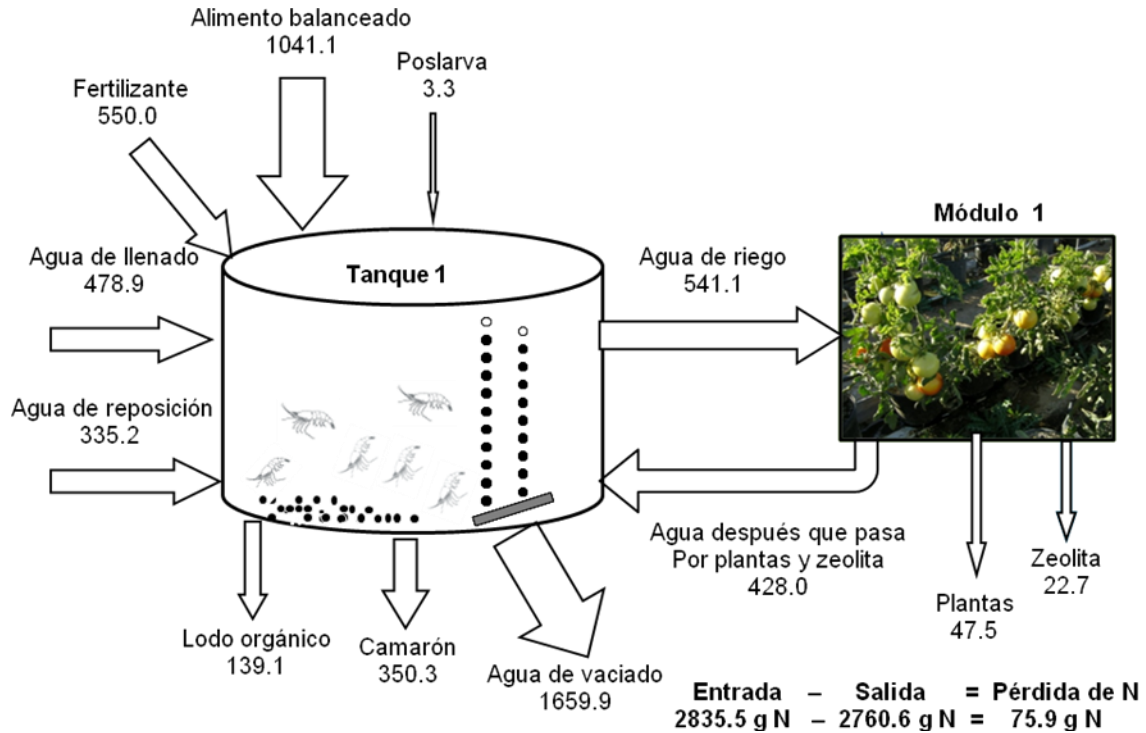


Figura 20. Balance de nitrógeno del tanque 1 y módulo 1 en g N/ciclo.

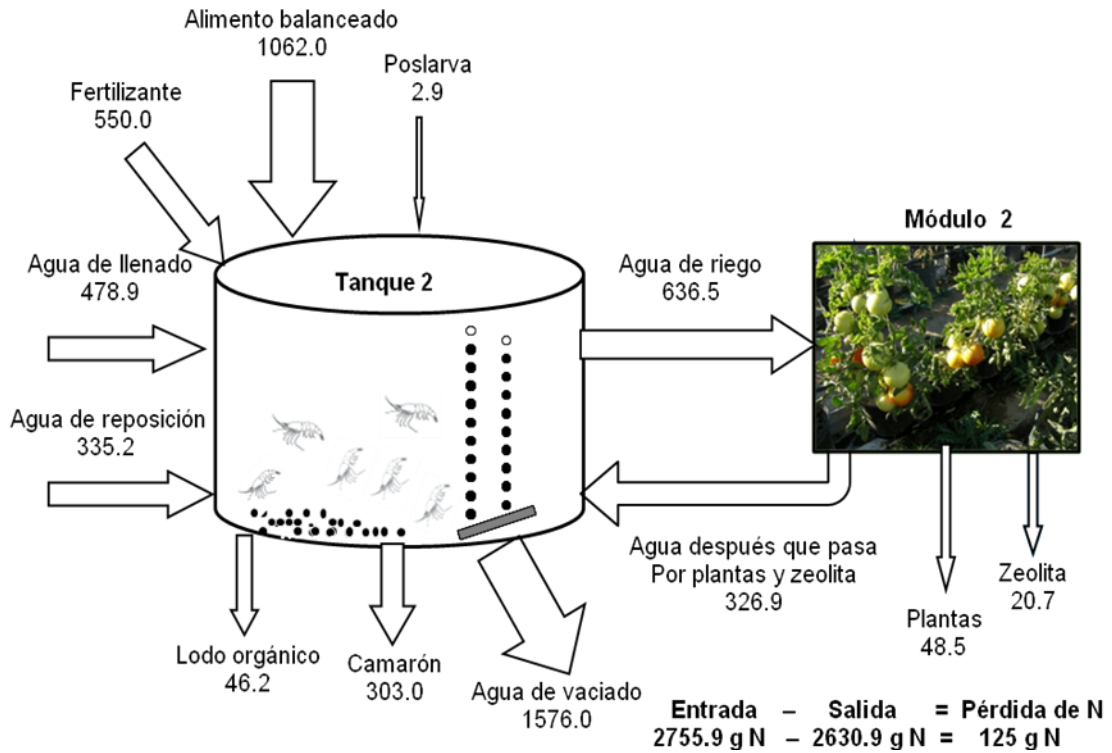


Figura 21. Balance de nitrógeno del tanque 2 y módulo 2 en g N/ciclo.

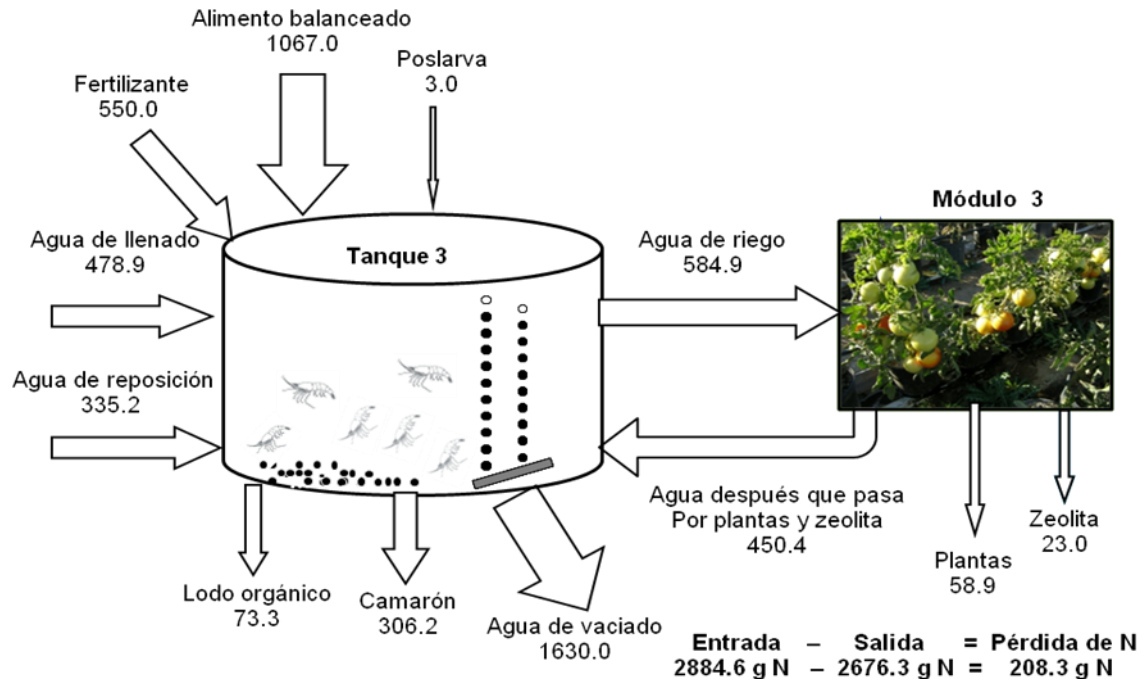


Figura 22. Balance de nitrógeno del tanque 3 y módulo 3 en g N/ciclo.

El balance general de N se realizó obteniendo el promedio y desviación estándar de los 3 tanques y de los 3 módulos de los cultivos de tomate (Figura 23).

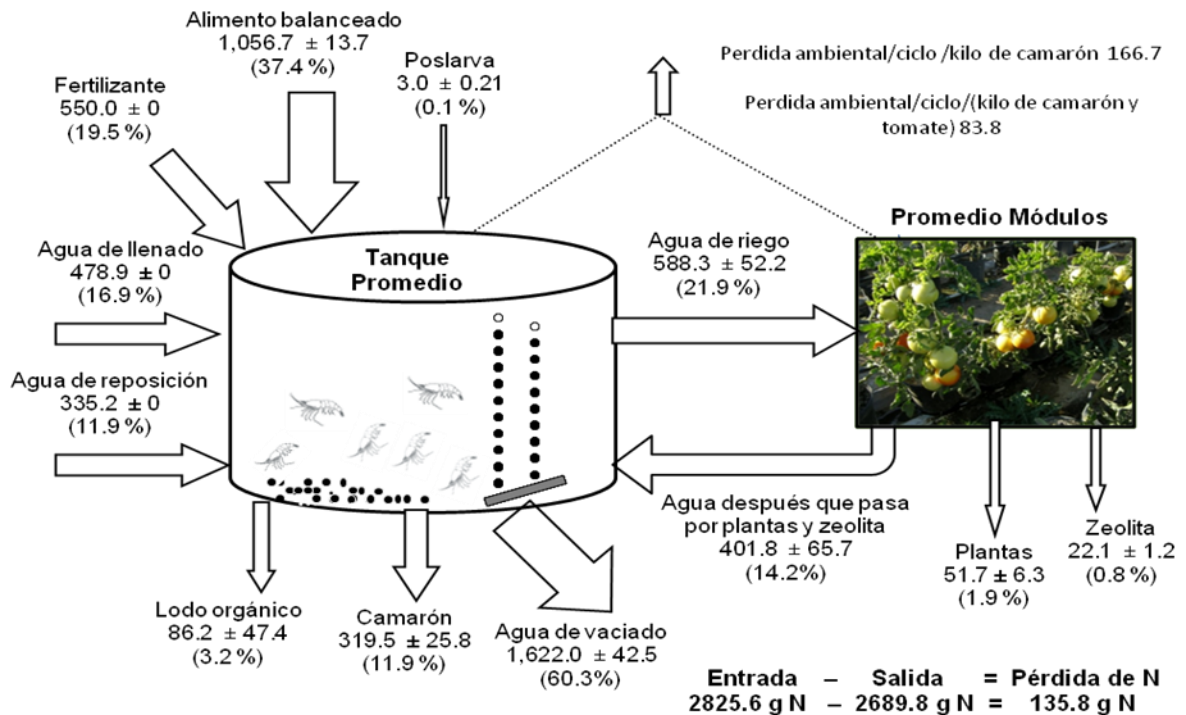


Figura 23. Balance promedio de N de los 3 tanques y 3 módulos de tomate en g N/ciclo.

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

Al igual que con el nitrógeno, el fósforo se puede examinar mediante un balance de masas con los porcentajes relativos al total que ingresa y egresa. La ruta principal de entrada de fósforo en ambos sistemas de cultivo (semi-intensivo e intensivo) está representada por el suministro de alimento, siendo hasta de 51% para los sistemas intensivos. En el caso de las salidas del fósforo, se tiene que la acumulación sedimentaria representa hasta un 84% para el sistema intensivo del aporte total (Páez-Osuna, 2001b). En las Figuras 24, 25 y 26 se ilustran los balances de fósforo en gramos de fósforo/ciclo.

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

Alimento. Para cada tanque fueron calculados a partir de la cantidad del alimento suministrado; considerando a su vez el contenido de fósforo en el alimento.

Tanque 1. Se agregaron 2.98 kg de alimento balanceado al 40% y 14.87 kg de alimento al 35% con diferentes porcentajes de P. Al multiplicar por la cantidad de P en el alimento y sumando las cantidades de P involucrados nos dio un flujo de P por parte del alimento de 1,74.7 g P/ciclo.

Tanque 2. Se utilizaron 3.1 kg de alimento balanceado al 40% y se suministraron 15.2 kg de alimento al 35%, multiplicado por el porcentaje de fósforo se obtuvo 177.5 g P/ciclo por parte del alimento.

Tanque 3. Se agregaron 3.0 kg de alimento balanceado al 40%, y 15.3 kg de alimento al 35% teniendo como resultado un flujo asociado con el alimento de 177.7 g P/ciclo.

Fertilizante. El flujo de fósforo fue de cero ya que no se suministró fertilizante a base de fósforo.

Agua de llenado (All). El fósforo suministrado a través del agua de pozo se calculó a partir del contenido de fósforo del agua y del volumen de llenado, la cantidad de fósforo que contenía el agua de pozo fue de 0.017 mg P/L multiplicando por el volumen del estanque (31.1 m^3) por lo tanto la cantidad de fósforo en el estanque que ingresó por esta ruta fue de 0.528 g P/ciclo. La cantidad de P que fue ingresado por el agua de llenado fue el mismo en los 3 tanques.

Reposición de niveles de los estanques (Rn). Se multiplicó el valor de evaporación promedio (CNA, 2008) por la superficie del estanque y por los días del cultivo. El valor de evaporación que se obtuvo durante los primeros 84 días de cultivo fue de 8 mm, en los últimos 49 días de cultivo la evaporación fue de 2 mm y la superficie del estanque era de 28.3 m^2 . Por lo tanto $8 \text{ mm} \times 28.3 \text{ m}^2 \times 84 \text{ días} / 1000 = 19 \text{ m}^3$ y $2 \text{ mm} \times 28.3 \text{ m}^2 \times 49 \text{ días} / 1000 = 2.8 \text{ m}^3$. Los volúmenes de evaporación por reposición de niveles fue de 21.8 m^3 durante el cultivo y dado que la cantidad de fósforo en el agua de pozo fue de 0.017 mg P/L, multiplicando estos valores el flujo de P por reposición de niveles fue por tanto de 0.37 g P/ciclo, el resultado fue igual en los 3 tanques.

Postlarva (PL). Se estimó la cantidad de fósforo ingresado a través de la siembra de la PL considerando la cantidad de PL, el peso promedio de la PL, el peso seco de la PL y la concentración de fósforo en el camarón (0.57% P). La cantidad de PL fue de $1,414 \times 0.082 \text{ g}$ del peso individual de PL dando un resultado de 115.9 g de PL/ciclo.

Tanque 1. El peso seco total de la PL fue de 30.3 g por lo tanto la cantidad de P en la PL es de 0.18 g P/ciclo ($30.3 \times 0.0057 = 0.18 \text{ g P}$).

Tanque 2. El peso seco total de la PL fue de 27.2 g por lo tanto la cantidad de P en la PL es de 0.20 g P/ciclo ($27.2 \times 0.0074 = 0.202 \text{ g P}$).

Tanque 3. El peso seco total de la PL fue de 27.4 g por lo tanto la cantidad de P en la PL es de 0.17 g P/ciclo ($27.4 \times 0.0063 = 0.17 \text{ g P}$).

Agua de regreso hacia los tanques proveniente de los módulos de cultivo de tomate. Se calculó multiplicando la concentración semanal de P por el flujo de agua que iba hacia los tanques (fue calculado tomando un 95% del flujo para agua de riego hacia los tomates), se sumaron todas las concentraciones semanales y se obtuvo la concentración total de P. El agua de regreso hacia el tanque 1 contribuyó con 2.1 g P, para el tanque 2 con 1.8 g P/ciclo, y para el tanque 3, fue de 2.1 g P/ciclo.

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

Agua de vaciado (Av). Se calculó con la concentración de fósforo de la última semana del experimento, por el volumen del tanque.

Tanque 1. La última semana del cultivo tuvo una concentración de fósforo de 0.67 mg/L x 31 100 L = 18.8 g P/ciclo.

Tanque 2. El tanque tuvo una concentración de fósforo en la última semana de 1.47 mg/L que multiplicado por el volumen, generó un flujo de nitrógeno de 46.6 g P/ciclo.

Tanque 3. Tuvo una concentración de nitrógeno de 1.16 mg/L x 31,100 L, generando así 36.0 g P/ciclo.

Cosecha de camarón. El cálculo del flujo de fósforo de la biomasa cosechada se realizó considerando la producción total, el peso seco de la producción total y la concentración de fósforo en el camarón.

Tanque 1. Se tuvo una cosecha de 11,297 g (11.3 kg) de camarón que equivale a 2,955.3 g en peso seco, al convertir la cosecha a fósforo el resultado fue de 15.6 g P/ciclo.

Tanque 2. La producción total fue de 11,144 g (11.14 kg), con un peso seco de 2,616.1 g, multiplicado por el contenido de fósforo del camarón se obtuvieron 16.5 g P en la cosecha/ciclo.

Tanque 3. Se obtuvo una producción de 11,176 g (11.17 kg) de camarón que tuvo un peso seco de 2,781.5 g que al multiplicar por el porcentaje de fósforo en el

camarón se obtuvo un resultado final de la cantidad de fósforo en la cosecha de 14.5 g P/ciclo.

Lodo (Lo). El flujo de fósforo en el lodo durante el ciclo de cultivo se obtuvo pesando la cantidad de lodo acumulado en el tanque al final del experimento, y se tomó en cuenta el equivalente en peso seco y la cantidad de P en el lodo. En los diferentes tanques se obtuvieron los siguientes resultados:

Tanque 1. Se recolectaron 16.3 kg (16,300 g), con un peso seco de 23.13% y con 11.2 mg P/g de lodo, por lo tanto $16,300 \text{ g} \times 0.2313 = 3770.2 \text{ g} \times 0.0112 = 42.11 \text{ g P/ciclo}$.

Tanque 2. La cantidad total recolectada fue de 15.5 kg (15,500g), con un peso seco de 29.52% y con 11.6 mg P/g en peso seco, al efectuar el cálculo se tiene que $15,500 \text{ g} \times 0.2952 = 4575.6 \text{ g} \times 11.6 \text{ mg P/g} = 53.1 \text{ g P/ciclo}$.

Tanque 3. Se obtuvieron 13.7 kg (13,700g) de lodo depositado durante el ciclo de cultivo, con un peso seco de 23.38% y 11.2 mg P/g de lodo, al efectuar el cálculo se tiene que $13,700 \text{ g} \times 0.2338 = 3203.1 \text{ g} \times 0.0112 = 35.7 \text{ g P/ciclo}$.

Con lo que respecta a las hortalizas se realizaron los siguientes cálculos para obtener el flujo de fósforo en:

Raíz, tallo, hoja. Para determinar los gramos de P, se tomó en cuenta el peso de la planta, el porcentaje de raíz respecto a la planta, el valor en peso seco y la cantidad de fósforo de las partes de la hortaliza.

Módulo 1. El peso total de la planta fue de 7,410 g (7.41 kg), para la raíz se obtuvo un 12.3% de peso seco de raíz respecto a la planta, el contenido de raíz en peso seco de 145.8 g y 1.69 mg P/g por lo tanto el flujo de P total en la raíz fue de 0.25 g P; con lo que respecta al tallo, un 67.5% fue la proporción respecto a la planta, con un peso seco de 1,349.5 g y 1.7 mg P/g de tallo en el cual se obtuvieron 2.3 g P en el tallo; la hoja equivalía al 20.2 % con respecto a la planta, que en peso seco fueron 382.4 g y con 3.09 mg P/g de hoja, por lo tanto el flujo final que aportó la hoja fue de 1.18 g P/ciclo.

Módulo 2. El peso total de la planta fue de 7,930 g (7.93 kg), con 12.3% de peso seco de raíz respecto a la planta, y con 2.08 mg P/g de raíz por lo tanto el flujo de P asociado a la raíz fue de 1.81 g P/ciclo; el tallo tuvo un 67.5% con respecto a la planta de tomate, con un peso seco de 1,537.8 g y 2.5 mg P/g en el tallo, en el cual se obtuvo 3.8 g P/ciclo; la hoja tuvo una equivalencia del 20.2 % con respecto a la planta, y con 2.17 mg P/g de hoja, y se obtuvo un flujo de P en la hoja de 0.7 g P/ciclo.

Módulo 3. El peso total de la planta fue de 8,110 g (8.11 kg), con 12.3% de peso seco de raíz respecto a la planta y 1.54 mg P/g de raíz por lo tanto el flujo de P asociado a la raíz fue de 1.4 g P/ciclo; el tallo fue 67.5% de la cantidad total de la planta, y con 2.9 mg P/g de tallo, dió como resultado un flujo de P de 10.4 g P/ciclo; la hoja equivalía al 20.2 % con respecto a la planta, con un porcentaje de P de 2.38 mg P/g, teniendo un flujo final de 3.9 g P/ciclo por parte de la hoja.

Fruto. Para obtener la cantidad de P en el fruto de tomate, se necesitó el peso total de los tomates, el equivalente en peso seco de los tomates y el porcentaje de P en el tomate para determinar la cantidad total de P aportado.

Módulo 1. Se obtuvo un peso total de tomates de 13,320 g (13.32 kg), que en peso seco equivalía a 775.2 g, y contaba con 2.88 mg P/g de tomate resultando un flujo de 2.23 g P durante todo el ciclo.

Módulo 2. La cosecha de tomates fue de 11,214 g (11.21 kg) equivalente a 650.1 g en peso seco y con 3.02 mg P/g de tomate, el porcentaje en peso seco del tomate fue de 5.8%, teniendo un resultado de 2.0 g P/ciclo.

Módulo 3. El peso total de los tomates fue de 8,736 g (8.736 kg) equivalente a 521.6 g en peso seco con 2.9 mg P/g de fruto, y el porcentaje de peso seco fue de 5.9%, por lo tanto se obtuvo un flujo de fósforo de 1.5 g P/ciclo aportado por el fruto.

Zeolita. El flujo de P en la zeolita se determinó multiplicando el peso seco de la zeolita por la cantidad de zeolita utilizada y por el porcentaje de P que contiene la misma (se realizó una diferencia entre la zeolita nueva (0.005 mg P/g) y la

zeolita utilizada hasta el final del cultivo). El total de macetas fueron 15 y cada maceta contenía 3.1 kg de zeolita lo cuál la cantidad total de zeolita utilizada fue de 46,500 g (46.5 kg) por tanque.

Módulo 1. Se multiplicó el peso de la zeolita (46,500g) por el porcentaje de peso seco de la zeolita (95.7%) obteniendo un peso seco de 44,500.5 g y con 0.295 mg P/g dando como resultado una retención de 13.1 g P/ciclo.

Módulo 2. El peso total de los tomates (46.5 kg) se multiplicó por 76.9 % de peso seco, teniendo un peso seco de 35,758.5 g, la zeolita contenía 0.325 mg P/g de Zeolita y con ello se obtuvo una retención de P de 11.6 g P.

Módulo 3. Se multiplicó el peso total de los tomates por el porcentaje de peso seco (74.9%), obteniendo 34,842.4 g de peso seco de zeolita y al multiplicar por la concentración de P (0.24 mg P/g de zeolita) se obtuvo una retención de P de 8.2 g P/ciclo.

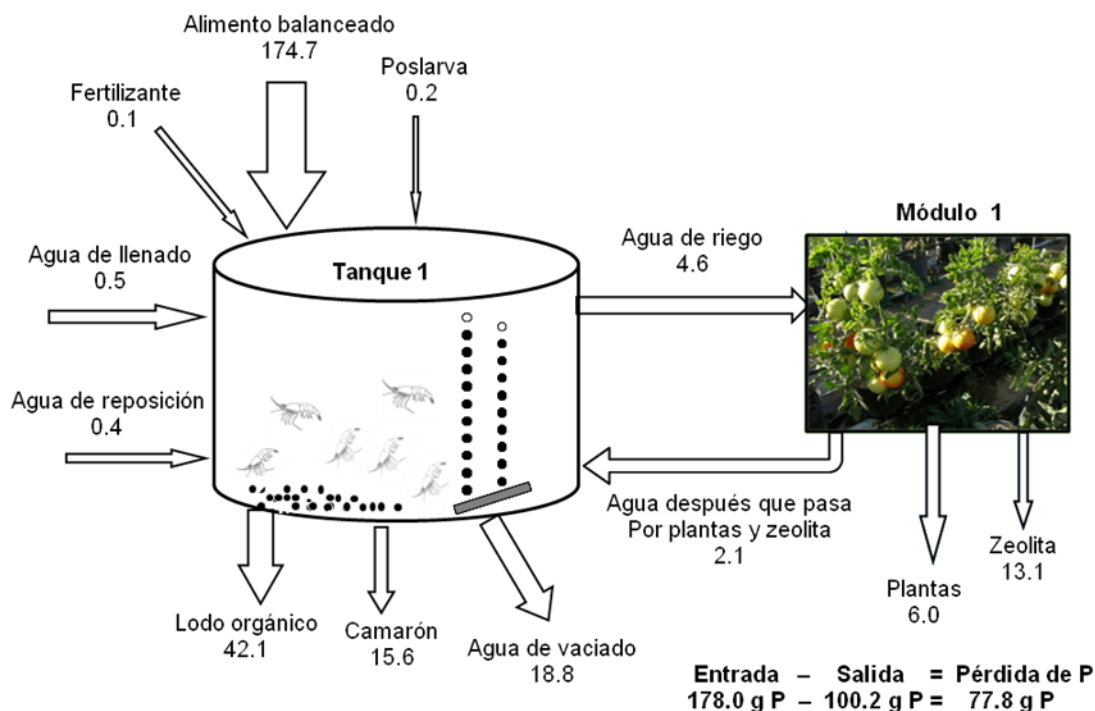


Figura 24. Balance de fósforo del tanque 1 y módulo 1 en g P/ciclo.

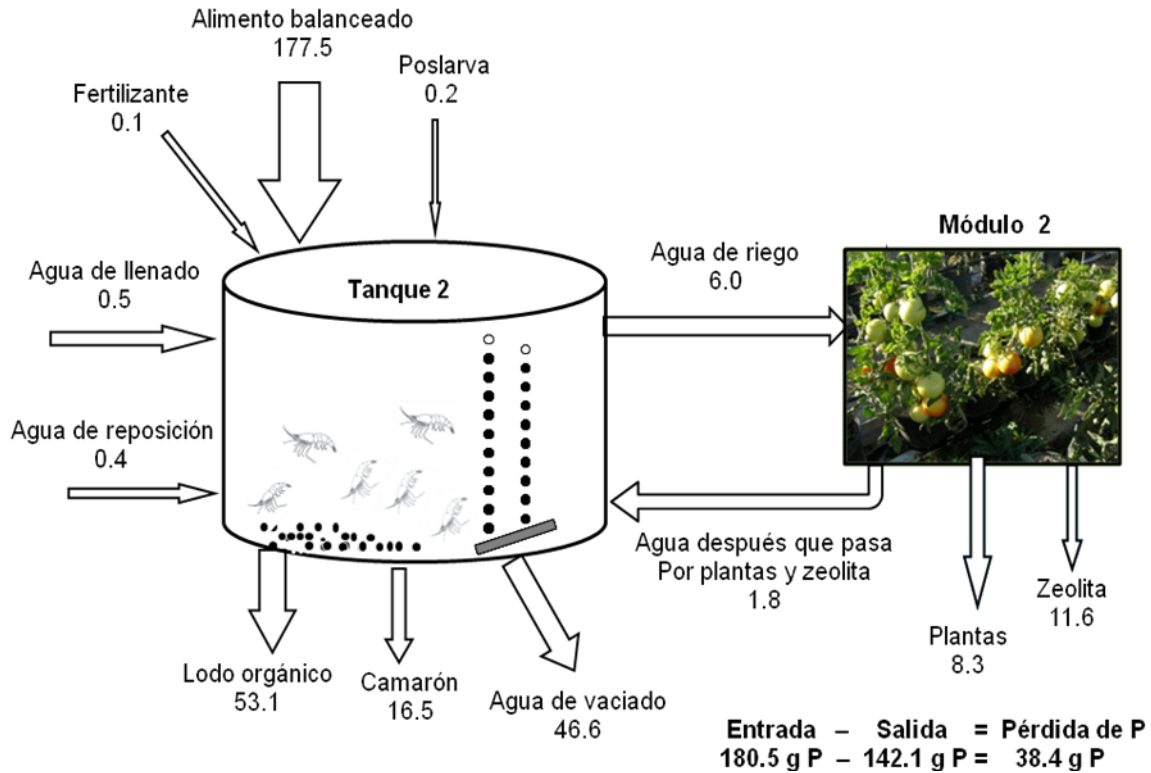


Figura 25. Balance de fósforo del tanque 2 y módulo 2 en g P/ciclo.

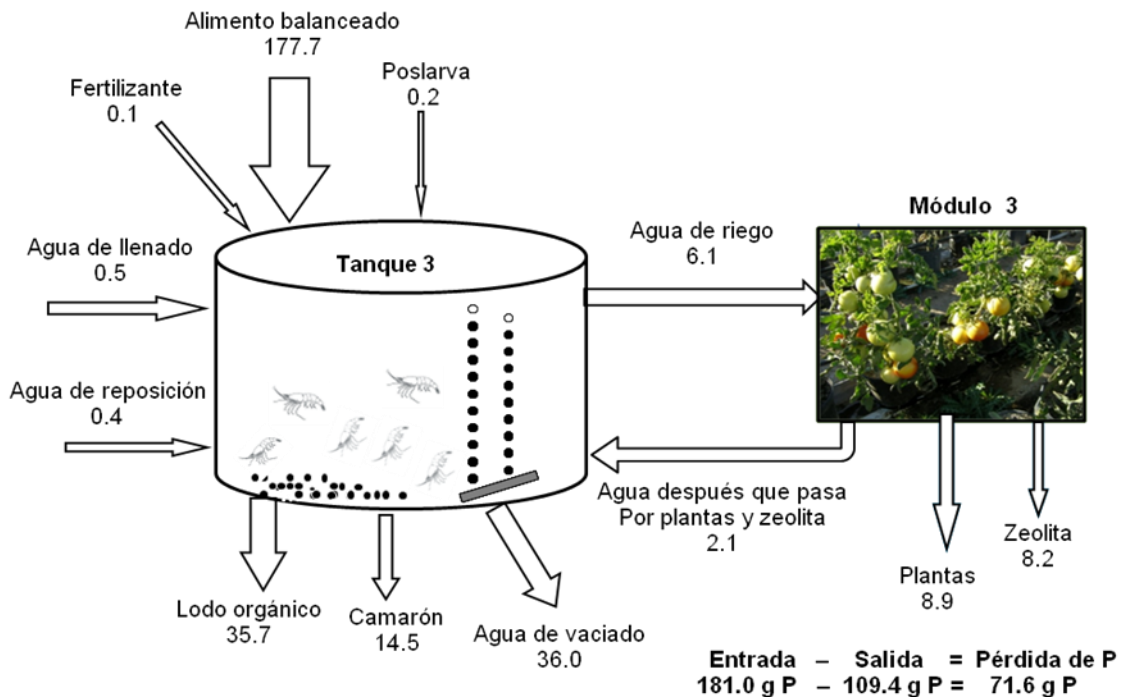


Figura 26. Balance de fósforo del tanque 3 y módulo 3 en g P/ciclo.

El balance general de fósforo se realizó obteniendo el promedio y desviación estándar de los 3 tanques y de los 3 módulos de los cultivos de tomate (Figura 27).

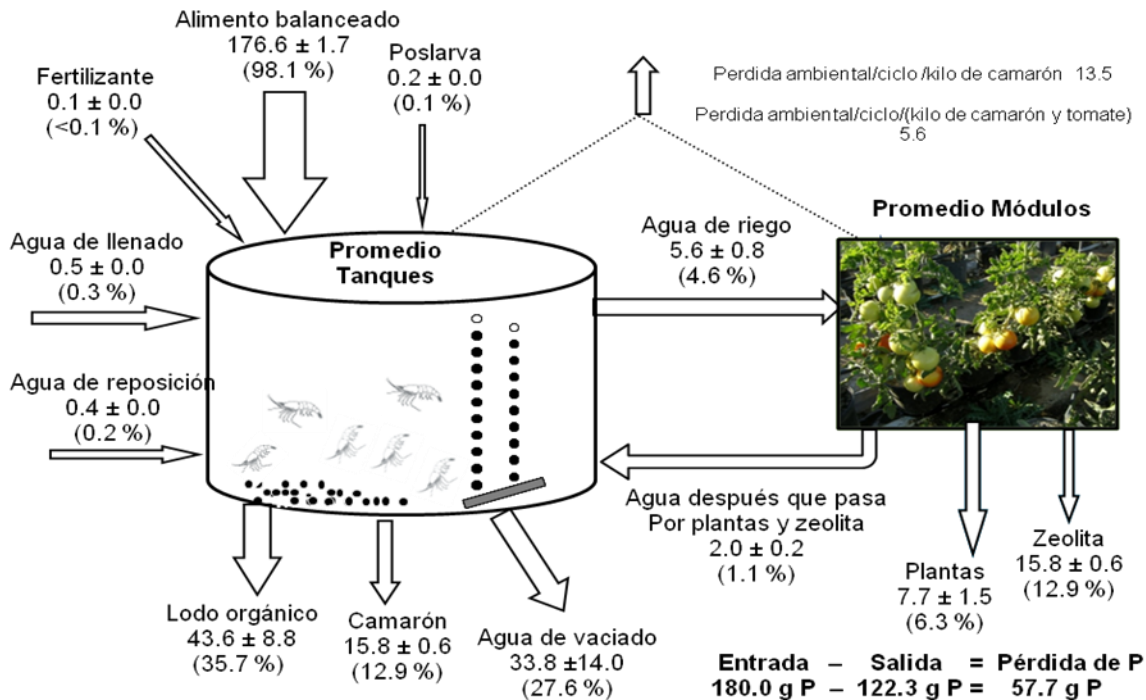


Figura 27. Balance promedio de los 3 tanques y los 3 módulos de tomate en g P/ciclo.

Balance de masas de nitrógeno y fósforo

El realizar un balance de masas de nutrientes en diferentes granjas de cultivo es un paso básico para entender y poder administrar cuantitativamente la eficiencia en la utilización del alimento, de la calidad del agua y de los procesos biogeoquímicos (Casillas *et al.*, 2006). Páez-Osuna (1997) obtuvo en un sistema semi-intensivo que por 1822 kg/ha de camarón cosechado, un 35.5% y 6.1% de nitrógeno y fósforo fueron, recuperados como biomasa de camarón respectivamente.

Existen numerosos estudios que han registrado que el mayor aporte de nutrientes al sistema es a través del alimento. En estanques en Tailandia encontraron que el alimento es el mayor aporte de nutrientes al sistema, y que constituye un 78% de N y un 51% de P, pero sólo un 25% - 45% del N y un 20-

30% de P es asimilado y convertido en camarón (Saldias *et al.*, 2002). La porción no asimilada y la no consumida entra al ciclo biogeoquímico del estanque de producción. Los fertilizantes son utilizados para incrementar la productividad primaria y constituyen el segundo ingreso cuantitativamente de nutrientes en el sistema de cultivo.

Páez Osuna (2001b) también menciona que la principal ruta de entrada de ambos nutrientes (N y P) es a través del alimento que se le suministra al camarón; en estanques intensivos informan que de una carga total de N y P, el 52% y 25% fueron convertidos en 2000 kg de cosecha de camarón por hectárea por ciclo, mientras que las pérdidas ambientales fueron de 44% de N y 55% de P (Páez-Osuna y Ruiz Fernández, 2005).

La ruta de salida más importante del nitrógeno de las estanquerías de camarón es a través de los efluentes de descarga, siendo muy semejante el porcentaje entre ambos sistemas de cultivo (semi-intensivo e intensivo). La volatilización del amonio y la denitrificación, además de la acumulación del nitrógeno en los sedimentos, constituye una ruta significativa, que en el cultivo semi-intensivo representa un 27.4% del nitrógeno total, mientras que en cultivo intensivo se estima en un 44%. Esta diferencia revela que el sistema intensivo arroja proporcionalmente y en mayor cantidad más nitrógeno a la atmósfera y hacia los sedimentos del fondo que el sistema semi-intensivo (Páez-Osuna, 2001b).

Mientras que el nitrógeno tiende a escapar una fracción a través de la atmósfera por volatilización y denitrificación, el fósforo lo hace a través de los sedimentos, el cual en algunos casos es removido, volviéndose a veces disponible en el siguiente ciclo de cultivo (Páez-Osuna, 2001b; Páez -Osuna y Ruíz Fernández, 2005).

La carga ambiental de N en este experimento fue de 83 kg/ton, comparándolo con otras investigaciones donde se registraron cargas ambientales (Tabla 10) se

puede decir que se encuentra en niveles medios o altos tanto en cultivos intensivos como en cultivos semi-intensivos, con lo que respecta al fósforo se puede observar que en el cultivo integrado de este estudio fue de 5.6 kg/ton. En algunas investigaciones de cultivos intensivos la mayor carga ambiental de N fue de 114 kg/ton, también se han registrado valores de 48 kg/ton por lo tanto se puede observar que los valores obtenidos en el presente estudio (83 kg/ton de N en el cultivo integrado camarón-tomate) presentó un valor intermedio. Con lo que respecta al fósforo en este experimento la carga fue muy baja, en este experimento en particular no se aplicó fósforo, mientras que en algunos cultivos semi-intensivos las cargas ambientales han sido hasta de 44 kg/ton, y en cultivos intensivos se han presentado cargas de fosforo hasta de 58 kg/ton.

Tabla 10. Carga ambiental de N y P en granjas de camarón para diferentes especies y sistemas de cultivo.

	P (kg/ton)	N (kg/ton)	Referencia
Sistema de cultivo semi-intensivo			
<i>L. vannamei</i>	12	71	Casillas-Hernández <i>et al.</i> (2006)
<i>L. vannamei</i>	13	73	Casillas-Hernández <i>et al.</i> (2006)
<i>L. vannamei</i>	12	36	Páez-Osuna <i>et al.</i> (1997)
<i>L. vannamei</i>	12	29	Teichert-Coddinton <i>et al.</i> (2000)
<i>L. vannamei</i>	58	111	Shahidul-Islam <i>et al</i> (2004)
Sistema de cultivo intensivo			
<i>L. monodon</i>	-	72	Jackson <i>et al.</i> (2003)
<i>L. monodon</i>	44	81	Brings y Funge-Smith (1994)
<i>L. monodon</i>	31	114	Robertson and Phillips (1995)
<i>L. monodon</i>	18	98	Thakur y Lin (2003)
Cultivo con camarón solo*	13	167	Este estudio
Cultivo integrado camarón-tomate**	5.6	83	Este estudio.

*considerando sólo la cosecha de camarón; **considerando los 2 cultivos

VII. CONCLUSIONES

(1) El cultivo integrado de camarón-tomate resultó excelente para el reciclaje de nutrientes como también para aprovechar el agua, recurso que en muchas partes del mundo está limitado. En el cultivo de camarón en agua dulce se obtuvo un buen crecimiento semanal, alcanzando una talla comercial de 13.9 g, un FCA de 1.6, y una sobrevivencia de 56.3%. Se obtuvieron 4 tallas del organismo: 41-50 (25%), 51-60 (64%), 61-70 (9%) y 71-90 (2%) y una producción total de 3.9 ton/ha.

(2) La calidad del agua se mantuvo dentro de los niveles óptimos propuestos por diversos autores (Boyd y Fast, 1992; Van Wyk *et al.*, 1999; Boyd, 2002) para un buen crecimiento y desarrollo del organismo, es decir, la temperatura del agua estuvo dentro del intervalo de 20.4 y 32.3 °C, el OD se mantuvo relativamente constante (en 9.07 ± 0.08 mg/L a las 6 horas y en 8.99 ± 0.10 mg/L a las 18 horas) porque se contaba con un aireador, el pH varió como se esperaba ya que por las mañanas los niveles eran más bajos que en las tardes debido a las tasas de fotosíntesis-respiración, los nutrientes también se mostraron en la mayoría de los casos dentro de los niveles óptimos propuestos por algunos autores.

(3) El sistema de recirculación es de gran importancia para el reciclamiento de los nutrientes ya que el tomate aprovechó una parte importante de los mismos (1.9 ± 0.23 % N y 8.3 ± 1.2 % P) éstos disminuían (31.8 ± 20.6 % N y 64.2 ± 0.4 % P) al pasar por la zeolita regresando con una menor concentración de nuevo al tanque; las condiciones que se tuvieron en los tanques de cero recambio en agua dulce no afectaron la calidad del agua, lo cual es viable para este tipo de cultivos,

(4) Con lo que respecta al balance de nutrientes, la principal fuente de nitrógeno y fósforo en los tanques fue el alimento balanceado, contribuyendo con un 37.4% de N y un 98.1% de P. El N y P convertido en biomasa de camarón fue muy similar, siendo para el N de un 11.9% y para el P un 12.9%. En las salidas la

mayor pérdida de N se presentó en el agua de vaciado con un 60.3%, mientras que para el P fue en el lodo orgánico con un 35.7%.

(5) Las pérdidas ambientales de N resultaron intermedias al compararlas con resultados obtenidos para el cultivo comercial intensivo y semi-intensivo; la pérdida ambiental fue de 166.7 g N/ciclo/kg de camarón, y al integrar el tomate la pérdida ambiental fue de 83.8 g N/ciclo/1 kg de camarón y 1 kg de tomate; el fósforo tuvo una pérdida ambiental de 13.5 g P/ciclo/kg de camarón y en el cultivo integrado la pérdida ambiental fue de 5.2 g P/ciclo/(1 kg de camarón y 1 kg de tomate); en el cultivo integrado la pérdida ambiental se redujo aproximadamente a la mitad lo cual mostró que estos cultivos integrados son efectivos para reducir el impacto hacia el ambiente ya que se aprovechan más al N y P.

(6) El consumo de agua en el cultivo de camarón fue de 4.7 m³ de agua/kg de camarón. Al incluir la producción de tomate y camarón, el consumo se redujo a poco más de la mitad siendo de 2.1 m³ de agua/kg de camarón + tomate, por lo tanto se demuestra que se tiene un mejor aprovechamiento del agua para la producción de dos productos con alta demanda. Estos consumos son considerablemente más bajos que los observados en otros estudios (6 - 66 m³ de agua/kg de camarón) de cultivo tradicional de camarón.

(7) La hipótesis planteada en esta investigación es aceptada ya que trabajar con un cultivo integrado camarón-tomate en agua dulce da un resultado positivo y en particular para áreas donde existe escasez de agua, a la vez provoca un menor impacto al ambiente y un óptimo aprovechamiento del agua.

VIII. LITERATURA CITADA

- Angulo, C., J.A., Mejia, M., A., Engel, U., R., (2005). Cultivo experimental de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en el valle de Mezquital, Hidalgo, Revista Panorama Acuícola 10, 10-15.
- Anónimo (2010). Industria Acuícola. La Revolución del camarón en Tailandia. Vol. 6 No. 5, pp. 36, (www.industriaacuicola.com).
- Araneda, M., Pérez, E. y Gasca, E. (2008). White Shrimp *Penaeus vannamei* cultura in freshwater at three densities: Conditions state base don lenght and weight. Aquaculture. 283, 13-18.
- Balbi, F., Rosas, J., Velásquez, A., Cabrera, T., Maneiro, C. (2005). Aclimatación a baja salinidad de camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone,1931) provenientes de criaderos comerciales, Revista de Biología Marina y Ocenografía, 40 (2)109-115.
- Boyd, C. A., Boyd C. E., Rouse D.B (2007). Potassium budget for inland, saline water shrimp ponds in Alabama. Aquacultural Engineering, 36, 45-50.
- Boyd, C. E. (1990). Water quality in Ponds for Aquaculture. Alabama: Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn Universtity, 482 p.
- Boyd, C. E (2002) Standardize Terminology for Low-Salinity Shrimp Culture. Global aquaculture advocate, vol 5 (5): 58-59.
- 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).
- Boyd C. E. y Teichert-Coddington D. (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., Thunjai, T. (2003). Concentration of major ions in waters of Inland Shrimp Farms in China, Ecuador, Thailand and the Unitates Estates. *Journal of the World Aquaculture Society*. Vol. 34, No. 4.

- Boyd C. E., Tucker, C.S. (1998). Pond Aquaculture Quality Management. Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 720 p.
- Braaten, R. O and Flaherty, M. (2001). Salt balances of inland shrimp ponds in Thailand implications for land and water salinization. *Environmental Conservation*, 28 (4) 357-367.
- 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 IHHN virus and salinity, *Aquaculture* 122, 133-146.
- 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.
- Browdy, C.L., Holloway, J.D., King, C.O., Stokes, A.D., Hopkins, J.S., Sandifer, P.A., (1993). IHHN 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., Thompson P.J., McIntosh R.P., Bauman R. H., Pearson D. C. (2004). The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system. *Aquaculture* 232, 525-537.
- Calvo, L., (1998). Use of feed trays to control pollution in shrimp culture pond and to reduce F.C.R. In: Jory, D.E, (1998), editor, Proceedings of the first Latin American shrimp farming congress. Grupo de Ferias, Congresos y Eventos, Panamá.
- Chaves, P.A., Sutherland, R.M, Laird, L.M., (1999). An economic and technical evaluation of integrating hydroponics in a recirculation fish production system, *Aquaculture Economics & Management* 23, 83-91.

- Chien, Y. H. (1992). Water Quality Requirements and Management for Marine Shrimp Culture. Water Quality Management Review. Editor Wyban J. p 144-156.
- Clifford, H.C. (1993). El manejo de estanques camaroneros. Camarón 94'. Seminario Internacional del Cultivo de Camarón, Mazatlán Sinaloa, México. 27 p.
- Clifford III, C.H. (2000), Manual de operaciones de Super Shrimp, 102 p.
- Comité de Sanidad Acuícola del Estado de Sonora, (2002). Reglamento sanitario para granjas de camarón, Cd. Obregón, Sonora, México, 10 p.
- Casillas, H.R., Magallón, B.F, Portillo, C.G., Páez-Osuna, F. (2006). Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds from Sonora, Mexico using two feeding strategies: trays and mechanical dispersal, Aquacultural Engineering 258, 289-298.
- 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.
- 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.
- Collins A., Russell B., Walls A., Hoang T. (2005). Inland Prawn Farming. Queensland Department of Primary Industries and fisheries.
- 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., Boyd, C.E., Rouse, D.B., Saoud, P. (2005). Effect of Potassium, Magnesium and Age on Growth and survival of *Litopenaeus vannamei* Post-Larvae reared in Inland Low Salinity well waters in West Alabama. Journal of the World Aquaculture Society. Vol. 3, No. 3.
- Davis, D.A, Salud, I.P., Mcgraw, W.J., Rouse, D.B. (2002). Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared in inland low salinity water. In: Cruz-Suárez,

- L.E., Riquie-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Gaxiola-Cortés, M.G., Simoes, N. (Eds). Avances en nutrición acuícola VI. Memorias del VI congreso internacional de nutrición acuícola, Cancún Quintana Roo, México
- 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.
- Decamp, O., Conquest L., Cody J., Foster I. (2007). Effect of Shrimp stocking density on size-fractionated phytoplankton and ecological groups of ciliated protozoa within zero-water exchange shrimp culture systems. Journal of the World Aquaculture Society. Vol. 38, No. 3, 395-406.
- FAO (2004). Manejo sanitaria y mantenimiento de la bioseguridad de os laboratorios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en América Latina. Documento Técnico de Pesca 450.
- 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, p. 862.
- Fast A. W., y Lester L. J. (1992). Marine shrimp culture: principles and practice. *Aquaculture & Fisheries Science*, 23, p.862.
- Fast, A.W. y Menavesveta, P. (2000). Some recent issues and innovations in marine shrimp pond culture, *Fish Science* 8, 151-233.
- Frías M.G y Páez F. (2001). Toxicidad de los Compuestos del Nitrógeno en Camarones, que se encuentra en el libro *Camaronicultura y Medio Ambiente*. (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 225-242 p.
- Frias M. G., Harfush M., Páez F. (2000). Effects of Ammonia on Mortality and Feeding of Postlarvae Shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*. 65, 98-103.
- Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Kremling, K. (1983). *Methods of Seawater Analysis*. Second, Revised and Extended Edition. Deerfield Beach, Florida: Verlag Chemie; 419 p.

- Gross A., Abutbul S. y Zilberg D. (2004). Acute and Chronic Effects of Nitrite on White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, Culture in Low-Salinity Brackish Water. Journal of the World Aquaculture Society. Vol. 35 No. 3
- 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.
- Hopkins, J.S., Sandinifer, P.A., Stokes, A.D., Browdy, C.L. (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., Sandinifer, P.A., Stokes, A.D., Browdy, C.L. (1993). Effect of water exchange rate on the production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets in intensive shrimp ponds. Journal of the World Aquaculture Society 24, 304-320.
- Hopkins, J.S., Sandinifer, P.A., Browdy, C.L. (1995). A review of water management regimes which abate the environmental impacts of shrimp farming: In Browdy, C.L., and Hopkins, J.S., editors. Swimming through troubled water, Proceedings of the special session on shrimp farming, World Aquaculture Society, Baton Rouge, USA. p. 157-166.
- INEGI(2010).<http://mapserver.inegi.org.mx/geografia/espanol/estados/son/clim.cfm?c=444&e=26>, citado el 12 de febrero del 2010.
- Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora. (2001). Directorio estatal de acuicultores, Secretaría de Desarrollo Económico y Productividad, Hermosillo, Sonora, México, pp.1-8
- 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.
- Jones, A.B., Dennison, W.C., Preston, N.P. (2001). Integrated treatment of shrimp effluent by sedimentation, oyster filtration and macroalgal absorption: a laboratory scale study, *Aquaculture* 193, 155-178.

- Lawrence, A.L., Velasco, M., Montoya, R., Samocha, T.M. (1998). Shrimp feed management effect on effluent water quality. In: Jory, D.E., (1998), editor, Proceedings of the first Latin American shrimp farming congress. Grupo de Ferias, Congresos y Eventos, Panama.
- Laxminarayana A., Rathacharen S., Venkatasami O., Codabaccus B. (2005). Experimental studies on acclimatization of marine shrimps, *Penaeus monodon* and *Metapenaeus monoceros* to freshwater. Ocean Docs en: <http://www.oceandocs.org/handle/1834/1083> pagina consultada en febrero del 2010.
- 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.
- Lin, Y.C. y Chen, J.C. (2003). Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture*. 224, 193-201.
- Losordo, T.M. (1991). Engineering considerations in closed recirculating systems, *Aquaculture systems engineering*. Proceedings of the World Aquaculture Society of Agricultural Engineers jointly Sponsored Session, San Juan, Puerto Rico, pp.58-69.
- Losordo, T.M. (1998). Recirculating aquaculture tank production systems: an overview of critical considerations, Southern Regional Aquaculture Center, n^o 451, pp.1-6.
- Loyless J.C y Malone R.F. (1998). Evaluation of air-lift pump capabilities for water delivery, aeration and degasification for application to recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*. vol. 18, 117-133.
- Magallón F.J., Servín R., Portillo G. y López B. (2006). *Litopenaeus vannamei* (Boone) post-larval survival related to age, temperature, pH and ammonium concentration. *Aquaculture Research*, 37, 492-499.
- 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.

- Masser, M.P., Rakocy, J., Losordo, T.M. (1999). Recirculating aquaculture tank production systems: management of recirculating systems, Southern Regional Aquaculture Center, n° 452, pp.1-11.
- Metcalf y Eddi. (1997). Ingeniería de aguas residuales, tratamiento, vertido y reutilización, Ed. McGraw Hill, tercera edición, México, D.F., p. 1423.
- 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.
- 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.
- McMurtry, M.R., Sanders, D.C., Hodson, R.G., Haning, B.C., Amand, P.C. (1997). Efficiency of water use of a integrated fish/vegetable co-culture system, *Journal of the World Aquaculture Society* 28, 420-428.
- McNevin, A. A., Boyd C.E., Silapajarn, O. y Silapajarn, K. (2004). Ionic Supplementation of Ponds Waters for Inland Culture of Marine Shrimp. *Journal of the World Aquaculture Society*. Vol. 35, No. 4.
- Meraz Y. (2008). 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 de maestría. p. 86.
- Miranda, A., Voltolina, D., Brambilla-Gómez, M.A., Frías-Espéricueta, M.G., Simental, J. (2007). Effluent characteristics and nutrient loading of a semi-intensive shrimp farm in NW Mexico. *Vie et milieu – Life and environmental*, vol. 57, no. 1, p. 1-7.
- Miranda F.R., Lima R.N., Crisóstomo L.A. y Santana M.G.S. (2008). Reuse of inland low-salinity farm effluent for melon irrigation. *Aquacultural Engineering*, 39, 1-5.
- Montgomery, C.D. (2002). Diseño y análisis de experimentos, Segunda edición, ed. Limusa Willey, México, D.F. 686 pp.

- 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, 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.
- Muangkeow B., Ikejima K., Powtongsook S., Yi Y. (2007). Effects of white shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone), and Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L., stocking density on growth nutrient conversion rate and economic return in integrated closed recirculation system. *Aquaculture* 269, 363-376.
- Muñoz (2005), comunicación personal.
- Neori, A., Chopin, T., Troell, M., Buschman, A. H., Kraemer, G.P., Halling, C., Shpigel, M., Yarish, C. (2004). Integrated aquaculture: rationale, evolution and state of the art emphasizing seaweed biofiltration in modern mariculture, *Aquaculture* 23, 361-391.
- Ocean Garden. (2003). <http://www.oceangarden.com/spanish/html/span.html>
- Páez-Osuna, F; Guerrero –Galván, S.R.; Ruiz-Fernández, A.C.; Espinoza-Angulo, R. (1997). Fluxes and mass balances of nutrients in a semi-intensive shrimp farm in north-western Mexico, *Marine Pollution Bulletin*, vol. 34, pp. 290-297.
- Páez-Osuna, F. (2001a). The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environmental Management* 28, 131-140.
- Páez-Osuna, F. (2001b). *Camaronicultura y Medio Ambiente*, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448 p.
- Páez-Osuna, F. (2001). Flujos y Balance de Masas de Nutrientes en Estanques camaronícolas, en el libro *Camaronicultura y Medio Ambiente*, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 177-189.
- 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 ecoregion. *Marine Pollution Bulletin* 46: 806-815.
- Páez-Osuna, F. y Ruiz-Fernández A.C. (2001). La Calidad del Agua en la

Camaronicultura: Conceptos, Manejo y Normatividad en el libro Camaronicultura y Medio Ambiente, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448 p.

Páez-Osuna, F. y Ruiz-Fernández A.C. (2005). Environmental load of nitrogen and phosphorus from extensive, semiintensive, and intensive shrimp forms in the Gulf of California ecoregion, *Environment Contamination and Toxicology*, 74:681-688.

Parker P.L., R.K. Anderson and A. Lawrence. (1989). A $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ tracer study of nutrition in aquaculture: *Penaeus vannamei* in a pond growout system. In: P.W. Rundel, J.R. Ehleringer and K.A. Nagy, Editors, *Stable Isotopes in Ecological Research*, Springer-Verlag, New York, pp. 288–303.

Parsons, T.R., Maita, Y., Lally, C.M. (1984). *A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis*. Oxford: Pergamon, 173 p.

Rakocy, J.E., (1989). Vegetable hydroponics and fish culture; a productive interface. *World Aquaculture*, 20, 42-47.

Rakocy, J.E., Losordo, T.M., Masser M.P. (1992). Recirculating aquaculture tank production systems: integrating fish and plant culture, Southern Regional Aquaculture Center, n° 452, p.1-6.

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.

Rijn J.V., Tal Y., Schreier H.J. (2006). Denitrification in recirculating systems: Theory and applications. *Aquacultural engineering*, 34, 364-376.

Ritvo G., Neill W. H., Lawrence A.L., Samocha T.M. (1997). Turbidity related to shrimp size in tanks with soil substrate. *Aquacultural Engineering*, 16, 221-225.

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.
- Rosentall, S. (1981). Recirculation systems in Northern America, world shrimp. Aquaculture in heated effluents and recirculation systems, 2, Berlin, p. 305-315.
- Ruiz-Fernández, A.C. y 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., Sonnenholzner S., y Massaut L. (2002). Balance de Nitrógeno y Fósforo en Estanques de Producción de Camarón en Ecuador. El mundo acuícola. Vol. 8, no. 1. Distribuciones del CENAIM durante el VI Congreso Ecuatoriano de Acuicultura.
- 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*, pp. 64-75. In: The New Wave Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Farming. (Browdy, C.L. and Jory, D.E., eds.), 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.

- Saoud I. P., Davis D. A., Rouse D. B. (2003). Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture* 217, p. 373-383.
- Schuer, 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, p. 471-485.
- Solórzano, L. (1969). Determination of the ammonia in natural waters by phenol-hypoclorite method. *Limnology and Oceanography* 14, p. 798-801.
- Sowers A. D., Tomasso Jr. J. R. (2006). Production Characteristics of *Litopenaeus vannamei* in Low-salinity Water Augmented with Mixed Salts. *Journal of the World Aquaculture Society*. Vol. 37, No. 2, 214-217.
- Sowers A. D., Young S. P., Isely J. J., Browdy C. L., Tomasso Jr. J. R. (2004). Nitrite Toxicity to *Litopenaeus vannamei* in Water Containing Low Concentrations of Sea Salt or Mixed Salts. *Journal of the World Aquaculture Society*, Vol. 35, No. 4, p. 445-451.
- 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 equilibria in natural waters.*
- 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.
- 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.
- Teichert-Coddington, D., D. Martínez y E. Ramírez. (2000). Partial nutrients budgets for semi-intensive shrimp farms in Honduras. *Aquaculture*. Col. 190: 139-154.

- Thakur, D.P., y Lin, C.K. (2003). Water quality and nutrient budget in closet shrimp (Penaeus monodoy) cultura systems. *Aquacultural Engineering*. 24, p. 195-211.
- Valenzuela M., Suárez J., Sánchez A. y Rosas C. (2002). Cultivo de Camarón Blanco en el Golfo de México (*Litopenaeus setiferus*) en Estanques de Manto Freático. II Congreso Nacional de la Asociación Mexicana de Limnología. Ciudad de México.
- Van Wyk, P.M. (1999). Economics of shrimp culture in recirculating aquaculture systems, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA, p. 179-208.
- Van Wyk, P.M. (1999). Principles of recirculating system design. In: Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA, p. 59-97.
- Van Wyk, P., Scarpa, J. (1999). Water quality requirements and management, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA, pp. 141-161.
- 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.
- Wang, J.K, Jacob, G.S. (1991), Pond design and water management strategy for an integrated oyster and shrimp production system: In *Aquaculture systems engineering*, World Aquaculture Society (eds.), San Juan de Puerto Rico, p. 70-84.
- Wang, J.K. (2003). Conceptual design of a microalgae-based recirculating oyster and shrimp system. *Aquacultural Engineering* 28, 37-46.
- 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.
- Zendejas, H. J. (1999). Manual para la alimentación y manejo del camarón, Purina, S.A de C.V., México, D.F., 20 p.