



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA
UNIDAD ACADÉMICA MAZATLÁN
(QUÍMICA ACUÁTICA)

**CALIDAD DEL AGUA Y BALANCE DE Cu, Fe, Mn Y Zn EN UN CULTIVO
ACUAPONICO DE CAMARÓN (*Litopenaeus vannamei*), TOMATE
(*Lycopersicon esculentum*) Y LECHUGA (*Lactuca sativa*) CON AGUA DE
BAJA SALINIDAD Y CERO RECAMBIO**

T E S I S

**QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS**

PRESENTA:

JESÚS ARMANDO LEÓN CAÑEDO

TUTOR:

DR. FEDERICO PÁEZ OSUNA
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA

COMITÉ TUTOR:

DRA. SILKE CRAM HEYDRICH
INSTITUTO DE GEOGRAFÍA

DR. MARTÍN FEDERICO SOTO JIMÉNEZ
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA

DRA. MARÍA CRISTINA CHÁVEZ SÁNCHEZ
POSGRADO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA

DR. JESÚS TRINIDAD PONCE PALAFÓX
POSGRADO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA

MÉXICO, D.F. AGOSTO 2013



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

Este trabajo se desarrolló en el módulo experimental Yum Kaax y en el Laboratorio de Geoquímica y Contaminación Costera del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Unidad Académica Mazatlán, UNAM, a cargo del Dr. Federico Páez Osuna. El proyecto se desarrolló gracias al apoyo institucional del ICMYL, UNAM, y parcialmente a través del apoyo al proyecto Calidad del agua en el cultivo integral de camarón en agua dulce con sistema hidropónico de tomate. Clave: UAS-PROFAPI 2012/123.

Dedicatoria

Quiero dedicar esta tesis a mi esposa Denisse por ser una gran mujer, por brindarme su apoyo incondicional en todo momento, por su cariño, por siempre alentarme para conseguir mis objetivos y por ser mi compañera de vida.

A mi hermosa hija Valeria por ser mi motor en el día a día y por qué vino a cambiar mi vida por completo y cada día que pasa me enseña nuevas cosas de la vida.

A mis padres por su apoyo incondicional, por la educación que me brindaron, por sus buenos consejos, su cariño y por siempre estar conmigo tanto en los buenos como en los malos momentos.

A mis hermanos por todos los buenos momentos y por qué siempre hemos sido muy unidos y aunque hemos pasado por riñas siempre nos apoyamos.

A todas las personas que me han brindado su apoyo y amistad durante mis años de vida.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco sinceramente a todos los que directa e indirectamente contribuyeron para la realización de mi trabajo de tesis, pues cada uno ha sido parte fundamental para la culminación de mis estudios.

A la unidad académica Mazatlán, ICMYL, UNAM por brindarme la oportunidad de estudiar un postgrado y los espacios necesarios para desarrollar mis estudios y superarme académicamente.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por proporcionarme el apoyo económico durante mi formación.

A mi director de tesis, el Dr. Federico Páez Osuna, primeramente por la oportunidad de integrarme a su grupo de investigación y brindarme las herramientas necesarias para la culminación de mi tesis, por ser un excelente tutor, por sus consejos, su paciencia, por su entera disposición y por guiarme en todo momento en mi trabajo de investigación.

A mi asesor externo el M.C. Manuel Martín Mariscal Lagarda, por sus enseñanzas y consejos y por ser de los principales impulsores de este tema de investigación, sin duda alguna sus aportes han sido muy importantes, pues fue quien me brindó el conocimiento para este tipo de sistemas desde su construcción hasta su funcionamiento.

Al Químico Humberto Bojórquez Leyva quien fue parte fundamental para la realización de mis análisis y en el manejo de equipo de laboratorio, por sus consejos y enseñanzas y porque siempre estuvo al pie del cañón cuando necesité de su ayuda y sus conocimientos.

A mi comité tutorial conformado por: Dra. Silke Cram Heydrich, Dra. María Cristina Chávez Sánchez, Dr. Martín Federico Soto Jiménez y Dr. Jesús Trinidad Ponce Palafox, quienes estuvieron siempre al pendiente e interesados

en este trabajo, además de sus excelentes aportes en materia de conocimiento y para la redacción y culminación de este trabajo.

Al Dr. Jorge R. Ruelas Inzunza por el apoyo brindado y facilidades otorgadas para la realización de las digestiones de los lodos, sólidos suspendidos y sedimentos en el Laboratorio a su cargo del Instituto Tecnológico de Mazatlán (ITMAZ).

Al M.C. Miguel Ángel Franco Nava, por sus aportes y sugerencias en el sistema experimental y los análisis estadísticos.

A la Dra. Gloria Vilaclara Fatjó, quien siempre estuvo al pendiente de todo lo relacionado con mi formación y por su apoyo en trámites y solicitudes.

A Fernando Marino Pinzón de Proveedora de Larvas S.A de C.V (FITMAR), a Joel Lizárraga de AQUAPACIFIC S.A de C.V. y al ing. Ramón Lizárraga de Agrícola Chaparral S. de P.R. de R.L. por proporcionar las postlarvas de camarón y plántulas de tomate utilizadas en este proyecto, respectivamente.

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, a la Dra. Ana Carolina Ruiz y todos los profesores que participaron en mi formación.

A la encargada de biblioteca la Sra. María Clara Ramírez Jáuregui, quien siempre me facilitó la información necesaria para la adquisición de material bibliográfico con gran amabilidad y cortesía.

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

Al Mat. Germán Ramírez, al Lic. Carlos Suárez y a la Lic. Herlinda Rojas por la ayuda brindada con lo relacionado al centro de cómputo (asesorías y servicios de apoyo) y por estar siempre al tanto la realización de las videoconferencias.

A la Dra. Rosalba Alonso Rodríguez y sus auxiliares técnicos, quienes nos brindaron el apoyo en los análisis biológicos durante el cultivo.

A Manuel Arvizu, por el apoyo en digestiones y liofilización de material, además de su ayuda en el manejo de programas estadísticos.

A la M.C. Magdalena Bergés por su amistad, sus valiosos consejos y por su ayuda en la realización de los análisis estadísticos y por qué la mayoría de las veces me tenía lista una taza de café.

Al M.C. Omar A. Rubio Hernández, quien además de ser un gran amigo, me brindó su apoyo en la realización de análisis y muestreos cuando fue necesario.

A la IBQ. Suammy G. Alarcón Silvas, por su gran ayuda en análisis, muestreos y preparación de material, además por ser una gran amiga y compañera durante toda mi estancia aunque siempre me llevara la contraria.

A mis compañeros de trabajo del módulo YK que estuvieron involucrados en este cultivo: Lucia Buitimea, Suammy Alarcón, Javier Ramírez Rochin, Juan Fierro, Gregorio Gutiérrez, quienes hicieron un gran esfuerzo y batallaron al igual que yo para que este sistema funcionara y al fin se lograra.

Al resto de mis compañeros de laboratorio y de la unidad con quienes compartí muy buenos momentos durante mi estancia, además de la ayuda de algunos de ellos al momento de la cosecha: A Susana Osuna, Yazmin Segura, Yassir Torres, Martha Millán, Cristina Osuna, Roberto Rivera, Jorge Luis López, Jorge Bustamante, Marcela Fregoso, Gladys Valencia, Víctor Núñez y todos los que me brindaron su amistad y con los que conviví en esta travesía.

ÍNDICE

Resumen	Página
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Panorama internacional de la acuicultura y camaronicultura ...	1
1.2. Problemas asociados con camaronicultura	2
1.3. Sistemas de recirculación y acuaponía	5
2. ANTECEDENTES	7
2.1. Cultivos de camarón con agua de baja salinidad	7
3. PROBLEMA O JUSTIFICACION	16
4. OBJETIVOS	17
4.1. Objetivo general	17
4.2. Objetivos específicos	17
5. HIPOTESIS	19
6. MATERIALES Y METODOS	20
6.1. Localización del sitio para desarrollar el proyecto	20
6.2. Diseño experimental	20
6.3. Análisis estadístico.....	22
6.4. Descripción y funcionamiento del sistema	22
6.5. Etapas de cultivo camarón-tomate-lechuga.....	23
6.6. Preparación de los tanques de cultivo.....	23
6.7. Biofiltro sumergido	24
6.8. Proceso de producción.....	25
6.8.1. Cultivo de camarón	25
6.8.1.1. Adquisición y transporte de postlarvas	26
6.8.1.2. Aclimatación y siembra de postlarvas.....	26
6.8.1.3. Alimentación	28
6.8.1.4. Crecimiento	29
6.8.1.5. Cosecha de camarón	29
6.8.2. Cultivo de tomate	30

6.8.2.1. Selección de semilla	30
6.8.2.2. Siembra	30
6.8.2.3. Entutorado o guiado de la planta	31
6.8.2.4. Deshoje, podas y raleo	31
6.8.2.5. Control de plagas.....	32
6.8.2.6. Aplicación foliar de micronutrientes esenciales....	32
6.8.2.7. Riego y recirculación	32
6.8.2.8. Cosecha de tomate	32
6.8.3. Cultivo de lechuga.....	33
6.8.3.1. Siembra de semilla.....	33
6.8.3.2. Trasplante y cosecha.....	34
6.9. Monitoreo de la calidad del agua	35
6.9.1. Toma de muestras	36
6.10. Análisis de oligoelementos	38
6.10.1 Preparación y análisis de muestras	38
6.10.2. Control de calidad analítico.....	39
6.10.3. Determinación de Cu, Fe, Mn y Zn	39
6.11. Balance de micronutrientes u oligoelementos	40
7. RESULTADOS Y DISCUSION	41
7.1. Producción de cultivo de camarón	41
7.2. Consumo de agua en el sistema acuapónico.....	46
7.3. Fe, Mn Cu, y Zn presentes en camarón, lodos y biofiltro	49
7.4. Calidad del agua	55
7.4.1. Temperatura	55
7.4.2. pH	57
7.4.3. Oxígeno Disuelto	59
7.4.4. Conductividad Eléctrica	62
7.5. Oligoelementos disueltos en agua de cultivo de camarón	64
7.5.1. Zn disuelto	64
7.5.2. Cu disuelto.....	66
7.5.3. Mn disuelto.....	69

7.6. Producción de cultivo de tomate	70
7.7. Fe, Mn Cu, y Zn en tomate	75
7.8. Producción de lechuga	79
7.9. Distribución de micronutrientes en lechuga	81
7.10. Flujos y balance de masas de Fe, Mn, Cu y Zn	83
7.10.1. Cálculo de flujos y balance de masas de Fe, Mn, Cu y Zn.....	84
7.11. Balance de masas de Fe, Mn, Cu y Zn	95
7.12. Carga ambiental de Cu y Zn.....	97
7.13. Factor de emisión	98
8. CONCLUSIONES	100
9. BIBLIOGRAFIA	104
10. ANEXOS	119

INDICE DE TABLAS

Tabla	Título	Página
1	Registro de trabajos publicados sobre cultivos acuaponicos con diferentes especies	10
2	Variables que influyen en el éxito operacional de los cultivos acuícolas.....	11
3	Principales funciones de los micronutrientes en plantas.....	12
4	Síntomas de deficiencia de micronutrientes en plantas.....	12
5	Formas comunes y fuentes naturales y antropogénicas de Cu y Zn.....	13
6	Concentraciones típicas y de seguridad máxima de metales en $\mu\text{g L}^{-1}$	14
7	Concentraciones máximas permisibles (CMP) de Cu, Fe, Mn y Zn y su efecto en postlarva de <i>L. vannamei</i>	15
8	Velocidad de aclimatación según salinidad.....	27
9	Escala para tipificar la cantidad de alimento remanente después de un tiempo específico.....	28
10	Valores para ajustes de la tabla de alimentación sobre valores promedio observados en los comederos.....	28
11	Parámetros de calidad del agua monitoreados durante el ciclo de cultivo.....	35
12	Datos promedio de producción para <i>L. vannamei</i> , obtenidos durante el ciclo del cultivo acuapónico camarón-tomate, utilizando dos tratamientos de agua de mar diluida (2000 y	41

	3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$).....	
13	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 densidades intensivas e hiperintensivas.....	45
14	Datos de producción y consumo de agua en diferentes tipos de cultivo de camarón de diferentes especies, empleando diferentes salinidades y tasas de recambio.....	47
15	Datos de producción y consumo de agua en el cultivo integrado con distintas especies y variedades, empleando diferentes conductividades.....	48
16	Concentración de oligoelementos ($\mu\text{g g}^{-1}$ peso seco) en tejidos de <i>L. vannamei</i>	53
17	Datos de producción de tomate uva obtenidos durante el cultivo integrado.....	71
18	Datos de producción de tomate bola obtenidos durante el cultivo integrado.....	72
19	Datos de producción de lechuga obtenidos durante el ciclo de cultivo integrado.....	79
20	Balance de entradas y salidas de Fe en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.....	87
21	Balance de entradas y salidas de Mn en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.....	89
22	Balance de entradas y salidas de Cu en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.....	91
23	Balance de entradas y salidas de Zn en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.....	93
24	Promedio de entradas y salidas de Cu expresado en g ha^{-1} ciclo ⁻¹ en el cultivo de <i>L. vannamei</i> . (+) adicionado al sistema; (-) perdida del sistema.....	98

INDICE DE FIGURAS

Figura	Título	Página
1	Localización de sitio experimental	20
2	Diseño experimental propuesto.....	21
3	Biofiltro sumergido diseñado en base al propuesto por Van Wyk (1999).....	25
4	Crecimiento semanal de camarón blanco (<i>L. vannamei</i>) cultivado en agua de baja salinidad a 2000 (cuadro relleno) y 3000 (rombo vacío) $\mu\text{S cm}^{-1}$	42
5	Concentraciones promedio de Fe encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Misma letra indica que no existen diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 (barras vacías) $\mu\text{S cm}^{-1}$	49
6	Concentraciones promedio de Mn encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Misma letra indica que no existen diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 (barras vacías) $\mu\text{S cm}^{-1}$	50
7	Concentraciones promedio de Cu encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Letras distintas indican diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 (barras vacías) $\mu\text{S cm}^{-1}$	51
8	Concentraciones promedio de Zn ($\mu\text{g/g}$) encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Letras distintas indican diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 (barras vacías) $\mu\text{S cm}^{-1}$	52
9	Porcentaje de distribución de Mn, Cu, Zn y Fe por tejido de camarón. Músculo (barras rellenas), Cefalotórax (barras sombreadas) y Exoesqueleto (barras vacías).....	54
10a	Variación de la temperatura ($^{\circ}\text{C}$) en módulo de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (cuadros vacíos) y 18:00 horas (cuadros rellenos).....	56

10b	Variación de la temperatura (°C) en módulo de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (cuadros vacíos) y 18:00 horas (cuadros rellenos).....	56
11a	Variación del pH en el módulo de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (rombos vacíos) y 18:00 horas (rombos rellenos).....	58
11b	Variación del pH en el módulo de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (rombos vacíos) y 18:00 horas (rombos rellenos).....	58
12a	Variación del Oxígeno disuelto (mg L^{-1}) en el módulo de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (triángulos vacíos) y 18:00 (triángulos rellenos). % saturación de oxígeno 6:00 hrs (línea punteada) y 18:00 hrs (línea continua)...	60
12b	Variación del Oxígeno disuelto (mg L^{-1}) en el módulo de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (triángulos vacíos) y 18:00 (triángulos rellenos). % saturación de oxígeno 6:00 hrs (línea punteada) y 18:00 hrs (línea continua)....	60
13a	Variación de la Conductividad Eléctrica en el módulo de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (círculos vacíos) y 18:00 (círculos rellenos).....	62
13b	Variación de la Conductividad Eléctrica en el módulo de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (círculos vacíos) y 18:00 (círculos rellenos).....	62
14a	Concentración semanal en entradas (cuadrados rellenos) y salidas (cuadrados vacíos) de Zn disuelto en el agua de los tanques de cultivo de camarón para el tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	64
14b	Concentración semanal en entradas (cuadrados rellenos) y salidas (cuadrados vacíos) de Zn disuelto en el agua de los tanques de cultivo de camarón para el tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	65

15a	Fig. 15a. Concentración semanal en las entradas (rombos rellenos) y salidas (rombos vacíos) de Cu disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	66
15b	Fig. 15b. Concentración semanal en las entradas (rombos rellenos) y salidas (rombos vacíos) de Cu disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	67
16a	Fig. 16a. Concentración semanal en las entradas (triángulos rellenos) y salidas (triángulos vacíos) de Mn disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	69
16b	Fig. 16b. Concentración semanal en las entradas (triángulos rellenos) y salidas (triángulos vacíos) de Mn disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	69
17	17. Producción de tomate bola (TB) y uva (TG) en kg para cada tratamiento.....	71
18	Fig. 18. Crecimiento promedio de las plantas de tomate bola (a) y tomate uva (b) en el cultivo integrado camarón-tomate. TB2-TG2: 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$; TB3-TG3: 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$; TBSN-TGSN: Solución nutritiva.....	74
19	Distribución de Fe ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta de tomate: (A) tomate uva; (B) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de tratamientos.....	75
20	Distribución de Mn ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta de tomate: (A) tomate uva; (B) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de tratamientos.....	76
21	Distribución de Cu ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta	

	de tomate: (a) tomate uva; (b) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de tratamientos.....	77
22	Distribución de Zn ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta de tomate: (a) tomate uva; (b) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de tratamientos.....	78
23	Figura 23. Rendimiento promedio de las dos variedades de lechuga por tratamiento: lechuga romana (barras vacías); lechuga orejona (barras rellenas). M1, M2 y SN se refieren al agua de riego de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$; $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ y control.....	80
24	Fig. 24. Distribución de Fe en lechuga utilizando tres diferentes aguas: $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras sombreadas). Misma letra indica que no existe diferencia significativa.....	81
25	Fig. 25. Distribución de Mn en lechuga utilizando tres diferentes aguas: $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras sombreadas). Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$).....	81
26	Fig. 26. Distribución de Cu en lechuga utilizando tres diferentes aguas: $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras sombreadas). Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$).....	82
27	Fig. 27. Distribución de Zn en lechuga utilizando tres diferentes aguas: $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras sombreadas). Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$).....	82
28	Fig. 28. Balance promedio de Fe en (Flujos en mg ciclo^{-1}) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	88
29	Fig. 29. Balance promedio de Fe (Flujos en mg ciclo^{-1}) en el módulo 2 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	88

30	Fig. 30. Balance promedio de Mn (Flujos en mg ciclo ⁻¹) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	90
31	Fig. 31. Balance promedio de Mn (Flujos en mg ciclo ⁻¹) en el módulo 2 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	90
32	Fig. 32. Balance promedio de Cu (Flujos en mg ciclo ⁻¹) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	92
33	Fig. 33. Balance promedio de Cu (Flujos en mg ciclo ⁻¹) en el módulo 2 del cultivo integrado.....	92
34	Fig. 34. Balance promedio de Zn (Flujos en mg ciclo ⁻¹) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	94
35	Fig. 35. Balance promedio de Zn (Flujos en mg ciclo ⁻¹) en el módulo 2 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	94

RESUMEN

Se implementó un sistema de cultivo acuapónico usando agua de mar diluida en dos niveles de conductividad (2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) con la finalidad de evaluar la dinámica del Cu, Fe, Mn y Zn en un sistema de cultivo camarón (*Litopenaeus vannamei*)-tomate (*Lycopersicum esculentum*)-lechuga (*Lactuca sativa*) (proporción de 25 camarones: 2.5 plantas de tomate: 1 lechuga), así como también para disminuir la descarga de nutrientes y agua al medio ambiente. Este estudio se llevó a cabo en la Unidad Experimental *Yum kaax*, ubicada en Mazatlán, Sinaloa, México del 16 de agosto de 2011 al 07 de marzo del 2012. De acuerdo a los requerimientos de cada uno de los cultivos y a las condiciones climáticas del sitio, el ciclo de cultivo fue dividido en tres periodos: para el camarón del 16 agosto al 13 diciembre 2011, para el tomate del 28 de septiembre de 2011 al 07 marzo de 2012 y para la lechuga del 14 diciembre 2011 al 02 febrero 2012.

El sistema experimental consistió de 3 tanques circulares para cada uno de los módulos; módulo 1 (M1) (3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) y módulo 2 (M2) (2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$), contruidos con soporte metálico y cubiertos con liner (2 m de diámetro x 1 m de altura), con un volumen de 3.14 m^3 cada uno. El camarón fue sembrado a una densidad de 75 PL/ m^2 . Cada tanque irrigó 24 plantas de tomate (12 de tomate uva y 12 de tomate bola) siendo en total 72 plantas por módulo, a su vez, el mismo número de plantas fueron irrigadas con una solución hidropónica nutritiva (control) convencional. Las plantas de tomate fueron colocadas sobre camas (7x0.4x0.30 m) con sustrato de zeolita y grava a una densidad de 4.2 plantas/ m^2 . Al término del ciclo de cultivo de camarón se colocaron 9 lechugas/ m^2 sobre el agua de los tanques mediante la técnica de hidroponía con raíz flotante con la finalidad de aprovechar al máximo los nutrientes generados y desarrollar un tercer cultivo.

Al final del ciclo de cultivo del camarón (120 días), las supervivencias fueron de 90.1 y 46.8 %, y el peso promedio individual del camarón fue de 9.1 ± 0.2 y 11.0 ± 1.5 g para el M1 y M2, respectivamente. El factor de conversión alimenticia fue de 1.5 ± 0.2 y 2.2 ± 0.2 , mientras que el rendimiento fue de 6.1 ± 0.6 y 3.8 ± 0.4 ton ha^{-1} ciclo $^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente. El cultivo de tomate uva tuvo un rendimiento de 8.5 ± 8.4 y 5.7 ± 2.0 ton ha^{-1} para M1 y M2, respectivamente, mientras que el tomate bola, 13.1 ± 5.7 y 11.6 ± 7.0 ton ha^{-1} para M1 y M2, respectivamente. El cultivo de lechuga romana alcanzó rendimientos de 12.2 ± 7.1 y 10.0 ± 13.0 ton ha^{-1} para M1 y

M2, respectivamente y la lechuga orejona de 16.6 ± 12.0 y 8.1 ± 8.4 ton ha⁻¹ en el mismo orden. El consumo de agua en el sistema acuapónico presentó una importante reducción con respecto a los monocultivos tradicionales, obteniéndose gastos de 0.49 y 0.67 m³ kg⁻¹ de biomasa producida para M1 y M2, respectivamente.

Los promedios mínimos y máximos semanales de los parámetros físico-químicos presentaron variaciones como sigue para los dos módulos: para la temperatura, 27.7 a 30.3 °C, para el pH, 8.0 a 8.6 , y para el oxígeno disuelto, 6.0 a 6.1 mg L⁻¹. Mientras que la conductividad eléctrica varió de 3040 a 3078 μS cm⁻¹ para el M1 y de 2036 a 2065 μS cm⁻¹ para el M2.

Los oligoelementos disueltos en el agua de los tanques presentaron concentraciones semanales promedio mínimas y máximas de: 11 ± 2 a 218 ± 340 μg Zn L⁻¹ para el M1, y de 12 ± 1 a 181 ± 49 μg Zn L⁻¹ para el M2; de 0.7 ± 0.4 a 10.0 ± 0.2 μg Cu L⁻¹ para el M1, y de 1.0 ± 0.8 a 15.3 ± 0.9 μg Cu L⁻¹ para el M2; de 0.4 ± 0.2 a 14.9 ± 4.0 μg Mn L⁻¹ para el M1 y de 0.6 ± 0.5 a 22.4 ± 3.8 μg Mn L⁻¹ para el M2. Los máximos registrados estuvieron siempre por debajo de los niveles considerados como tóxicos que constituyen un riesgo para el cultivo de camarón.

El balance de masas de los oligoelementos reveló que el alimento es la principal ruta de ingreso de estos al sistema contribuyendo con un 54 , 47 , 87 y 80 % para el M1 y con un 44 , 41 , 86 y 78 % para el M2, para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente. La aplicación foliar de los cuatro oligoelementos también contribuyó de manera importante al sistema, con porcentajes de 21 , 48 , 5 y 18 % en el tratamiento del M1, mientras que en el tratamiento de 2000 μS cm⁻¹ fueron de 19 , 46 , 6 y 19 % para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente. Por otro lado, los lodos son fueron la principal vía de egreso de Fe, Mn y Zn, mientras que para Cu la ruta más importante de salida fue a través de la cosecha de camarón y las plantas. La carga ambiental de Cu y Zn en el sistema camarón-tomate-lechuga fue de 9.6 ± 1.6 y 15.7 ± 3.8 g Cu ton⁻¹ ciclo⁻¹; 94.5 ± 12.4 y 124.8 ± 18.3 g Zn ton⁻¹ ciclo⁻¹ para el M1 y M2, respectivamente.

ABSTRACT

An aquaponic system was implemented in order to assess the dynamics of Cu, Fe, Mn and Zn using seawater diluted in two levels of conductivity (2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) in a coupled shrimp (*Litopenaeus vannamei*)-tomato (*Lycopersicon esculentum*)-lettuce (*Lactuca sativa*) system; with a ratio of 25 shrimp: 2.5 tomato plants: 1 lettuce. Also, the purpose of this system was to reduce the discharge of nutrients and water to the environment. This study was carried out in the Experimental *Yum-Kaax* unit, located in Mazatlan, Sinaloa, Mexico, which was developed from August 16, 2011 to March 7, 2012. According to requirements of the cultures and the climate conditions of the site, the growing season was divided into three periods: shrimp (16 Aug to 13 Dec 2012), tomato (28 Sep 2012 to 07 Mar 2013) and lettuce (14 Dec 2012 to 02 Feb-2013).

The experimental system consisted of three circular tanks for each module; module 1 (M1) (3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) and module 2 (M2) (2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$). These were constructed with metal support and liner (2 m diameter X 1 m height) with a volume of 3.14 m^3 each one. The shrimp was stocked at a density of 75 PLs/ m^2 . Each tank irrigated 24 tomato plants (12 grape and 12 ball tomatoes) being in total 72 tomato plants per module. The same number of plants were irrigated with a conventional hydroponic solution (control). Tomato plants were placed on zeolite-gravel beds (7x0.4x0.3 m) at a density of 4.2 plants/ m^2 . At the end of the shrimp growing cycle, were placed 9 lettuce/ m^2 on the culture tanks following the hydroponic technique of floating root in order to maximize the nutrients and develop a third crop.

At the end of the culture cycle of shrimp (120 days), the survival obtained were of 90.1 and 46.8 % and individual mean weight was of 9.1 ± 0.2 and 11.0 ± 1.5 g for M1 and M2, respectively. The feed conversion rate was 1.5 ± 0.2 and 2.2 ± 0.2 , while the yield was 6.1 ± 0.6 and 3.8 ± 0.4 t ha^{-1} per cycle for M1 and M2, respectively. The tomato grape yield was 8.5 ± 8.4 and 5.7 ± 2.0 t ha^{-1} for M1 and M2, respectively, while tomato ball yield was 13.1 ± 5.7 and 11.6 ± 7.0 t ha^{-1} for M1 and M2, respectively. The "romaine" lettuce yields was 12.2 ± 7.1 and 10.0 ± 13.0 t ha^{-1} for M1 and M2, respectively, at the same time, the "long ear" lettuce yields was 16.6 ± 12.0 and 8.1 ± 8.4 t ha^{-1} respectively. The water consume in the coupled shrimp-tomato-lettuce system presented a significant reduction compared to traditional monocultures,

obtaining values of 0.49 and 0.67 m³ kg⁻¹ of biomass produced for M1 and M2, respectively.

The minimum and maximum mean weekly of physical-chemical parameters showed the following variations for the two modules: 27.7 to 30.3 °C for temperature; 8.0 to 8.6 for pH; 6.0 to 6.1 mg L⁻¹ for dissolved oxygen. The electrical conductivity varied of 3040 to 3078 μS cm⁻¹ for M1 and of 2036 to 2065 μS cm⁻¹ for M2.

The trace elements dissolved in water tanks recorded mean weekly minimum and maximum concentrations of 11±2 to 218±340 μg Zn L⁻¹ for M1 and 12±1 to 181±49 μg Zn L⁻¹ for M2; 0.7±0.4 to 10.0±0.2 μg Cu L⁻¹ for M1 and 1.0±0.8 to 15.3±0.9 μg Cu L⁻¹ for M2; and 0.4±0.2 to 14.9±4.0 μg Mn L⁻¹ for M1 and 0.6±0.5 to 22.4±3.8 μg Mn L⁻¹ for M2. The maximums registered were below of the levels considered as toxic which constitutes a risk for the shrimp culture.

The mass balance of the trace elements showed that feed is the main input source to the system contributing with 54, 47, 87 and 80% for M1 and 44, 41, 86 and 78% for M2, for Fe, Mn, Cu and Zn, respectively. The foliar application of micronutrients represented an important source of trace elements but less than feed: with 21, 48, 5 y 18% for M1, while in 2000 μS cm⁻¹ were 19, 46, 6 y 19 % for Fe, Mn, Cu y Zn, respectively. Furthermore, the sludges were the main output source for Fe, Mn and Zn, whereas Cu was the total biomass harvested. The environmental load of Cu and Zn in the lettuce-tomato-shrimp system was 9.6±1.6 and 15.7±3.8 g Cu ton⁻¹ cycle⁻¹, 94.5±12.4 and 124.8±18.3 g Zn ton⁻¹ cycle⁻¹ for M1 and M2, respectively.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Panorama internacional de la acuicultura y camaronicultura

La acuicultura ha sido practicada por más de 2000 años en forma artesanal, reciclando desechos y utilizando nutrientes que no son utilizados directamente para consumo humano. Sin embargo, los sistemas intensivos de cultivo comparables a la producción altamente tecnificada de animales terrestres son mucho más recientes (Deutsch *et al.* 2007). Una de las principales y más productivas actividades de la acuicultura es la camaronicultura, la cual se refiere a la siembra o el cultivo de camarón tanto en ambientes costeros como terrestres, utilizando aguas de diferentes ambientes y a diferentes concentraciones salinas (salobre, salina e hipersalina), empleando diversas técnicas y tecnología para su práctica (Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002; Páez-Osuna, 2001a; 2001b).

La cría de camarones para propósitos comerciales comenzó a expandirse en la década de 1980's. 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, siendo los principales productores países como China, Tailandia, India, Indonesia, Filipinas, Ecuador, Brasil, Honduras, Panamá, Nicaragua y México (Páez-Osuna, 2001b). México en los 90's, tuvo una producción de camarón de 5,000 t, en el año 2000 fue de 35,000 t (Casillas *et al.*, 2006; 2007) mientras que en 2008, la siembra de camarón aumentó, abriéndose al cultivo 71,611 ha, que dieron una producción total de 132,414 toneladas (Industria acuícola, 2009) y actualmente en el 2011 se estima una producción total de 109,815 toneladas (SAGARPA, 2012).

El cultivo de camarón tradicionalmente se realiza con flujo abierto, ya sea categorizado en la modalidad extensivo, semi-intensivo e intensivo; estos sistemas de producción, se caracterizan por emplear grandes cantidades de agua y suelo (Losordo, 1991; Wang *et al.*, 1991; Fast, 1992; Rakocy *et al.*, 1992; Hopkins *et al.*, 1993; Losordo, 1998; Moss *et al.*, 2001; Samocha *et al.*, 2002; Wang, 2003).

1.2. Problemas asociados con camaronicultura

Enfermedades: Se han convertido en el mayor obstáculo para el desarrollo del cultivo de camarón (FAO, 2004) ya que han ocasionado significativas pérdidas económicas en algunas partes del mundo. Los agentes patógenos que afectan la acuicultura son principalmente virus y bacterias y cada vez aparecen nuevos agentes causantes de nuevas enfermedades. Las causas principales para la aparición de enfermedades están relacionadas con las malas prácticas de manejo, movilidad de animales vivos e infectados hacia áreas libres de patógenos y la introducción de especies exóticas (Unzueta-Bustamante *et al.* 2004).

Las enfermedades que mayormente han afectado a la acuicultura mundial de camarón son: el síndrome de la mancha blanca (White Spot Syndrome Virus, WSSV por sus siglas en inglés), clasificado dentro de la familia de virus Nimaviridae (género Whispovirus) detectado en América en 1999. Algunas regiones han sido impactadas con pérdidas de 100 % de la producción de granjas de camarón. Este virus ha sido considerado el patógeno número uno debido a la severidad de la infección, que provoca mortalidades masivas (dentro de 7-10 días de cultivo), especialmente cuando hay cambios ambientales repentinos (Sánchez-Martínez *et al.* 2007). En México los mayores impactos de este virus se han dado en Sinaloa y sur de Sonora. En un estudio de Lyle-Fritch *et al.* (2006) registraron que durante el ciclo de cultivo de 2001, se presentaron enfermedades asociadas a gregarinas (*Nematopsis*, *Cephabolus* y *Paraophioidina*), vibriosis (infección causada por bacterias) y WSSV, con la presencia de dos o más diferentes enfermedades en 81.8 % de las granjas de Sinaloa, México.

Impacto ambiental: La siembra de camarón además de tener que enfrentar problemas relacionados con la proliferación de enfermedades, también ha enfrentado denuncias y críticas por parte de organizaciones no-gubernamentales, que responsabilizan a la camaronicultura como una de las principales actividades que provoca gran impacto sobre ecosistemas costeros (Moss *et al.*, 2001). Esto debido a que las granjas camaronícolas tienden a descargar una enorme cantidad de efluentes hacia ecosistemas costeros, mismos que van cargados de nutrientes

como N y P y algunos metales que en grandes concentraciones provocan serios problemas en dichos ecosistemas.

Importancia y efecto de los metales: En acuicultura existen pocos estudios relacionados con la presencia de metales y metaloides en dicha actividad. Sin embargo, existen algunos estudios enfocados principalmente a los impactos al medioambiente que pueden provocar dichos elementos y por otro lado, que al ser elementos esenciales (Cu, Fe, Mn y Zn) para el crecimiento y fisiología de muchos organismos de cultivo, deben estar presentes en cantidades suficientes para los organismos y considerar que el agua utilizada (llenado y recambio), así como diversas fuentes externas (encalado, alimento, fertilizantes) pueden incrementar sus concentraciones y provocar toxicidad en los organismos (Boyd, 2009).

El Cu, Zn, Fe y Mn son fisiológicamente esenciales para el desarrollo normal y crecimiento de los organismos acuáticos; sin embargo, estos pueden actuar como inhibidores enzimáticos si sus concentraciones son diferentes de los requerimientos, los cuales pueden conducir tanto a efectos tóxicos o inhibir el crecimiento (Bambang *et al.*, 1995).

Elevadas concentraciones de estos metales en las regiones costeras resultan de procesos naturales y antropogénicos; y en México, a pesar de las políticas nacionales relativas al uso y manejo de los recursos costeros, los problemas de contaminación por metales se están incrementando (Villanueva y Botello, 1998).

Todos los invertebrados acuáticos acumulan metales pesados en sus tejidos, sin embargo el comportamiento tóxico ó esencial de dicho elemento, va a depender de la concentración disponible, así como de la especie involucrada. Por lo tanto la concentración de un metal que es típicamente alta y peligrosa para algunas especies, puede ser considerada como una concentración ideal ó incluso muy baja para otras (Rainbow, 1987; 1988; 1990; 1993; 1996; 2002).

Sedimentos: En un sistema de cultivo acuícola, la composición de los sedimentos es muy importante en la dinámica de nutrientes, así como también en el aporte de otros elementos químicos como metales pesados (natural o

antropogénico), que podrían limitar el crecimiento y supervivencia de los organismos (Ray y Chien, 1992). La adición excesiva de alimento, así como las condiciones en el estanque (pH, T, O₂ y salinidad) y la presencia de otros compuestos afectan la asimilación de los metales en la biota. En sistemas intensivos con bajas tasas de recirculación, los restos de alimento y desechos metabólicos se incrementan en los sedimentos, lo cual incrementa los niveles de materia orgánica. Este hecho provoca una disminución en los niveles de oxígeno, permitiendo que algunos elementos sean liberados a la columna de agua y estén disponibles para los organismos, lo cual podría representar un peligro si estos elementos son tóxicos o en su caso contrario ser benéficos si son elementos esenciales en cantidades requeridas (Riley, 1989).

Para enfrentar los problemas que existen relacionados a la actividad camaronícola y la descarga de efluentes a ecosistemas costeros se han considerado numerosas opciones entre las cuales se mencionan el policultivo de bivalvos, peces, ostiones, almejas, macroalgas, etc. Recientemente se ha estado trabajando para poder utilizar los efluentes camaronícolas como fuente de irrigación para plantas salinas (Páez-Osuna, 2001a).

Respecto a los efectos negativos que produce la camaronicultura hacia el medio ambiente, se proponen algunas medidas para mitigar los efectos como también para reducir la introducción de patógenos que causan las enfermedades, entre las cuales se mencionan (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.
- Desarrollar tecnologías para cultivar camarón tierra adentro en agua dulce o a baja salinidad.
- Disponibilidad de una fuente de suministro de agua adecuada.

1.3. Sistemas de recirculación y acuaponía

Algunas investigaciones 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 recambio de agua también se ha optado por utilizar sistemas bioseguros como los denominados sistemas de recirculación de agua o tierra adentro. Estos sistemas ofrecen ciertas ventajas en comparación con el cultivo en zonas costeras; por ejemplo sirve como técnica de bioseguridad contra los virus, el costo de la tierra es menor, se reduce el intercambio de agua aprovechando los nutrientes que esta contiene, entre otras (Tacon, 2002; Schuuer, 2003 y Balbi *et al.*, 2005).

La acuaponía es un término especial de los sistemas de recirculación en acuicultura (RAS por sus siglas en inglés, recirculation aquaponic system), es decir, un policultivo, consiste en tanques de peces (acuicultura) y plantas (hidroponía) que se cultivan con la misma agua en circulación. El objetivo principal de la acuaponía es reutilizar los nutrientes liberados por los organismos acuáticos de cultivo para la producción de plantas. Muchos sistemas separan las heces de los organismos lo más pronto posible para reducir la carga de DBO en los RAS, y así mejorar el rendimiento de nitrificación y reducir la obstrucción de las raíces de las plantas, lo que podría conducir a la pérdida de productividad de los cultivos (Graber y Junge, 2009).

Lo antes mencionado hace suponer que el empleo de sistemas de recirculación con cultivos hidropónicos acoplados ofrece una alternativa viable en las regiones en las cuales no se cuenta con suficiente agua para abastecer las necesidades de una granja tradicional o que no se encuentran cercanas a la costa, reduciendo así los costos, los espacios y obteniéndose una producción de buena calidad. Además con este tipo de cultivos se reducen las descargas de efluentes a ecosistemas costeros disminuyendo así su impacto al ambiente y por otra parte también al ser cultivos controlados se reduce la proliferación de enfermedades por inclusión de organismos patógenos.

Entre las ventajas y desventajas que se pueden resumir de este tipo de sistemas de cultivo están: Ventajas: reducción del consumo de agua en

comparación con monocultivos tradicionales; eliminación de fertilizantes químicos para producción de plantas; disminución o eliminación de impacto ambiental a causa de efluentes; posibilidad de obtener dos o más tipos de cultivo en un mismo sistema y libres de agroquímicos y pesticidas. Desventajas: demanda una alta inversión inicial; requiere de un amplio conocimiento en el manejo de ambos cultivos; implica elevar los costos de producción; requiere de óptimas condiciones para su funcionamiento y evitar agentes patógenos en ambos cultivos (Mariscal-Lagarda *et al.*, 2012).

El presente estudio se llevó a cabo en el módulo experimental “Yum Kaax” situado en el municipio de Mazatlán, Sinaloa. Este trabajo forma parte del proyecto general de investigación “Cultivo integral de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) y cultivo hidropónico de tomate (*Lycopersicum esculentum*).

2. ANTECEDENTES

2.1. Cultivos de camarón con agua de baja salinidad

Existen trabajos en los cuales se han realizado cultivos con agua dulce o de baja salinidad entre los cuales se destacan el de Laxminarayana *et al.*, (2005) quienes realizaron un estudio experimental para aclimatar camarón marino (*Penaeus monodon* y *Metapenaeus monoceros*) en agua dulce, encontrando 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.

El cultivo de camarón en aguas de baja salinidad se está convirtiendo en una importante expansión del cultivo de camarón marino y se ha desarrollado en muchas regiones del mundo en los últimos años, como las aguas interiores en los Estados Unidos (McGraw *et al.* 2002), Ecuador y Tailandia (Saoud *et al.*, 2003; Roy *et al.*, 2007).

L. vannamei es una especie que puede tolerar amplios rangos de salinidad desde agua dulce siendo de 0.5-2.0 en partes por mil (‰) hasta aguas hipersalinas (60 ‰) (Stern *et al.*, 1990; Bray *et al.*, 1994; Ponce-Palafox *et al.*, 1997; McGraw *et al.* 2002; Saoud *et al.*, 2003). Balbi *et al.* (2005), realizaron un trabajo experimental en el cual aclimataron postlarvas (PL -12 y PL -19) de camarón *L. vannamei* con agua de baja salinidad, provenientes de criaderos comerciales, concluyendo 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.

Para que el camarón pueda desarrollarse exitosamente requiere de agua con concentraciones específicas de los principales aniones: bicarbonatos, sulfatos y cloruros, así como de los principales cationes: calcio, magnesio, potasio y sodio (Balbi *et al.*, 2005).

Bray *et al.* (1994), observaron que *L. vannamei* obtuvo un peso final mayor a salinidades de 5 y 15 ‰ incluso que en los tratados a 25, 35, y 49 ‰. Ponce Palafox *et al.* (1997) concluyeron que el crecimiento de *L. vannamei* no se redujo en rangos de salinidad de 25–45 ‰.

Sowers y Tomasso (2006), realizaron un experimento en el laboratorio para demostrar que *L. vannamei* expuesto a 2 y 20 ‰ 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 ‰ agua de mar diluida más 1 ‰ de sales mezcladas, lo que equivalía a 2 ‰ de 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. Concluyendo que existió una discrepancia en ambos tratamientos la cual posiblemente resultó de la fijación de potasio debido que no existió recambio de agua y que el reúso de agua es un camino práctico para mitigar la pérdida de potasio de las granjas tierra adentro.

Se ha observado que en algunos casos no es necesario realizar recambios para que se logre obtener una alta producción de camarón en cultivos intensivos. Hopkins *et al.* (1991) y Browdy *et al.* (1993), indican que no hay un efecto significativo de la tasa de recambio sobre el crecimiento y supervivencia de camarón y que reducir la tasa de recambio no afecta negativamente dichas variables, si se mantienen concentraciones adecuadas de oxígeno disuelto en el agua del estanque.

Asimismo 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, indicando que se pueden obtener buenas producciones de camarón cuando no se recambia agua de los estanques. Esto puede ser una alternativa para los productores de camarón en especial en áreas donde el agua no es suficiente para abastecer dicha

actividad, debido a que se disminuye el uso del agua y se reducen las descargas de efluentes hacia los ecosistemas costeros, además de obtener una buena producción.

Van Wyk, (1999), Moss, (2002), McIntosh y Fitzsimmons (2003) y Samocha *et al.* (2004), determinaron que el uso de agua de baja salinidad para los cultivos de camarón aporta grandes ventajas tanto en el rubro comercial como en el impacto ambiental sobre algunos ecosistemas como:

- Disminución de riesgo por enfermedades
- Evitar liberación de especies no nativas a cuerpos de agua receptores
- Disminución de los costos de comercialización
- Disminución de la contaminación ambiental del entorno.

Las diversas investigaciones realizadas durante la última década sobre alternativas de producción de camarón han dejado grandes aportes a la industria, ya que hoy en día es posible producir camarón tierra adentro con agua de baja salinidad, diferentes densidades y con bajas tasas de recambio. Dichas investigaciones han tenido gran relevancia sobre la creación de nuevas técnicas y tecnología para la producción de camarón u otras especies acuáticas de valor comercial. En los últimos años, los cultivos con sistemas de recirculación han cobrado gran relevancia con base en la problemática ambiental que hoy en día se está presentando, ya que estos sistemas han sido considerados como “amigables con el medio ambiente” ya que al utilizar la misma agua en recirculación se disminuye el consumo de agua, las descargas al ambiente y por ende la destrucción o alteración de ecosistemas.

Una de las técnicas con sistema de recirculación que actualmente ha generado gran importancia es la Acuapónica o cultivo acoplado, que se destaca por la capacidad de combinar la producción de peces y plantas simultáneamente en un sistema de recirculación en el cual los desechos excretados por el organismo son aprovechados como nutrientes para la producción de plantas (Rakocy *et al.* 2006). En la **Tabla 1** se muestran algunos trabajos en los cuales se ha implementado la acuapónica para la producción simultánea de peces y plantas.

Tabla 1. Registro de trabajos publicados sobre cultivos acuapónicos con diferentes especies

Trabajo	Especies	Año	País	Autores
Reutilización del efluente de una granja de camarón a baja salinidad para irrigación de melón	Camarón + melón	2008	Brasil	Miranda, F.R., Lima, R.N., Criso´stomo, L.A., Santana, M.G.S.
Sistemas acuapónicos: Reciclaje de nutrientes de agua de peces para producción de hortalizas	Tilapia + pepino, tomate y berenjena	2009	Suiza	Graber, A., Junge, R.
Efecto de la velocidad de flujo en los parámetros de calidad del agua y el crecimiento de plantas de espinaca de agua (<i>Ipomoea acuática</i>) en un sistema de recirculación acuapónico	Bagre africano + espinaca	2009	Malasia	Endut, A., Jusoh, A., Ali, N., Wan Nik, W.N.S., Hassan, A.
Acuaponia vs hidroponía: Producción y calidad de cultivo de lechuga	Tilapia + lechuga	2012	Italia	Pantanella, E., Cardarelli, M., Colla, G., Rea, E., Marcucci, A.
Producción y valoración de en un sistema de acuaponía integrado con esturión, lechuga y berenjena	Esturión + lechuga	2012	China	Dediu, L., Cristea, V., Xiaoshuan, Z.
Cultivo integrado de camarón blanco (<i>L. vannamei</i>) y tomate (<i>L. esculentum</i>) con agua de pozo de baja salinidad: Manejo y producción	Camarón + tomate	2012	México	Mariscal-Lagarda, M. M., Páez-Osuna, F., Esquer-Méndez, J. L., Guerrero-Monroy, I., Romo del Vivar, A., Felix-Gastelum, R.

En los cultivos de camarón el crecimiento y supervivencia se encuentran influenciados principalmente por la calidad del agua siendo este un factor muy importante y la clave del éxito de todo cultivo y mediante el cual son reguladas las condiciones óptimas para que los organismos crezcan sin complicaciones. Las actividades de alimentación, respiración, crecimiento, y otras necesidades fisiológicas de los organismos son factores afectados directamente por los parámetros físico-químicos y biológicos (**Tabla 2**) y su producción está relacionada directamente con el manejo de los parámetros hidrológicos más que por cualquier otro factor (Villalón, 1991).

Tabla 2. Variables que influyen en el éxito operacional de los cultivos acuícolas.

Conjunto de variables físicas, químicas y biológicas	
Parámetros físicos:	Temperatura Salinidad Sólidos Color Luz
Parámetros químicos:	pH Alcalinidad Nutrientes Gases (O ₂ , N ₂ , CO ₂ , H ₂ S)
Parámetros biológicos:	Bacterias Virus Hongos.

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). Entre los nutrientes requeridos por los organismos cultivados encontramos al N y P, los macro-nutrientes (Na, K, Ca, Mg) y los micro-nutrientes (principalmente Cu, Fe, Mn y Zn), estos últimos también conocidos como oligoelementos. Son encontrados en bajas concentraciones, sin embargo son de gran importancia para las necesidades fisiológicas del organismo.

Los metales comprenden aproximadamente 75% de los elementos conocidos y estos se caracterizan porque pueden formar aleaciones con elementos metálicos y no metálicos (Morris, 1992). Tradicionalmente los metales se han clasificado en categorías tales como ligeros, pesados, semi-metales o metaloides, tóxicos y oligoelementos, dependiendo de los diversos criterios químicos y físicos, tales como densidad, peso, número atómico y grado de toxicidad. Ciertos metales y metaloides son esenciales para el crecimiento de las plantas y la salud de los animales; con respecto a las plantas, estos son referidos como micronutrientes e incluye al Cu, Fe, Zn, Mn y Mo. Los micronutrientes son referidos también como oligoelementos porque se requieren en muy pequeñas cantidades. Sin embargo, en exceso estos elementos pueden llegar a ser tóxicos

para las plantas, microbios, animales y humanos. Por otra parte se presentan problemas cuando hay una deficiencia en ellos (Sparks, 2005).

Los oligoelementos en el ambiente se hallan presentes en concentraciones menores a 0.1%, mientras que en los tejidos de las plantas y animales se hallan normalmente por debajo de 0.01% (Adriano *et al.*, 2005). A continuación en las **Tablas 3 y 4** se muestran las principales funciones de estos elementos en la planta y sus síntomas cuando hay deficiencia de ellos.

Tabla 3. Principales funciones de los micronutrientes en plantas.

Micronutrientes	Función
Fe, Mn, Cu, Ni	Constituyente principal de enzimas (metaloproteínas)
Mn, Zn	Activación de enzimas
Fe, Cu, Mn, (Cl)	Involucrado en el transporte de electrones en la fotosíntesis
Mn, Zn, Mo	Involucrado en la tolerancia del estrés
Cu, Mn, Zn, B	Involucrado en el crecimiento reproductivo (inducción a la floración, polinización, establecimiento de fruto)
B, Zn	Constituyente de paredes celulares y membrana

Adoptado de Kirkby y Römheld (2007).

Tabla 4. Síntomas de deficiencia de micronutrientes en plantas.

Elemento	Característica	Síntoma de deficiencia
Zn	Se presenta en ápices. Puede ser causada por exceso de fósforo	Entrenudos cortos, reducción en la formación de brotes o frutos y Hojas moteadas
Fe	La deficiencia puede ser inducida por altas concentraciones de Mn en suelos ácidos, muy común en suelos fríos, con mal drenaje y suelos alcalinos	Clorosis intervenal, con venas color verde-oscuro en hojas jóvenes
Mn	Excesos inducen la deficiencia de Fe	Clorosis intervenal en hojas jóvenes. Pero no tan fuerte como el caso del Fe
Cu	Deficiencia muy rara que se presente.	Plantas enanas, color pálido, muerte de hojas jóvenes y marchitamiento Provoca rajadura de frutos

Adoptado de Epstein y Bloom (2004).

En la acuicultura, los metales y metaloides pueden ingresar de manera natural y por contaminación. La utilización de las fuentes de agua (llenado y recambio), así como el alimento y otros aditivos (fertilizantes, alguicidas, etc.), pueden contener cantidades significativas de metales, además, estos pueden ser intercambiados en el agua y en los suelos del fondo, por lo que estos últimos son una fuente secundaria de metales potencialmente disponibles para los organismos en cultivo (Boyd, 2009). En la **Tabla 5** se presentan algunas fuentes naturales y antropogénicas de metales.

Tabla 5. Fuentes naturales y antropogénicas de Cu y Zn y formas comunes en desechos (Modificada de Adriano *et al.*, 2001 y Sparks, 2005).

Elemento	Fuente natural o mineral metálico	Fuente antropogénica	Formas comunes en desechos
Cu	Metal nativo (Cu), calcocita (Cu ₂ S), calcopirita (CuFeS ₂)	Minería y fundición, acabado de metales, microelectrónica, tratamiento de madera, vertederos y eliminación de desechos, industria pirometalúrgica, estiércol de cerdo, pesticidas, desagüe de minas	Metal Cu, óxidos de Cu, complejos húmicos de Cu, aleaciones, iones de Cu
Zn	Esfalerita (ZnS), willemita (Zn ₂ SiO ₄), smithsonita (ZnCO ₃)	Minería y fundición, acabado de metales, textiles, microelectrónica, vertederos y eliminación de desechos, industria pirometalúrgica, depuración de lodos, pesticidas	Metal Zn, iones Zn ⁺² , óxidos y carbonatos de Zn, aleaciones

Los metales tienen la capacidad para disolverse en el agua ya sea a bajas o altas concentraciones según el mineral que lo controla en un ambiente dado. Los dos factores que mayormente favorecen a la solubilidad de los metales cuando están disponibles desde sus minerales son el pH y el potencial redox. Bajos valores de pH y potencial redox incrementan la solubilidad de la mayoría de los metales. En la **Tabla 6** se muestran las concentraciones típicas y de seguridad de Cu, Fe, Mn y Zn disueltos en diferentes tipos de agua.

Tabla 6. Concentraciones típicas y máximas seguras de metales en $\mu\text{g L}^{-1}$ (Boyd, 2009).

Elemento	Concentración		Concentración máxima segura	
	Típica para agua dulce	Promedio para agua de mar	Agua blanda	Agua dura (incluyendo agua de mar)
Cobre	5.0-50.0	3.00	25.0	70.0
Hierro	<500.0	10.0	1,000	1,100
Manganeso	<250.00	2.0	1,000	1,000
Zinc	10-100	10.0	50.0	100.0

Lacerda *et al.* (2006), examinaron el caso del cobre en estanques de cultivo de camarón tomando en cuenta el factor de emisión de este metal y encontraron que el alimento constituye la principal fuente de Cu en los estanques, con altas y variables concentraciones, seguida del encalado y los fertilizantes.

Frías-Espéricueta *et al.* (2003), evaluaron la toxicidad aguda de las concentraciones individuales de Cu, Fe, Mn y Zn en postlarva de *L. vannamei*. Adicionalmente debido a los efectos tóxico-fisiológicos similares (Cu, Zn), y por las reacciones de absorción y coprecipitación (Fe, Mn); la interacción (1:1) de estos metales fue examinada y en base a las LC_{50} -96h obtenidas, calcularon las concentraciones máximas permisibles (CMP) de Cu, Fe, Mn y Zn con factor de aplicación (FA) de 0.01 (1%) en la postlarva de camarón *L. vannamei*, de acuerdo a Mariño-Balsa *et al.* (2000): $MPC=LC_{50}/100$, mismas que se muestran en la **Tabla 7**. El factor de aplicación de 0.01 fue tomado de Mariño-Balsa *et al.* (2000), considerando que los organismos están expuestos a mezclas de contaminantes y por ende a efectos de sinergismo.

Tabla 7. Concentraciones máximas permisibles (CMP) de Cu, Fe, Mn y Zn con FA de 0.01 (1%) y su efecto en postlarva de *L. vannamei*.

Metal	CMP $\mu\text{g L}^{-1}$	Efectos toxico por exceso
Cu	42/373 disuelto/total	Causa acidosis reforzada por la hipercapnia y la acumulación de ácido láctico. Restringe los intercambios respiratorios con la hipoxia de los tejidos internos (Boitel y Truchot, 1989).
Zn	20.8	El efecto letal del Zn es inducir daño citológico de las branquias y la causa fisiológica de la muerte está relacionada con la ruptura de los procesos respiratorios y osmoregulatoria (Crespo, 1984).
Fe	9.5/443 disuelto/total	El Fe precipitado se deposita en el caparazón y las branquias, causando la oclusión de las laminillas respiratorias (Jansen y Groman, 1993).
Mn	1300	El efecto tóxico de Mn es la interrupción de los procesos fisiológicos relacionados con el sistema neuromuscular (Baden y Neil, 1998).

Datos de Frías-Espéricueta *et al.* (2003).

3. PROBLEMA O JUSTIFICACION

La camaronicultura ha sido una de las más grandes y productivas actividades en el mundo en las últimas décadas, lo cual ha sido benéfico en materia de producción de alimento, sin embargo, existe un grave problema y tiene que ver con el impacto ambiental que provocan las descargas de aguas provenientes de esta actividad en los ecosistemas costeros, además de que en los últimos años la proliferación de enfermedades en los cultivos ha ido en aumento provocando grandes pérdidas a la industria.

Por tales motivos y como una medida de mitigación al impacto ambiental se ha propuesto implementar 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. El estado de Sinaloa se caracteriza por ser uno de los principales productores de camarón y líder en la producción y exportación de tomate a nivel nacional, contribuyendo así a la descarga de efluentes en ecosistemas costeros y por ende tiene un gran impacto ambiental sobre estos. Por tal motivo se llevó a cabo el modulo experimental en dicha zona, ya que este tipo de cultivos simultáneos está desarrollando un importante impacto en el campo de la acuicultura y la agricultura debido a que se pueden conseguir ambos cultivos de manera simultánea con un bajo costo, de buena calidad, en menor espacio y lo más importante sin descarga de efluentes que afecten otros ecosistemas (Mariscal-Lagarda *et al.*, 2012). Además de la buena aceptación y mercado que presentan los cultivos estudiados a nivel nacional, lo cual, puede ser una opción viable de producción y reducción de costos.

En este trabajo, se evaluó la calidad del agua utilizada para el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) y sus cambios en composición química en relación con el uso de la misma en el cultivo de tomate (*L. esculentum*) y lechuga (*Lactuca sativa*) utilizando agua de baja salinidad y comparando diferentes concentraciones. Además se realizó un balance de masas de Cu, Fe, Mn y Zn 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.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

- Implementar un sistema de cultivo de acuaponía tierra adentro que permita el desarrollo del camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en tanques con agua de baja salinidad y la reutilización del agua en plantas de tomate (*Lycopersicon esculentum*) en dos variedades (Bola y Grape) y lechuga (*Lactuca sativa*) en un cultivo hidropónico en casa sombra y cero recambio, para disminuir descargas al ambiente.

4.2. Objetivos específicos

- Evaluar el crecimiento y supervivencia del camarón cultivado en agua de mar diluida a diferentes niveles de conductividad eléctrica: 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (1.3 g L⁻¹) y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (1.9 g L⁻¹) y determinar cuál de estos dos permite un mayor rendimiento.
- Evaluar la producción de las dos variedades de tomate (*L. esculentum*) y determinar cuál es la que mejor rendimiento obtiene en cuanto a los tratamientos utilizados.
- Evaluar la producción de dos variedades de lechuga (*L. sativa*) mediante la técnica de raíz flotante y determinar con que tratamiento se obtienen los mejores rendimientos y el óptimo aprovechamiento.
- Evaluar la calidad del agua mediante el monitoreo de los parámetros físico-químicos (temperatura, C.E., oxígeno disuelto, pH) en el agua utilizada para el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) y sus cambios en composición química en relación con el uso de la misma en el cultivo hidropónico del tomate y lechuga.
- Evaluar el aprovechamiento de agua en el sistema camarón-tomate-lechuga de acuerdo a los dos tratamientos utilizados.

- Cuantificar los flujos de ingreso y egreso de Cu, Fe, Mn y Zn evaluando la generación y el consumo de los mismos en ambos sistemas de cultivo y determinar el factor de emisión de dicho elementos al ambiente.
- Establecer un modelo de balance de masas que permita conocer la distribución, asimilación y descarga al ambiente de Cu, Fe, Mn y Zn en relación a los sistemas tradicionales de flujo abierto.

5. HIPOTESIS

El cultivo acuapónico de camarón (*L. vannamei*), tomate (*L. esculentum*) y lechuga (*L. sativa*) sometido a condiciones de agua de baja salinidad y a un proceso de recirculación de agua es viable en términos de producción y sustentabilidad ya que se logran obtener tres productos de buena calidad en un mismo sistema, con un mayor aprovechamiento de los recursos (alimento, consumo de agua y espacios). A su vez, el efluente de los tanques de cultivo de camarón cubre la demanda nutricional de las plantas de tomate y lechuga. Por otro lado, este tipo de sistemas reduce y/o elimina la descarga de efluentes, minimizando así el impacto ambiental.

6. MATERIALES Y METODOS

6.1. Localización del sitio para desarrollar el proyecto

El proyecto, se desarrolló en el sitio experimental “Yum Kaax”, situado en el municipio de Mazatlán, Sinaloa, 23° 12’11”, mismo que fue diseñado y construido por investigadores e integrantes del proyecto “Cultivo acuapónico camarón-tomate-lechuga”.



Fig. 1: Localización del sitio experimental

6.2. Diseño experimental

Para cuantificar el efecto que tiene utilizar el agua en la que se cultiva camarón sobre la plantas de tomate, se utilizó un diseño experimental comparando las siguientes alternativas: 1) plantas de tomate regadas con el agua de mar diluida de los tanques con camarón a una salinidad de 1.3 ‰ ($2000 \mu\text{S cm}^{-1}$) y densidad de 4.2 plantas/ m^2 , 2) plantas de tomate regadas con el agua de mar diluida de los tanques con camarón a una salinidad de 1.9 ‰ ($3000 \mu\text{S cm}^{-1}$) con una densidad de 4.2 plantas/ m^2 , 3) plantas de tomate regadas con solución nutritiva y densidad de 4.2 plantas/ m^2 , 4) cabezas de lechuga tratadas con el agua de mar diluida de los tanques con camarón a una salinidad de 1.3 ‰ ($2000 \mu\text{S cm}^{-1}$), 5) cabezas de lechuga tratadas con el agua de mar diluida de los tanques con camarón a una salinidad de 1.9 ‰ ($3000 \mu\text{S cm}^{-1}$), 6) cabezas de lechuga tratadas con solución nutritiva hidropónica (**Fig. 2**).

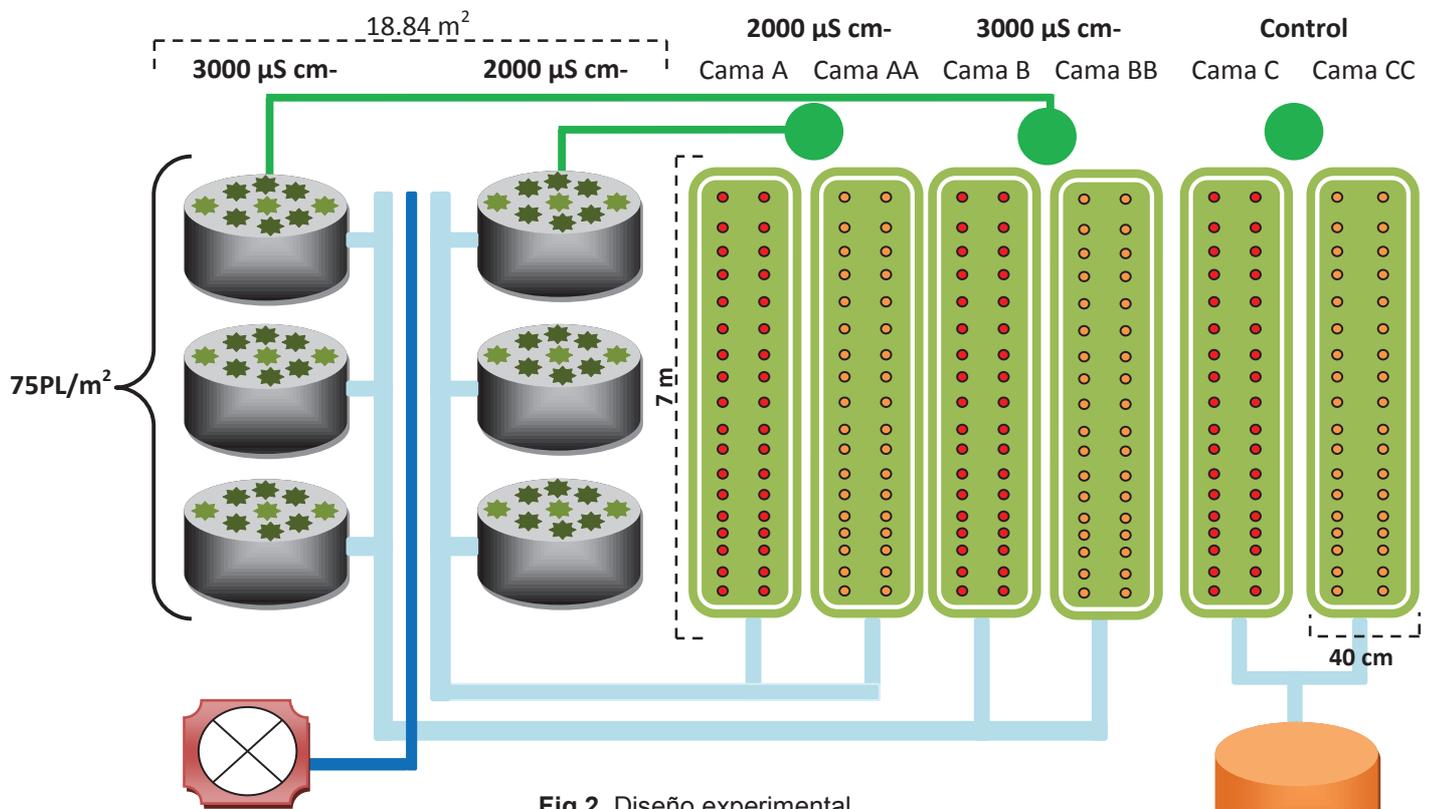


Fig.2. Diseño experimental

-  Tanques de camarón de 3140 L
-  Tanque de solución hidropónica nutritiva
-  Aireador ½ hp
-  Tomate uva (18 plantas por hilera) Cama A, B, C
-  Tomate bola (18 plantas por hilera) Cama AA, BB, CC
-  Tubería de drenaje
-  Tubería aireadora
-  Agua retorno
-  Lechuga orejona
-  Lechuga Romana

6.3. Análisis estadístico

Las variables físico-químicas analizadas en agua fueron: temperatura, pH, oxígeno disuelto, conductividad eléctrica, cobre, hierro, manganeso y zinc; las variables de producción y rendimiento del cultivo acuapónico fueron para: crecimiento, supervivencia, producción en camarón, tomate y lechuga, conversión alimenticia; además de los flujos químicos (Cu, Fe, Mn y Zn) en los tejidos de los cultivos antes mencionados

Las variables se analizaron para determinar si los datos eran normales y homoscedásticos. En caso de cumplirse con estos supuestos se utilizó la prueba t-Student o un análisis de varianza de una vía (ANOVA), seguido de una prueba de Tuckey. Los datos que no fueron normales y homoscedásticos se analizaron mediante las prueba no paramétricas U Mann-Whitney o de Kruskal-Wallis, seguido de una prueba de Dunns. Se utilizó un intervalo de confianza del 95 % ($p < 0.05$). De acuerdo a lo planteado en Páez-Osuna *et al.*, (1997) y Casillas-Hernández *et al.*, (2006; 2007). El flujo de balance de masas de oligoelementos fue expresado como medias \pm desviación estándar de cada uno de los flujos en $\text{mg ha}^{-1} \text{ ciclo}^{-1}$ y porcentajes.

6.4. Descripción y funcionamiento del sistema

El sistema consistió de 6 tanques circulares de 2x1.2 de diámetro y altura (m) respectivamente para el cultivo de camarón, los cuales contaron con sistemas de drenaje, aireación y recirculación de agua (**Fig. 2**). Fueron construidos con estructura de malla galvanizada y forrados con lona negra. Cada tanque fue diseñado para soportar un volumen de 3.14 m^3 de agua, a su vez se formaron 2 módulos con tres tanques cada uno, donde cada módulo irrigó 2 camas (una para cada variedad) de cultivo de tomate. Como tratamiento control se utilizó además un tanque con capacidad de 450 L con solución nutritiva hidropónica, mismo que fue utilizado para irrigar 2 camas de cultivo de tomate uva y bola, respectivamente. Las camas con dimensiones de 7x0.4x0.30 m de largo, ancho y alto, respectivamente, fueron formadas en tierra con una pendiente del 2 % y se forraron con hule negro para evitar infiltraciones y ayudar el paso del agua hacia el

drenaje recolector. Así mismo, cada cama se rellenó con 0.05 m de grava en la parte inferior seguida por 0.15 m de zeolita, utilizándolos como sustrato hidropónico para el crecimiento de las plantas de tomate. Además de ser una fuente de sustrato la zeolita sirve también como filtro ya que es capaz de atrapar compuestos nitrogenados por medio de intercambio iónico (Metcalf y Eddi, 1997). El cultivo de tomate se realizó en casa sombra, utilizando malla blanca con 30% de sombreado con el fin de proteger la planta (hoja y fruto) de una fuerte radiación solar directa, reduciendo con ello la temperatura y evitando el fruto quemado.

6.5. Etapas de cultivo camarón-tomate-lechuga

El cultivo integrado camarón-tomate-lechuga tuvo una duración de 29 semanas (16 de agosto de 2011 al 07 de marzo de 2012) y durante este tiempo se observaron cuatro etapas. La primera fue donde solamente se cultivó camarón; la segunda, donde de manera simultánea se cultivó camarón y tomate; la tercera, cuando se cosechó el camarón y en su lugar se cultivó la lechuga junto con el tomate; y la cuarta, donde solamente se siguió cultivando tomate. Estas etapas se deben a que el camarón, el tomate y la lechuga tienen diferentes temporadas de cultivo (que dependen de las condiciones climáticas), por lo que cada uno se integró en diferente tiempo, desglosándose de la siguiente manera (Figura 3):

- Camarón (16 de agosto de 2011 al 13 de diciembre de 2011): 17 semanas
- Tomate (28 de septiembre de 2011 al 07 de marzo de 2012): 23 semanas
- Lechuga (14 de diciembre de 2011 al 02 de febrero de 2012): 7 semanas

6.6. Preparación de los tanques de cultivo

Previo a la siembra, los tanques de cultivo de camarón se lavaron con jabón y cloro (hipoclorito de sodio) para desinfectarlos. Se tallaron los fondos y paredes con un cepillo de cerdas de plástico y se drenó el agua de desecho. Posteriormente, los tanques se dejaron secar al sol por espacio de tres días y se colocó un tubo de PVC de 1 1/2" de diámetro y 1.1 m de longitud en el centro del tanque para evitar que las postlarvas se escapen al ser sembradas. Una vez limpios los tanques, se llenaron con agua del río presidio transportada en pipas de

10 m³, hasta alcanzar un tirante de 1 m. Para lograr la conductividad deseada a cada tanque se le agregó una cantidad conocida de agua de mar filtrada de 35 ‰ de salinidad.

Con el fin de promover la productividad primaria en los tanques, estos se fertilizaron agregando 10 g de fertilizante P-Nutrilake cuatro días antes de la siembra, ya que el fitoplancton constituye una fuente importante de alimento para las postlarvas.

El agua de los tanques con camarón, se hizo pasar por gravedad hacia cada una de las camas mediante dos mangueras plásticas para riego agrícola de ½", el riego se realizó por goteo y el flujo de agua fue controlado por válvulas plásticas de inserción con un diámetro de 5/16". Una vez que el agua pasó por las plantas, esta fue recolectada mediante un sistema de drenaje y posteriormente se recirculó hacia los tanques con camarón elevándola con una bomba eléctrica sumergible (Evans) de 1/8 hp.

6.7. Biofiltro sumergido

Finalmente para mantener controlados los niveles de oxígeno requeridos por el camarón y mantener en movimiento el agua se utilizó un aireador de inyección de burbujas (Blower) de 1/2 hp. A su vez se colocó un biofiltro sumergido (**Fig. 3**), que es un sustrato artificial que proporciona grandes cantidades de área superficial sobre la que pueden colonizar las bacterias nitrificantes, además el biofilm en la superficie de estos sustratos proporciona un tipo de nutrición adicional para el camarón. En teoría el uso de sustratos artificiales permite densidades de cultivo superiores al reducir el estrés y el canibalismo (Van Wyk, 1999; Stewart *et al.* 2006).

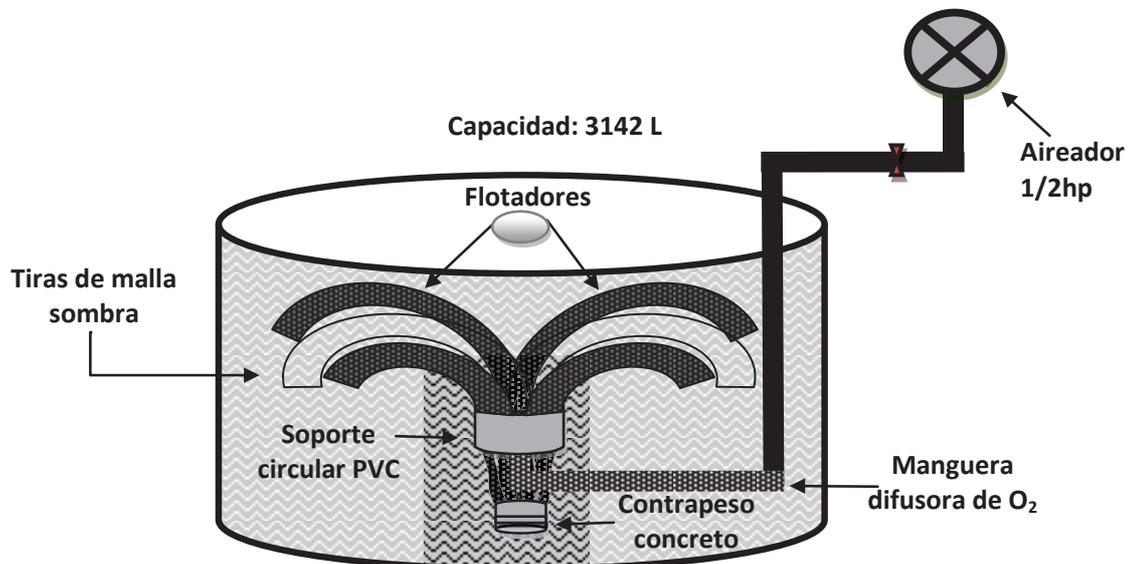


Fig. 3. Biofiltro sumergido diseñado con base al propuesto por Van Wyk (1999).

El biofiltro sumergido consistió en 14 tiras de malla sombra de 0.23 m² de área, para asegurar una mayor superficie de contacto en el tanque, un contrapeso de concreto en la base y dos flotadores para mantener una posición erguida del biofiltro y un soporte circular de PVC hidráulico de 6" de 40 cm de altura colocado a 45 cm aproximadamente de la base, esto con el fin de crear un apartado oscuro que favoreció la proliferación de bacterias nitrificantes. Para el suministro de oxígeno se utilizó una bomba de ½ hp, la cual fue colocada en el soporte de PVC como se muestra en la Fig. 3.

6.8. Proceso de producción

6.8.1. Cultivo de camarón

El camarón blanco (*L. vannamei*) se seleccionó debido a que comparado con otras especies: tiene capacidad de soportar un amplio rango de salinidades (desde 0.5 ‰ hasta hipersalinas), tiende a desarrollarse sin problemas a altas densidades, posee gran adaptabilidad en cautiverio, es una de las especies que goza de gran aceptación y se cotiza a buen precio en el mercado, además se

encuentra disponible en los laboratorios del noroeste del país (Ocean Garden, 2003; Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora, 2001).

Se desarrolló un ciclo de producción con una duración de 120 días (17 semanas), del 16 de agosto de 2011 al 13 de diciembre de 2012. Se sembró una superficie aproximada de 18.84 m² que es equivalente a los seis tanques que se mencionaron anteriormente. La densidad de siembra utilizada fue de 75 PL/m², lo que da un total de 1413 postlarvas en los 6 tanques de con una talla mínima de PL₂₁.

6.8.1.1. Adquisición y transporte de postlarvas

Como medida de seguridad e inocuidad y para garantizar su calidad, las postlarvas fueron proporcionadas por un laboratorio certificado de producción (Aquapacific S.A. de C.V.) ubicado en playa El Caimanero en Rosario, Sinaloa. Donde fueron revisadas y se verificó que estuvieran en óptimas condiciones observando su estado de salud y comportamiento. Una vez verificados los organismos fueron empacados en 3 bolsas de plástico con 15 L de agua de mar diluida a 5.5 ‰ de salinidad, conteniendo aproximadamente 2000 PL cada una, posteriormente se les suministró oxígeno necesario para su transporte al sitio de cultivo y fueron colocadas en hieleras para conservar una temperatura adecuada (22°C).

6.8.1.2. Aclimatación y siembra de postlarvas

Para el proceso de aclimatación, primeramente fue necesario igualar la temperatura que contenían las bolsas donde fueron transportadas las PL a la temperatura del tanque de aclimatación que era de 28°C, para esto se colocaron las bolsas sobre el agua de los tanques durante un periodo determinado hasta que la temperatura se igualó y posteriormente fueron introducidas en 3 tanques de 400 L (1000 PL por tanque) a la misma salinidad en que llegaron (5.5 ‰).

Una vez adaptado el organismo en los tanques se procedió a aclimatar; para esto se utilizó un tanque de 450 L llenado con agua dulce y fue conectado a una tubería de PVC y llaves con modulación de flujo, donde por gravedad se

suministró agua paulatinamente a los tanques de aclimatación hasta llegar a la salinidad deseada (1.3 y 1.9 ‰) de acuerdo a Van Wyk *et al.*, (1999); McGraw y Scarpa (2004); Davis *et al.* (2002, 2005); Balbi *et al.* (2005) (**Tabla 8**).

Tabla 8. Velocidad de aclimatación según salinidad

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

(Adoptado de Van Wyk, 1999).

Durante el proceso de aclimatación se alimentó a las postlarvas con 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. Además se estuvo suministrando oxígeno mediante una bomba aireadora de ½” hp regulado mediante piedras difusoras. Así mismo se llevó a cabo un registro de parámetros físico-químicos como temperatura, salinidad, oxígeno y pH, así como el estado de salud y comportamiento de las PL.

Al finalizar el proceso de aclimatación se observó la supervivencia y el estado de las PL obteniéndose resultados favorables. Una vez terminado el proceso de aclimatación, los camarones fueron sembrados en los tanques de crecimiento, y con el propósito de monitorear el éxito de la siembra se instalaron en cada tanque dos camas de supervivencia, colocando 25 PL en cada una y se revisaron a las 24, 48 y 72 hr después, tomando la decisión de volver a sembrar en caso de que la supervivencia fuera menor al 80 %.

6.8.1.3. Alimentación

El alimento utilizado para el crecimiento de camarón (CAMARONINA, 35% de proteína) fue molido y tamizado en sus primeras 6 semanas, esto con el fin de obtener un alimento de menor tamaño para la ingesta del organismo. Sin embargo, una vez que alcanzaron una talla mayor se empezó a suministrar el alimento entero durante el resto del cultivo.

La cantidad de alimento a suministrar diariamente, se determinó con base a un porcentaje de la biomasa de los camarones y se aplicó en 3 raciones al día (07:00, 13:00 y 18:00); (Reid y Arnold, 1992; Davis y Arnold, 1998; Van Wik, 1999). La alimentación fue aplicada y distribuida en charolas de alimentación (2 por cada tanque) y el consumo se monitoreó antes de cada ración para revisar el remanente y hacer un ajuste si fuese necesario (Zendejas, 1999; Clifford III, 2000, Casillas-Hernández *et al.*, 2007) (**Tabla 9 y 10**).

Tabla 9. Escala para tipificar la cantidad de alimento remanente después de un tiempo específico.

Cantidad de alimento observado	Valor
Sin remanente	0
Poco remanente (<12.5%)	1
Moderado remanente (12.5-25%)	2
Considerable remanente (>25%)	3

(Tomado de Zendejas, 1999).

Tabla 10. Valores para ajustes de la tabla de alimentación sobre valores promedio observados en los comederos.

Valor promedio procedente de los comederos	Ajustes a la tasa de alimentación
Promedio >2	Reducir la tasa de alimentación en 30%
Promedio >1	Reducir la tasa de alimentación en 20%
Promedio = 0.5-1	Mantener la tasa de alimentación
Promedio >0.5	Incrementar la tasa de alimentación en 10%

(Tomado de Zendejas, 1999).

6.8.1.4. Crecimiento

Con el propósito de monitorear el desarrollo del organismo, para corroborar que éste fuera normal y poder tomar las medidas necesarias si se presentara algún problema se efectuaron muestreos semanales utilizando una red de cuchara con malla de la denominada ecuatoriana. El mínimo de camarones que se muestrearon fue de 10 organismos/tanque, registrándose medidas como peso, estado de salud, y su apariencia.

6.8.1.5. Cosecha de camarón

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 en general y el estado de muda. De presentarse algún problema con la salud del camarón la cosecha se pospondría para realizar acciones correctivas hasta tener organismos aptos para ser cosechados. Para el proceso de la cosecha se utilizó una red ecuatoriana con la cual se sacaron el total de los organismos de cada tanque y fueron pesados individualmente para obtener su promedio general, así como la supervivencia y los cálculos de rendimiento. Para el análisis elemental se tomó una muestra representativa de 25 organismos de cada tanque y fueron seccionados en tres partes (cefalotorax, exoesqueleto y musculo), realizando una mezcla compuesta de cada parte con el total de los organismos para su posterior preparación y análisis.

6.8.2. Cultivo de tomate

6.8.2.1. Selección de semilla

Las plantas que se seleccionaron para el cultivo hidropónico corresponden a tomate Bola (*L. esculentum*) variedad maya, y tomate Grape debido a que según Samperio-Ruiz (2000):

- Poseen alta demanda a nivel mundial.
- Son cultivadas 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.
- Tienen 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 adquirirán serán semillas certificadas de crecimiento determinado

6.8.2.2. Siembra

Las plántulas de tomate en sus dos variedades bola y grape fueron donadas por el rancho Chaparral S. de P.R de R.L. y fueron transportadas hacia el modulo experimental en charolas de hielo seco (semilleros) de 240 cavidades con un sustrato de pet moss-perlita-zeolita en proporción 1:1:1 (Samperio-Ruiz, 1999). Las plántulas se estuvieron regando hasta que el cultivo de camarón alcanzó un periodo de 30 días desde su siembra; esto con el fin de asegurar el enriquecimiento de nutrientes en el agua. Posteriormente las plántulas fueron trasplantadas en camas con sustrato de grava y zeolita a una densidad de 4.2 plantas/m² a doble hilera para las dos variedades de tomate y con separación de 0.4 m lineales entre planta y planta teniendo un total de 144 plantas, de las cuales,

36 (tomate bola) y 36 (tomate uva) se regaron con agua de mar diluida de los tanques de cultivo de camarón con una salinidad de 1.3 ‰ (2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ de conductividad eléctrica), así mismo, 36 (tomate bola) y 36 (tomate uva) fueron regadas con agua de mar diluida con una salinidad de 1.9 ‰ (3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ de conductividad eléctrica) y el resto con agua proveniente del tanque con la solución control (solución hidropónica nutritiva de Samperio-Ruíz, 1999), esto con el propósito de evaluar el rendimiento y producción de tomate en ambos tratamientos y variedades de tomate.

6.8.2.3. Entutorado o guiado de la planta

Debido a que el crecimiento de la planta de tomate se dio 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 fue hilo de polipropileno (rafia) sujetando 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 fueron creciendo tendieron a sujetarse al hilo tutor mediante anillos plásticos.

6.8.2.4. Deshoje, podas y raleo

Estas actividades se realizaron de manera manual, para el caso del tomate el deshoje se practicó eliminando las hojas situadas por debajo del racimo de frutos para mantener una buena oxigenación en la planta. Durante la poda se erradicaron los crecimientos laterales para que la planta se mantuviera con un solo tallo, en el caso del raleo y debido a que se pretendió producir tomate de talla uniforme y con maduración similar, se eliminó el excedente de frutos en los racimos, tratando de mantener estos con 4 o 5 tomates por racimo y llegar a un máximo de 5 racimos por planta.

6.8.2.5. Control de plagas

Debido a la presencia de plagas (mosca blanca) se realizaron aplicaciones semanales con jabón detergente líquido para platos (5 ml en 1L) con el fin de disminuir o erradicar la proliferación de la mosca blanca.

6.8.2.6. Aplicación foliar de micronutrientes esenciales

Con el fin de complementar la nutrición convencional (asimilación de nutrientes por las raíces) de las plantas de tomate se aplicaron fertilizaciones de micronutrientes de manera foliar durante los periodos críticos de crecimiento y en momentos de demanda específica de algún nutriente, los cuales fueron aprovechados por las plantas para aumentar su rendimiento y mejorar su calidad. Para la aplicación foliar se utilizó una solución compuesta por Fertilizantes inorgánicos como: Biomax Solid 2.010, Vegetable Mix, Micro-Fos 700 y Urea desbiuretizada, agregando 5 ml de cada fertilizante y aforado a 1 L para su posterior aplicación.

6.8.2.7. Riego y recirculación

La irrigación de las plantas de tomate se realizó por goteo mediante una manguera de uso agrícola, regando tres veces al día (8:00, 12:00 y 16:00) con los diferentes tratamientos (2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ y solución nutritiva) a sus respectivas camas de cultivo. Así mismo una vez culminado cada riego, el agua que no fue aprovechada por la planta fue recuperada por drenajes receptores colocados entre las camas de cada tratamiento y posteriormente regresada a los tanques de cultivo de camarón mediante una bomba eléctrica sumergible (Evans) de 1/8 hp. Los niveles del tirante de agua de los tanques fueron medidos semanalmente para calcular el consumo de agua durante el periodo del cultivo.

6.8.2.8. Cosecha de tomate

Una vez que las plantas presentaron frutos de color rojizo y de buen tamaño se procedió a realizar la cosecha (Rackocy *et al.*, 1992; McMurtry, 1997; Samperio-Ruíz, 1999) en la cual se hicieron varios cortes durante dos meses para

las dos variedades de tomate y se contabilizó y pesó el fruto de cada planta por separado para determinar que tratamiento y que variedad obtuvo los mejores rendimientos. El mismo procedimiento fue seguido para la cosecha del tratamiento control con solución nutritiva hidropónica. Para realizar el análisis elemental se realizó una mezcla compuesta de 100 g de trozos de tomate de diferentes plantas y de cada fecha de corte (5 cortes), para su posterior preparación y análisis.

6.8.3. Cultivo de lechuga

Con el fin de aprovechar al máximo el agua enriquecida en nutrientes de los tanques y minimizar la descarga de efluentes al ambiente, una vez concluido el ciclo de cultivo de camarón se implementó un cultivo de lechuga hidropónico con raíz flotante para evaluar cuál de los dos tratamientos (2000 y 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ de conductividad) sería el más factible para su crecimiento.

Se seleccionó la lechuga (*L. sativa*) por lo siguiente: es de las hortalizas de hoja que mejor se adapta al sistema de raíz flotante, lo que hace que crezca bien en sistemas hidropónicos y acuapónicos; es el cultivo más importante para el mercado de hortalizas que se comercializan en fresco en términos de peso, producción y valor de mercado; es una hortaliza resistente con un ciclo de crecimiento rápido, lo que permite su producción todo el año; además, es importante desde el punto de vista nutricional debido a su aporte de vitamina A, calcio, hierro, magnesio, fósforo, potasio, minerales y otros en menor proporción (Ryder, 1979; Maroto, 1989; Lee y Escobar, 2000; Resh, 2001; Rakocy *et al.*, 2006; Ramírez *et al.*, 2009).

6.8.3.1 Siembra de semilla

La semilla de la lechuga fue sembrada en semilleros de 200 cavidades a una profundidad de 5 mm aproximadamente, utilizando como sustrato una mezcla de perlita, zeolita y pet moss en proporción 1:1:1; el sustrato permite anclar y aferrar las raíces protegiéndolas de la luz y permitiéndoles su respiración, además de mantener el agua y los nutrientes que las plantas necesitan. El riego se realizó

en la mañana y en la tarde con una regadera de jardín hasta el momento del trasplante.

6.8.3.2. Trasplante y cosecha

Para el trasplante se utilizó la plántula con cepellón (raíz + sustrato) con el objetivo de que soportara mejor el trasplante. El trasplante de las lechugas se realizó en vasos de poliestireno # 708, a los cuales se les realizaron orificios para permitir que la raíz de la planta y el sustrato tuvieran contacto con el agua de los tanques de cultivo (2000 y 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y solución nutritiva). Una vez trasplantadas las lechugas en los vasos, se colocaron en una lámina de poliestireno de 1 m² con nueve orificios (3 vasos con lechuga orejona y 6 vasos con lechuga romana), por último esta lámina se puso a flotar dentro de los tanques de camarón y de la cama con solución nutritiva (control). El ciclo de cultivo tuvo una duración de 48 días con oxigenación continua, durante el ciclo de producción de lechuga fueron retiradas las hojas que presentaron decoloración o marchitez.

Al cumplirse el periodo de cultivo, las lechugas fueron retiradas de los tanques y pesadas individualmente por raíz y follaje. Cada una fue lavada para retirar cualquier impureza para su posterior análisis. Para el análisis elemental se realizó una mezcla compuesta de 50 g de follaje de cada tanque y para cada tratamiento tanto para la variedad romana como para la larga, realizándose este mismo procedimiento para las raíces. Las muestras fueron etiquetadas y almacenadas para su preparación y análisis.

6.9. Monitoreo de la calidad del agua

El agua de los estanques de camarón fue monitoreada diariamente durante los 120 días de cultivo; de acuerdo a Reid y Arnold (1992), Davis y Arnold (1998), Van Wyk y Scarpa (1999), con el propósito de verificar que las condiciones del agua fueran las óptimas para el buen desarrollo del organismo y poder tomar decisiones de emergencia, en caso de presentarse cualquier problema con el agua. Los parámetros monitoreados se muestran en la **Tabla 11**.

Tabla 11. Parámetros de calidad del agua monitoreados durante el ciclo de cultivo

Parámetro	Hora	Frecuencia
Temperatura (°C)	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
pH	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Oxígeno (mg/L)	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Salinidad (‰)	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Conductividad Eléctrica ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Material disuelto (Cu, Fe, Mn y Zn)	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Material suspendido (Cu, Fe, Mn y Zn)	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana
Sedimentos (Cu, Fe, Mn y Zn)	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Una vez a la semana

Para el monitoreo de los parámetros físico-químicos se utilizaron varios equipos de medición. Para el oxígeno disuelto se utilizó un oxímetro YSI DO200, para determinar pH y conductividad eléctrica se dispuso de un potenciómetro tipo combo pH-C.E marca HANNA HI-98129, electrodo pH HI-73127, mismo que también se usó para temperatura. La salinidad de los tanques de camarón se

estimó multiplicando la conductividad eléctrica (en $\mu\text{S cm}^{-1}$) por 0.00063. El valor fue calculado a partir de las ecuaciones descritas por Boyd, (2002) y Collins *et al.* (2005).

6.9.1. Toma de muestras

Para la toma de muestras de agua se utilizaron frascos de polietileno de 60 ml, haciendo pasar el agua de los tanques por filtros de nitrocelulosa de 0.45μ (previamente enjuagados con HNO_3 1M) mediante una jeringa de 60 ml, esto con el fin de atrapar la materia orgánica y determinar sólidos suspendidos en ella. El mismo procedimiento fue utilizado para los 6 tanques de cultivo de camarón (agua de entrada), así como también para el agua de retorno concentrada en los drenajes receptores provenientes de las canaletas de cultivo de tomate (agua de salida). Las muestras de agua fueron conservadas, y para ello se le añadió 1ml de HNO_3 concentrado y fueron refrigeradas, por otro lado los filtros fueron colocados en cajas petri y de igual manera conservadas en refrigeración para su posterior análisis. Los lodos orgánicos fueron recuperados semanalmente mediante una tubería de drenaje incluida en cada tanque y recuperados en conos para sedimento (IMHOFF) de 1L, donde fueron cuantificados y se tomó una muestra representativa en frascos de polietileno de 150 ml. Cabe mencionar que todo el material utilizado (frascos, jeringas, conos, cajas petri, charolas, entre otros), fue sometido a un riguroso tratamiento de lavado de tres etapas siguiendo la metodología descrita por Moody y Lindstrom (1977), la cual consiste en sumergir el material en una solución jabonosa libre de fosfatos durante tres días, se enjuaga con agua ultrapura de tres a cuatro veces hasta eliminar la solución jabonosa por completo. El material se sumerge de nuevo en un contenedor de sello hermético con ácido clorhídrico (2 M), por al menos 72 horas. Posteriormente el material se enjuaga con agua Milli-Q de tres a cuatro veces para ser sumergido en un contenedor de sello hermético con ácido nítrico (2 M) por al menos 72 horas, pasado este tiempo se procede a enjuagar el material de tres a cuatro veces con agua Milli-Q para eliminar el ácido nítrico. Ya que el material es enjuagado y se encuentra libre de ácido nítrico, es secado en un área limpia y empacado en doble

bolsa con sello hermético nueva, limpia y etiquetada, para ser almacenado hasta su uso y evitar así el posible contacto directo con polvo u otros factores que pudiesen contaminar o alterar la limpieza del material.

6.10. Análisis de oligoelementos

6.10.1 Preparación y análisis de muestras

Las muestras de agua fueron llevadas a temperatura ambiente antes de realizar el análisis para la determinación de oligoelementos, mientras que los filtros fueron pesados y pasaron por un proceso de digestión ácida con HNO₃ y peróxido de hidrógeno (70%), esto con el fin de asegurar la disolución de los metales y eliminar la materia orgánica, para así librar las posibles fracciones de metales asociados. Para el caso de los sedimentos, primeramente se eliminó el exceso de humedad que pudieran contener, utilizando una liofilizadora LABCONCO durante tres días, esto con el fin de asegurar un secado efectivo (-45°C y 200 x 10⁻³ mbar), posteriormente, el material fue sometido a un proceso de trituración y homogenización mediante un mortero de ágata y se tomó su peso seco para su posterior digestión ácida 4:1 (HNO₃ y peróxido de hidrógeno) y fueron almacenadas.

En el caso del camarón se tomaron 25 organismos y fueron seccionados por tejidos (cefalotórax, músculo y exoesqueleto), esto con el fin de conocer la distribución del elemento en el organismo y de igual manera fue eliminado el exceso de humedad para su posterior trituración y digestión ácida (5 ml HNO₃) con bombas de teflón (SAVILLEX) de 60 ml en un horno de microondas de digestión CEM, MARS, utilizando el siguiente programa: potencia: 100%, duración: 20 min, temperatura: 80, 100, 120 °C permaneciendo 5 min entre una y otra, más 5 min con la temperatura máxima.

18 plantas al azar de tomate de cada cama fueron seccionadas en hojas, tallos, raíz y fruto, realizándose una mezcla compuesta de 100 g mientras que las plantas de lechuga solamente en hojas y raíz realizando una mezcla compuesta de 50 g con el fin de conocer la distribución de los micronutrientes en cada especie de planta. A todas las secciones de cada planta se les aplicó un proceso de limpieza con agua mili-Q para eliminar cualquier impureza superficial y en el caso de las raíces se quitó el excedente de zeolita. El procedimiento de secado y digestión fue igual al mencionado anteriormente, así mismo se tomaron muestras

finales de 100 g de zeolita proveniente de cada una de las camas y una muestra inicial como control con el fin de evaluar la acumulación de los elementos en ésta. Cabe mencionar que todo el material una vez digerido fue aforado a un volumen conocido y almacenado para su posterior análisis.

6.10.2. Control de calidad analítico

Con el fin de evaluar la extracción del elemento de las muestras digeridas se analizaron materiales de referencia y fueron tratados de igual forma que las muestras. Para el caso de camarón se utilizó un material de referencia de tejido de hepatopáncreas de langosta TORT-2 (NRC-CNRC, 1994) obteniéndose porcentajes de recuperación de 86, 84, 93 y 85 % para Mn, Cu, Zn y Fe respectivamente. Para lodos orgánicos se utilizó el material de referencia de sedimentos de estuario BCSS-1 (Willie y Berman, 1991), obteniéndose porcentajes de recuperación de, 84, 87, 88 y 95 % para, Mn Cu, Zn y Fe respectivamente. El material de referencia utilizado para las muestras de tomate y lechuga fue el IAEA-331 SPINACH (Carmo-Freitas, 1995), para el cual se obtuvieron porcentajes de recuperación de 99, 95, 85 y 89 % para Mn, Cu, Zn y Fe, respectivamente.

6.10.3. Determinación de Cu, Fe, Mn y Zn

Las muestras con concentraciones elevadas de Cu, Fe, Mn y Zn se determinaron mediante un equipo de espectrometría de absorción atómica marca Varian SpectrAA 220-AA. Este equipo se utilizó en el modo de flama (FAAS, por sus siglas en inglés,) para soluciones de digeridos con altas concentraciones (en el orden de partes por millón, mg L^{-1}) y en modo de horno de grafito (GFAAS, por sus siglas en inglés) en soluciones con bajas concentraciones (en el orden de partes por billón, $\mu\text{g L}^{-1}$). En el modo de horno de grafito, con una mayor sensibilidad, se empleó la corrección de fondo con lámpara de deuterio con el propósito de reducir interferencias generadas por la absorción molecular. Se corrieron blancos como medida de control y para cerciorarse que las muestras no estuvieran contaminadas.

6.11. Balance de micronutrientes u oligoelementos

Los flujos asociados con la entrada y salida de Cu, Fe, Mn y Zn, fueron efectuados de acuerdo a la metodología y las consideraciones dadas por Páez-Osuna *et al.* (1997). Para ello se llevó a cabo un registro detallado de todos los aportes de materiales tanto en el cultivo de camarón como el de tomate y lechuga, incluidos el alimento, el fertilizante, las semillas, la composición inicial y final de zeolita y del agua, los lodos, las cosechas y el material capturado por los sistemas de trampas y filtros.

Una vez cuantificados los flujos de los micronutrientes se calculó la pérdida ambiental de Cu y Zn ya que de los elementos en estudio, estos dos cobran mayor relevancia a nivel de impacto ambiental. Los cálculos fueron realizados mediante las ecuaciones, propuestas por Páez-Osuna *et al.*, (1997) y Páez-Osuna y Ruiz-Fernández (2005).

$$L_{Cu} = F CF_{Cu} + f Cf_{Cu} + IC_{I Cu} - HC_{H Cu}$$

$$L_{Zn} = F CF_{Zn} + f Cf_{Zn} + IC_{I Zn} - HC_{H Zn}$$

Donde;

L = se refiere a la carga ambiental generada por cada uno de los elementos minoritarios evaluados.

F = Suministro total de alimento,

CF_x = Concentración del minoritario en el alimento.

f = Tasa de fertilización.

Cf_x = la concentración del minoritario en el fertilizante.

I = Flujo del agua de llenado y de reposición de niveles.

IC_x = Concentración del minoritario en el agua.

H = Biomasa de la cosecha.

HC_x = Concentración del minoritario en la biomasa.

7. RESULTADOS Y DISCUSION

7.1. Producción del cultivo de camarón

El cultivo de camarón tuvo una duración de 120 días, del 16 de agosto al 13 de diciembre del 2011, en el cual se obtuvo un peso final promedio de camarón para el tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ de 9.1 ± 0.2 g y un rendimiento de 6.1 ± 0.6 $\text{ton}^{-1} \text{ha}^{-1}$ mientras que para el tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ se obtuvo un peso final de 11.0 ± 1.5 g y un rendimiento de 3.8 ± 0.4 $\text{ton}^{-1} \text{ha}^{-1}$. (**Tabla 12**). El rendimiento de camarón obtenido por volumen de agua resultó en 0.61 ± 0.06 kg/m^3 en el tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$, mientras que para el tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ fue de 0.38 ± 0.04 kg/m^3 .

Tabla 12. Datos promedio de producción para *L. vannamei*, obtenidos durante el ciclo del cultivo acuapónico camarón-tomate, utilizando dos tratamientos de agua de mar diluida (2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$).

	3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$
Densidad (PL/m ²)	75	75
Tiempo de cultivo (días)	120	120
Peso inicial (mg)	45.0±2.0	45.0±2.0
Peso final (g)	9.1±0.2 ^{a*}	11.0±1.5 ^{b*}
Tasa de crecimiento (g sem ⁻¹)	0.54±0.46 ^{a*}	0.65±0.68 ^{b*}
Tasa de crecimiento específico (% día ⁻¹)	4.3±0.1 ^{a*}	3.9±0.1 ^{b*}
Supervivencia (%)	90.1±7.0 ^{a*}	46.8±10.0 ^{b*}
FCA	1.5±0.2 ^{a*}	2.2±0.2 ^{b*}
Rendimiento (ton ha ⁻¹)	6.1±0.6 ^{a*}	3.8±0.4 ^{b*}
Consumo de agua (m ³ kg ⁻¹)	3.0±0.2 ^{a*}	4.8±0.8 ^{b*}

a*- b*. Diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos

El factor de conversión alimenticia (FCA) al final del cultivo fue de 1.5 ± 0.20 para el módulo de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$, lo que implica que por cada kilogramo de camarón se requirieron 1.5 kg de alimento balanceado, mientras que en el módulo de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ el FCA fue de 2.2 ± 0.20 . La supervivencia para los tratamientos

de 3000 y 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ fue de 90.1 ± 7.0 y 46.8 ± 10.0 % respectivamente notándose una gran diferencia entre un tratamiento y otro. El camarón presentó una tasa de crecimiento semanal mayor en el tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (0.65 ± 0.68) con respecto al de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (0.54 ± 0.46) (**Fig. 4**). Para la tasa de crecimiento específico (TCE) se utilizó la ecuación descrita por Ricker, (1979), en la cual se obtuvo el porcentaje de crecimiento del organismo por cada día de cultivo en ambos tratamientos. Para M1 la TCE fue de 4.3 ± 0.1 % día⁻¹, mientras que para M2 fue de 3.9 ± 0.1 % día⁻¹.

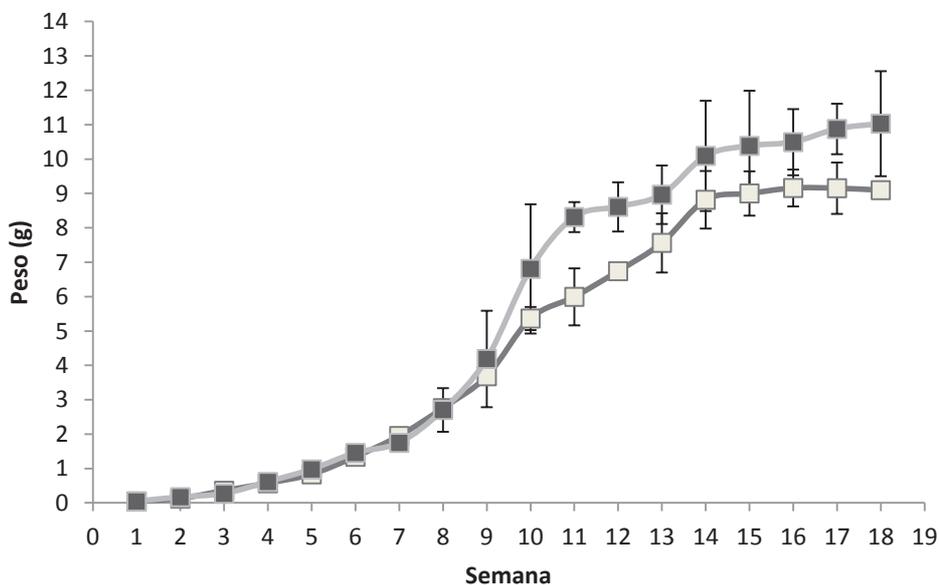


Fig.4. Crecimiento semanal de camarón blanco (*L. vannamei*) cultivado en agua de baja salinidad a 2000 (cuadro relleno) y 3000 (cuadro vacio) $\mu\text{S cm}^{-1}$.

El crecimiento del camarón que inició con un peso promedio de 0.045 g para ambos tratamientos se mantuvo muy similar las primeras 8 semanas, sin embargo a partir de la semana 9 se mostró un incremento en el peso promedio de los organismos del tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ con respecto del de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Por otro lado la curva de ambos tratamientos presentó un patrón similar hasta la semana 14, donde se presentó un decremento en la tasa de crecimiento con poca variación hasta su cosecha, mismo que pudo ser producto de un declive en la

temperatura por el cambio estacional y por lo tanto una disminución también en la actividad fisiológica y metabólica del camarón.

En la **Tabla 13**, se comparan las distintas variables de producción para diferentes cultivos de camarón *L. vannamei* en agua de baja salinidad y agua dulce. Para cultivos a baja salinidad se muestran tasas de crecimiento de camarón que van desde 0.29 hasta 1.67 g sem⁻¹, alcanzando pesos individuales de 8.7 hasta 19 g y con densidades de 13 hasta 346 PL/m². Los rendimientos observados van desde 1.3 y hasta 13.4 ton ha⁻¹, con buenas supervivencias (de 56.9 a 98.8%). En los cultivos con agua dulce se observa que los organismos tienen un crecimiento de 0.33 a 0.73 g sem⁻¹ con peso individual de 8.1 y hasta 14.1 g, mismo que en comparación con los de agua de baja salinidad, presentan menor desarrollo. En este estudio se observó un crecimiento del organismo de 0.65 g sem⁻¹ para el módulo M2 (1.3 ‰ de salinidad), con talla individual de 11 g y obteniendo una supervivencia de 46.8 %. El FCA fue de 2.3, lo que significa que por cada kg de camarón cosechado se necesitaron 2.3 kg de alimento. Por otro lado en el módulo M1 (1.9 ‰ de salinidad) se observó un crecimiento de 0.54 g sem⁻¹, lográndose una talla individual de 9.1 g y alcanzando un 90.1 % de supervivencia. Asimismo, el FCA fue de 1.6, en comparación con estudios previos (Van Wyk *et al.*, 2000; Araneda *et al.*, 2008) la supervivencia en M2 estuvo por debajo de los porcentajes que registran estos autores, mientras que en M1 fue de las más altas considerándose como muy aceptable. Cabe mencionar que cada estudio trabajó con diferentes densidades, tallas, ciclos de cultivo y salinidades, por lo que la supervivencia y el crecimiento del camarón se ven afectados por las características de cada cultivo, incluso se puede notar en la **Tabla 13** que en los trabajos con salinidades de entre 2.2 y <1 ‰ las supervivencias presentan un promedio de 67%. El FCA se muestra siempre más alto en cultivos de baja salinidad (**Tabla 13**), por lo que necesitan una mayor cantidad de 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 supervivencia del 65-100% y un factor de conversión alimenticia (FCA) de 0.7 a

2.3 (Valenzuela *et al.*, 2002). Al comparar estadísticamente ambos tratamientos, se notaron diferencias significativas en supervivencia (%), peso final (g), rendimiento (ton ha⁻¹), FCA, tasa de crecimiento (g sem⁻¹), tasa de crecimiento específico (% día⁻¹) y consumo de agua (m³ kg⁻¹) para M1 y M2 (**p<0.05**).

Tabla 13. 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 intensivas e hiper-intensivas.

	Salinidad (‰)	Densidad (PL/m ²)	Rendimiento (ton ha ⁻¹)	Supervivencia (%)	FCA	Duración (días)	Talla (g)	Crecimiento (g sem ⁻¹)	Referencia
Cultivos a baja salinidad									
	0.5-7.0	60	2.9	68.4	1.4	210	11.2	0.37	Wudtisin y Boyd (2011)
	0.5-7.0	65	2.3	56.9	1.9	210	8.7	0.29	Wudtisin y Boyd (2011)
	2	100	13.4	69	2.30	53	9.9	1.26	Sowers y Tomasso (2006)
	2.2	346	10.3	86.1	2.11	107	14.7	1.03	Samocha <i>et al.</i> (2004)
	2.2	91	11.1	66.9	2.75	100	18.5	1.36	Samocha <i>et al.</i> (2004)
	1.3	75	3.79	46.8	2.3	120	11.0	0.65	Este estudio
	1.9	75	6.13	90.1	1.6	120	9.1	0.54	Este estudio
Cultivos con agua dulce									
	0.9	50	3.9	56.3	1.6	120	14.0	0.73	Mariscal, <i>et al.</i> (2012)
	<1	50	3.3	82.5	-	84	8.1	0.70	Esparza-Leal <i>et al</i> (2010)
	0.64 *	90	7.8	76.1	-	203	11.4	0.38	Araneda <i>et al.</i> (2008)
	0.64 *	130	9.1	68.9	-	203	10.2	0.34	Araneda <i>et al.</i> (2008)
	0.64 *	180	11.7	65.9	-	203	9.9	0.33	Araneda <i>et al.</i> (2008)
	0.5	100	-	77	1.59	180	14.1	0.55	Van Wyk <i>et al.</i> (2000).

* Valor calculado a partir de la ecuación dada por Boyd (2002).

7.2. Consumo de agua en el sistema acuapónico

En la **Tabla 14** se muestran los datos de producción y rendimiento por consumo de agua (m^3 de agua kg^{-1} de camarón) en sistemas de cultivo para diferentes variedades de camarón con distintas densidades y salinidades. Este experimento se realizó con una tasa de recambio del 1% producto de la reposición de niveles que se aplicó en los tanques para mantener constante la salinidad. Las tasas de recambio mínimas cobran gran relevancia debido a que a nivel mundial se han presentado problemas relacionados con enfermedades e impactos negativos al ambiente a causa de las grandes cantidades de agua que son desechadas producto de las altas tasas de recambios en granjas de cultivos acuícolas (Treece y Hamper, 2000).

Como se puede observar el rendimiento de este trabajo en ambos tratamientos fue de los más altos comparado con otros sistemas de cultivo intensivos, además al analizar la producción del cultivo acoplado camarón-tomate-lechuga se observan similares e incluso hasta mejores resultados. En los cultivos de camarón el volumen del agua utilizado, las tasas de recambio, así como el periodo de producción varían de acuerdo al tipo de sistema, sin embargo, en este estudio el consumo de agua de 4.79 y 3.03 $\text{m}^3 \text{kg}^{-1}$ de camarón puede considerarse como aceptable en comparación con los 4.7 $\text{m}^3 \text{kg}^{-1}$ registrados por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012), tomando en cuenta solamente el rendimiento de camarón. Por otro lado, si se toma en cuenta todo el sistema integrado (Camarón-Tomate-Lechuga) el consumo de agua disminuye considerablemente hasta ser de 0.58 y 0.77 en **M1** (3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) y **M2** (2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$), respectivamente. En este estudio las tasas de consumo de agua en el cultivo de *L. vannamei* para ambos tratamientos (M1 y M2) mostraron diferencias significativas (**$p < 0.05$**), siendo M1 el tratamiento que tuvo una menor tasa de consumo de agua por biomasa producida. Tomando en cuenta la producción de los tres cultivos para cada tratamiento (camarón-tomate-lechuga), no se observaron diferencias significativas (**$p > 0.05$**) en ninguno de los casos.

Tabla 14. 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 ⁻¹)	Duración (días)	Consumo (m ³ de agua kg ⁻¹ 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. 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>Penaeus monodon</i>	20-30	20-30	10-15	3.6	100-120	6.7-9.8	Thi-Anh <i>et al.</i> (2010)
<i>L. vannamei</i>	13	1.8	0.0	1.3	77	15.3	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2010)
<i>L. vannamei</i>	50	0.86	0.9	3.9	120	4.7 (2.1)*	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
<i>L. vannamei</i>	75	1.9	1.0	6.1	120	3.03 (0.58)**	Este estudio
<i>L. vannamei</i>	75	1.3	1.0	3.8	120	4.79 (0.77)**	Este estudio

*Incluyendo camarón-tomate ** Incluyendo camarón-tomate-lechuga

En la **Tabla 15** se observan los rendimientos totales de biomasa producida en ton ha^{-1} y de consumo de agua en $\text{m}^3 \text{kg}^{-1}$ para el cultivo integrado Camarón-Tomate-Lechuga para cada tratamiento, variedad y especie probada en este estudio, donde se muestra que en **M1** y **M2** la integración camarón-tomate uva-lechuga romana obtuvo el menor rendimiento (27.1 y 19.7 ton ha^{-1} respectivamente), mientras que el cultivo integrado por camarón-tomate bola-lechuga romana obtuvo el mejor rendimiento para M2 (25.8 ton ha^{-1}), al igual que el integrado camarón-tomate bola-lechuga orejona con 36.3 ton ha^{-1} para M1. Por otra parte los mejores resultados en cuanto a rendimiento de agua se tuvieron en M1 en el sistema integrado camarón-tomate bola-lechuga orejona con 0.49 $\text{m}^3 \text{kg}^{-1}$ de biomasa producida. Los análisis de comparación estadística en rendimiento de agua para ambos tratamientos en las diferentes integraciones mostraron que no hay diferencias significativas entre M1 y M2 ($p>0.05$).

Tabla 15. Datos de producción y consumo de agua en el cultivo integrado con distintas especies y variedades, empleando diferentes conductividades.

Cultivo integrado	C.E ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	Rendimiento (ton ha^{-1})	Consumo (m^3 de agua kg^{-1} de Biomasa)
Camarón-tomate uva-lechuga romana	2000	6.4	0.98
Camarón-tomate uva-lechuga orejona	2000	6.2	1.03
Camarón-tomate bola-lechuga romana	2000	10.3	0.61
Camarón-tomate bola-lechuga orejona	2000	10.0	0.63
Camarón-tomate uva-lechuga romana	3000	9.4	0.69
Camarón-tomate uva-lechuga orejona	3000	10.0	0.64
Camarón-tomate bola-lechuga romana	3000	12.4	0.52
Camarón-tomate bola-lechuga orejona	3000	13.0	0.49

7.3. Fe, Mn Cu, y Zn presentes en camarón, lodos y biofiltro

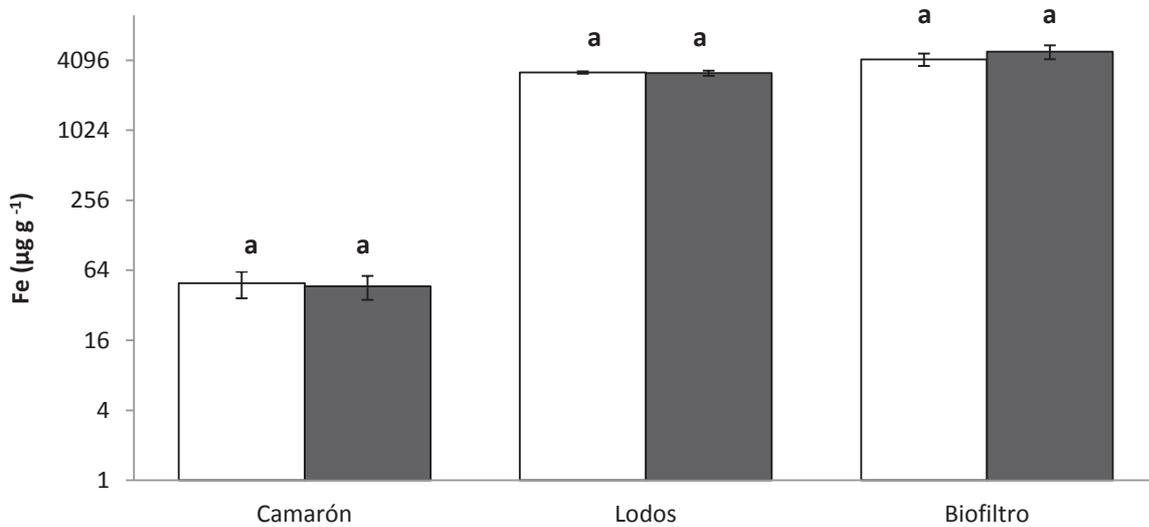


Fig. 5. Concentraciones promedio de Fe encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Misma letra indica que no existen diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 ($\mu\text{S cm}^{-1}$) (barras vacías).

En la **Figura 5** se muestran las concentraciones de hierro encontradas en camarón, lodos, y biofiltro del cultivo de ambos tratamientos (**M1**=3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ y **M2**=2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$). Se observa que las concentraciones más altas de Fe se encuentran acumuladas en los lodos orgánicos y en la biopelícula de los biofiltros de ambos tratamientos con $3218.8 \pm 75.8 \mu\text{g g}^{-1}$ y $3176.7 \pm 162.1 \mu\text{g g}^{-1}$ en lodos para M1 y M2, respectivamente, mientras que en el biofiltro se encontraron concentraciones de 4176.0 ± 509.6 y $4851.5 \pm 664.9 \mu\text{g g}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente. Esto es debido a que se forman algunos agregados del Fe como hidróxido férrico $[\text{Fe}(\text{OH})_3]$, fosfato férrico $[\text{FePO}_4]$ y en ocasiones como silicato férrico $[\text{Fe}_2\text{SiO}_4]$ y carbonato férrico $[\text{Fe}_2(\text{CO}_3)_3]$. Estos compuestos tienden a precipitarse y depositarse en los lodos o incluso son capturados en el biofiltro formando una capa coloidal compleja, lo cual impide su disponibilidad para ser disueltos en el agua del tanque. Dichas formas de Fe se deben principalmente a los cambios en pH, oxigenación, materia orgánica y el potencial redox (Van Wyk y Scarpa, 1999). Las concentraciones menores fueron encontradas en el camarón entero con promedios similares en ambos tratamientos con $49.6 \pm 12.7 \mu\text{g g}^{-1}$ (M1) y $46.5 \pm 10.8 \mu\text{g g}^{-1}$ (M2). Los análisis estadísticos indicaron que

no existen diferencias significativas ($p > 0.05$) en las concentraciones de Fe encontradas en camarón, lodos y zeolita comparando los promedios de ambos tratamientos.

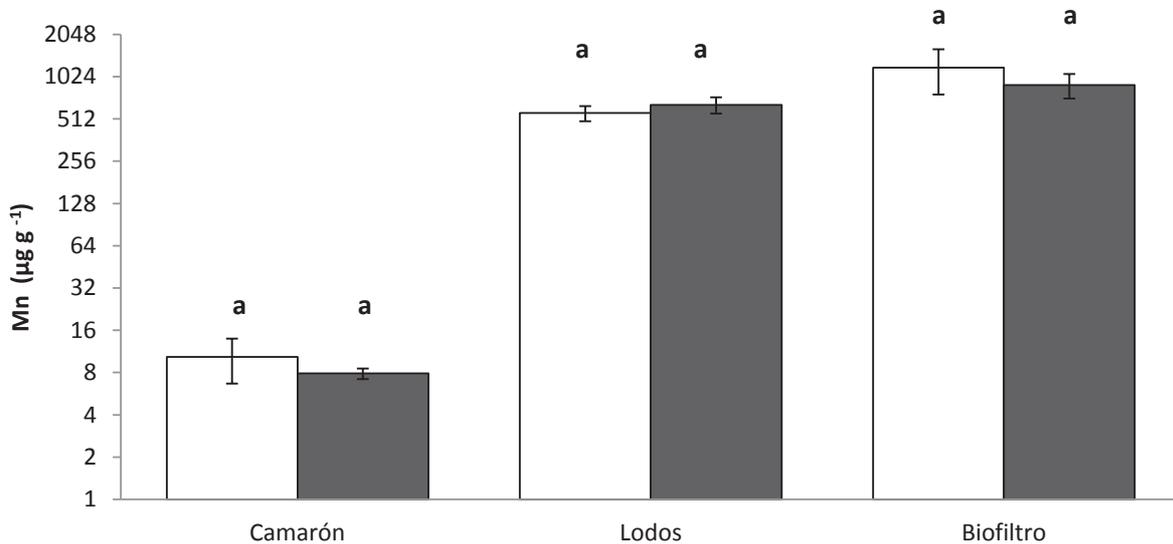


Fig. 6. Concentraciones promedio de Mn encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Misma letra indica que no existen diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 (barras vacías) $\mu\text{S cm}^{-1}$.

En la **Figura 6** se muestran las concentraciones de manganeso encontradas en los tejidos de camarón, lodos y biofiltro del cultivo de ambos tratamientos (**M1**=3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ y **M2**=2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$). Se observa que al igual que el Fe las concentraciones más altas se encuentran en los lodos orgánicos y en el biofiltro a causa de los óxidos formados y otras moléculas que favorecen la precipitación del Mn. (**referencia**) Presentando concentraciones de $562.6 \pm 69.4 \mu\text{g g}^{-1}$ y $644.6 \pm 85.6 \mu\text{g g}^{-1}$ en lodos para M1 y M2, respectivamente, mientras que en el biofiltro fueron de 1184.7 ± 420.3 y $893.1 \pm 176.8 \mu\text{g g}^{-1}$. A su vez las concentraciones más bajas se observan en el camarón entero con $10.3 \pm 3.6 \mu\text{g g}^{-1}$ (M1) y $7.9 \pm 0.7 \mu\text{g g}^{-1}$ (M2). Los análisis estadísticos para Mn indicaron que no existen diferencias significativas en los promedios de camarón, lodos y el biofiltro.

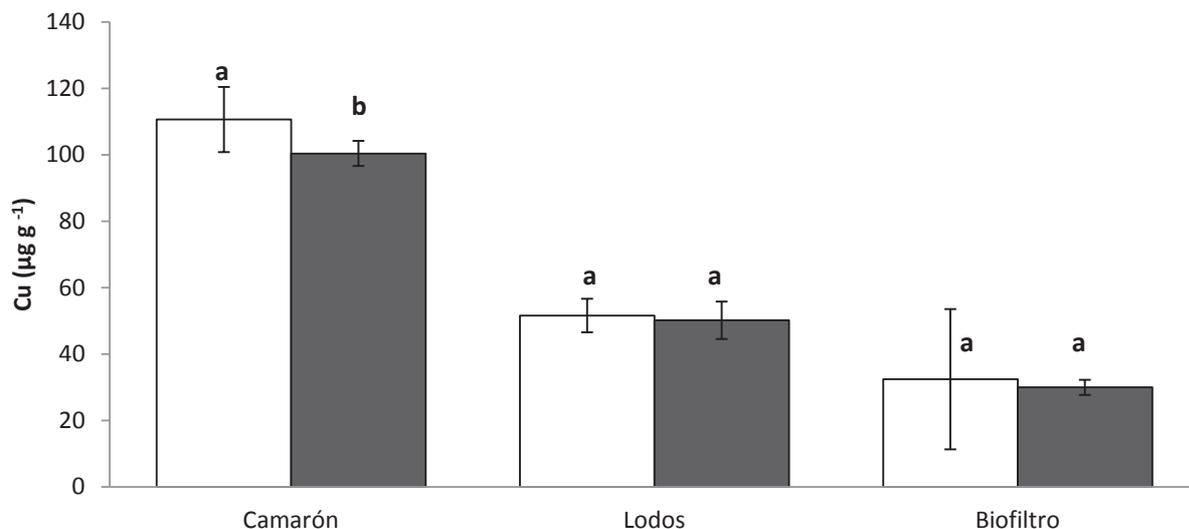


Fig. 7. Concentraciones promedio de Cu encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Letras distintas indican diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 (barras vacías) $\mu\text{S cm}^{-1}$.

En la **Figura 7** se muestran las concentraciones de Cu encontradas en los tejidos de camarón, lodos y biofiltro del cultivo de ambos tratamientos (**M1**=3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ y **M2**=2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$). Se observa que el Cu fue mayormente acumulado en el camarón entero con $110.6 \pm 9.8 \mu\text{g g}^{-1}$ y $100.4 \pm 3.8 \mu\text{g g}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente. Los lodos y el biofiltro presentaron concentraciones menores y muy similares entre tratamientos, siendo para lodos de 51.6 ± 5.1 y $50.2 \pm 5.6 \mu\text{g g}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente, mientras para el biofiltro fueron del orden de 32.4 ± 21.1 y $30.0 \pm 2.3 \mu\text{g g}^{-1}$ para M1 y M2. Los lodos capturaron una menor parte del Cu en el tanque, lo que supone que este elemento se encontraba mayormente disponible en su fracción disuelta y al ser un nutriente esencial para algunas funciones biológicas del organismo la mayoría fue asimilado por el camarón. La comparación por tratamientos realizada mediante análisis estadísticos demostró que existen diferencias significativas en las concentraciones de Cu en el camarón ($p < 0.05$), mientras que para lodos y el biofiltro no fue así ($p > 0.05$).

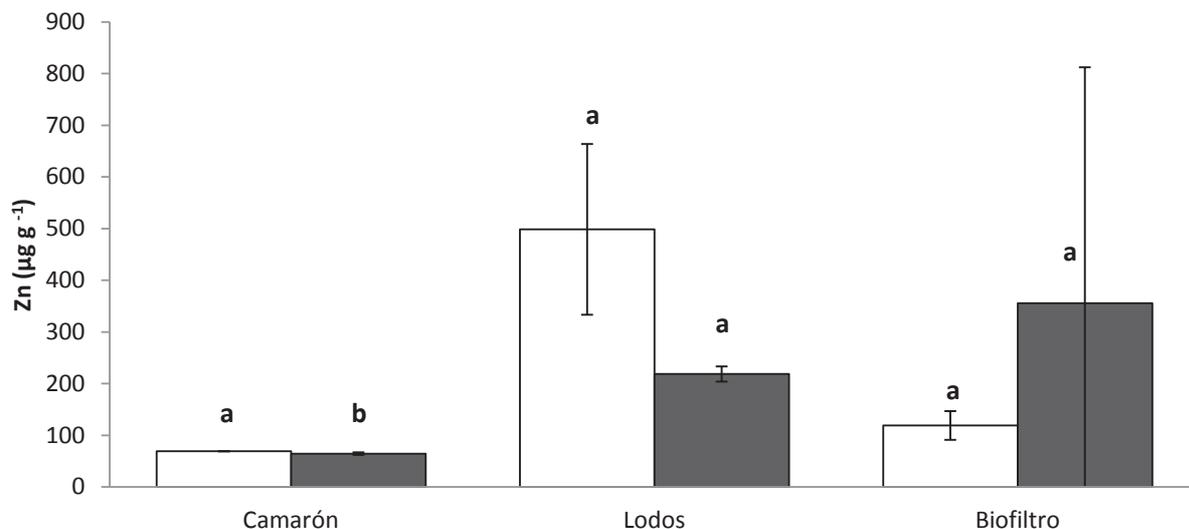


Fig. 8. Concentraciones promedio de Zn ($\mu\text{g/g}$) encontradas en camarón, lodos y biofiltro de ambos tratamientos. Letras distintas indican diferencias significativas entre las medias de 2000 (barras rellenas) y 3000 ($\mu\text{S cm}^{-1}$) (barras vacías) $\mu\text{S cm}^{-1}$.

En la **Figura 8** se muestran las concentraciones de Zn encontradas en camarón, lodos y biofiltro del cultivo de ambos tratamientos (**M1**=3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ y **M2**=2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$). Las concentraciones más altas se presentaron en los lodos orgánicos con $498.4 \pm 165.2 \mu\text{g g}^{-1}$ y $218.5 \pm 14.7 \mu\text{g g}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente. La biopelícula formada en el biofiltro presentó concentraciones similares a los lodos siendo de 118.9 ± 27.8 y $355.6 \pm 456.5 \mu\text{g g}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente. Los lodos en M1 presentaron una amplia variabilidad en su concentración al igual que la biopelícula en M2, sin embargo no mostraron diferencias significativas en ambos tratamientos ($p > 0.05$). El Camarón presentó las concentraciones menores de $69.1 \pm 0.3 \mu\text{g g}^{-1}$ (M1) y $64.5 \pm 2.5 \mu\text{g g}^{-1}$ (M2), encontrándose diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tratamientos.

Tabla 16. Concentración de oligoelementos ($\mu\text{g g}^{-1}$ peso seco) en tejidos de *L. vannamei*

Tejido	Porcentaje de tejido en el cuerpo (%)	Mn	Cu	Zn	Fe
$3000 \mu\text{S cm}^{-1}$					
Músculo	47.1	4.4 ± 0.9^a	45.6 ± 3.4^a	59.9 ± 1.7^a	32.6 ± 5.5^a
Cefalotorax	22.3	16.0 ± 7.1^a	230.2 ± 26.5^a	102.2 ± 2.6^a	61.6 ± 8.6^a
Exoesqueleto	30.6	15.4 ± 10.3^a	123.7 ± 9.9^a	59.0 ± 3.3^a	66.9 ± 44.0^a
$2000 \mu\text{S cm}^{-1}$					
Músculo	50.1	2.9 ± 0.2^a	42.4 ± 4.5^a	55.7 ± 2.1^a	32.2 ± 12.6^a
Cefalotorax	20.8	14.1 ± 2.0^a	225.2 ± 25.8^a	101.1 ± 7.9^a	95.9 ± 35.2^a
Exoesqueleto	29.2	12.1 ± 2.3^a	111.0 ± 2.7^a	53.4 ± 3.9^a	36.0 ± 5.6^a

Misma letra indica que no existen diferencias significativas entre las medias de 2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$.

En la **Tabla 16** se muestran las concentraciones ($\mu\text{g g}^{-1}$) de Mn, Cu, Zn y Fe en los diferentes tejidos de *L. vannamei* para ambos tratamientos. Se observa que las concentraciones de oligoelementos en los tejidos son ligeramente mayores en el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ a excepción del cefalotórax en Fe, sin embargo, al realizar comparaciones mediante análisis estadísticos no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los dos tratamientos (3000 y $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$).

Se puede observar que el cefalotórax y exoesqueleto de camarón presentaron las mayores concentraciones de Mn, Cu, Fe y Zn en ambos tratamientos (a excepción de Zn en exoesqueleto), por su parte, el músculo presentó las menores concentraciones de oligoelementos. En general, tanto Cu como Zn fueron los elementos con mayores concentraciones en los tejidos de *L. vannamei*. Las concentraciones de cada elemento encontradas pueden ser comparadas con las registradas por Páez-Osuna y Tron-Mayén, (1995) para *F. californiensis*, las cuales presentaron niveles similares a los manejados en este trabajo.

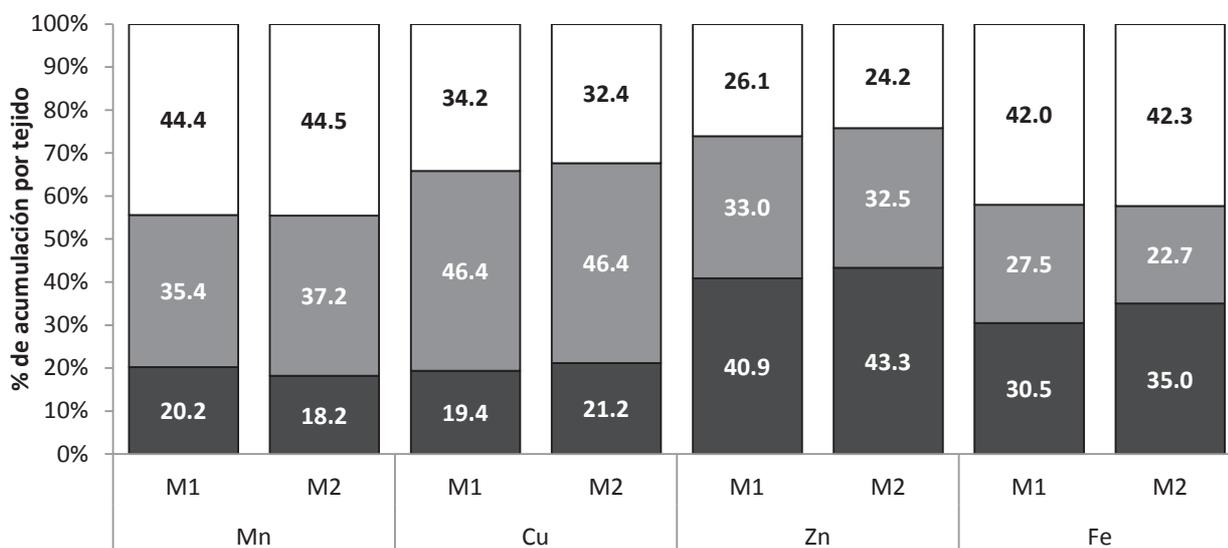


Fig. 9. Porcentaje de distribución de Mn, Cu, Zn y Fe por tejido de camarón. Músculo (barras rellenas/negro), Cefalotórax (barras sombreadas/gris) y Exoesqueleto (barras vacías/blanco).

Las proporciones relativas de cada tejido en *L. vannamei* para ambos tratamientos (2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) son mostradas en la **Tabla 16**. El músculo representó 47.1 y 50.1 % del peso total del cuerpo en 3000 y 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$, respectivamente, mientras el exoesqueleto 30.6 y 29.2 %. Por último el cefalotórax representó 22.3 y 20.8 % del peso total del cuerpo en 3000 y 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$, respectivamente. La distribución relativa de Mn, Fe, Cu y Zn fue estimada usando las concentraciones obtenidas de cada elemento y la proporción relativa de tejido en cada tratamiento (**Fig. 9**). Ambos tratamientos presentan porcentajes muy similares para cada elemento, en los cuales no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$). Como puede observarse cada elemento se distribuye de manera distinta en los tejidos del organismo. Dicha distribución es clasificada con base al porcentaje del elemento en el tejido, resultando para Mn; exoesqueleto>cefalotórax>músculo, a su vez, para Cu el orden fue; cefalotórax>exoesqueleto>músculo. La clasificación de Zn fue lo contrario, músculo>cefalotórax>exoesqueleto, siendo el único de los casos donde la acumulación de un elemento fue mayor en el músculo, tendencia muy similar a la de otros estudios (Ruelas-inzunza y Páez-Osuna, 2004 y Páez-Osuna y Tron-Mayén, 1996). Por último,

la clasificación de Fe en los tejidos fue; exoesqueleto >músculo>cefalotórax. Los niveles más altos de Mn encontrados en exoesqueleto son comparables a los obtenidos en los estudios de Kargin *et al.* (2001) y Páez-Osuna y Tron-Mayén (1995), quienes observaron esta misma tendencia en *L. vannamei* y *F. californiensis* lo que apoya el hecho de que las concentraciones de Mn, por lo regular son más elevadas en tejidos calcificados de crustáceos (Eisler, 1981). De igual manera en el último de los estudios mencionados anteriormente (Páez-Osuna y Tron-Mayén, 1995) se observó que Cu y Fe son mayores en exoesqueleto que en músculo, tendencia que fue también observada en el presente estudio.

7.4. Calidad del agua

Mantener una buena calidad del agua es muy importante para el éxito en los cultivos camaronícolas, ya que es el medio donde viven y con el cual tienen contacto directo los organismos. Una pobre calidad en el agua afecta directamente la salud y crecimiento del camarón ocasionando estrés, enfermedades y hasta la muerte en estos organismos. La calidad del agua a menudo se ve afectada por algunos factores ambientales y procesos biológicos, sin embargo, en ambientes controlados las malas estrategias de manejo de alimento pueden provocar un aumento en los sólidos suspendidos y eutrofización en el sistema. El monitoreo constante de las variables que afectan la calidad del agua es sumamente importante para mantener un control de estas y así obtener mejores resultados.

Los parámetros para evaluar la calidad del agua fueron tomados diariamente a las 6:00 y 18:00 horas durante el ciclo de cultivo (18 semanas). Los resultados se muestran a continuación:

7.4.1. Temperatura

La temperatura es un factor muy importante en el cultivo de *L. vannamei* ya que los cambios en la misma afectan directamente la fisiología y el metabolismo del camarón debido a que los procesos bioquímicos dependen de ella.

a)

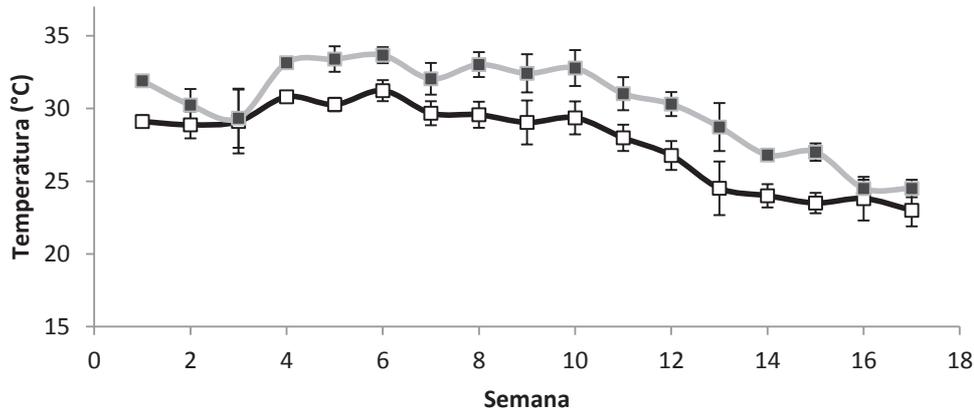


Figura 10a. Variación de la temperatura (°C) en módulo de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (cuadros vacíos) y 18:00 horas (cuadros rellenos).

b)

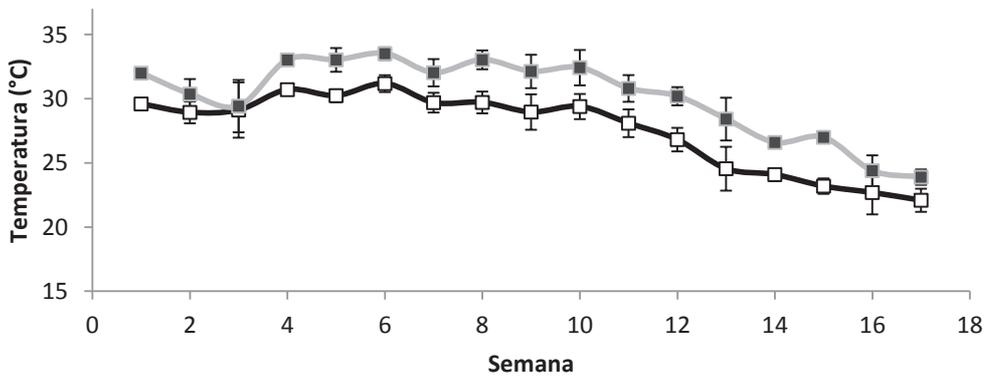


Figura 10b. Variación de la temperatura (°C) en módulo de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (cuadros vacíos) y 18:00 horas (cuadros rellenos).

Como puede observarse en las **Figuras 10a y 10b** la temperatura presentó una variabilidad esperada en relación a las condiciones climatológicas del sitio de muestreo, mostrándose las temperaturas más altas en las primeras 10 semanas y las más bajas al final del cultivo. Las t° de las 06:00 horas en **M1** ($3000 \mu\text{S cm}^{-1}$) oscilaron entre 21.1 y 33.3 °C, con un promedio de 27.7 °C, mientras que a las 18:00 horas variaron entre 23.6 y 35.1 °C con una media de 30.3 °C. Las temperaturas matutinas tanto en **M1** como en **M2** ($2000 \mu\text{S cm}^{-1}$) se encontraron en el rango de 21.1 y 33.3 °C, y su promedio fue de 27.6 °C, por el contrario las temperaturas de la tarde fluctuaron entre 23 y 35 °C, con una media de 30.2 °C. En ambos módulos las temperaturas más bajas de todo el experimento se encontraron en la semana 17 en las horas de la mañana, al

igual que los promedios semanales más fríos (23 y 22.1°C para **M1** y **M2**). Las temperaturas individuales más altas se registraron en el horario vespertino de la semana 5 para ambos módulos, mientras que los promedios semanales más cálidos se encontraron en la semana 8 para **M1** (33°C), y en la semana 6 (33.5°C) para **M2**.

Las temperaturas a lo largo del cultivo tanto de los tanques como de **M1** y **M2** no presentaron diferencias significativas al aplicar las pruebas estadísticas ($P > 0.05$). *L. vannamei* es capaz de tolerar amplios rangos de temperatura. El límite de temperatura más bajo es de aproximadamente 15 °C, sin embargo puede sobrevivir a temperaturas más frías por cortos periodos de tiempo. El límite máximo es de 35°C para periodos prolongados, ó hasta 40°C por periodos breves. Van Wyk *et al.* (1999) proponen un intervalo de temperatura para un crecimiento máximo de *L. vannamei* de 28 a 32 °C, aunque de 24 a 32°C presenta un crecimiento adecuado, ya que fuera de estos límites el camarón sufre de estrés mermando su crecimiento.

En este estudio la mayor parte del ciclo del cultivo presentó temperaturas dentro de los límites adecuados, a excepción del periodo vespertino comprendido entre la semana 4 y 10, donde se rebasó el límite óptimo, a su vez de la semana 15 a 17 las temperaturas matutinas estuvieron por debajo del límite óptimo, pero por encima de los límites letales.

7.4.2. pH

El pH es una variable muy importante en los cultivos de camarón y que debe ser monitoreada constantemente para tener un control de su variabilidad ya que según Van Wyk *et al.* (1999), *L. vannamei* puede tolerar rangos de pH de 7-9. Una disminución o un incremento pueden influenciar negativamente en el crecimiento y desarrollo del organismo en cultivo, causando estrés e incluso la muerte. A su vez, estos mismos autores proponen que en cultivos con sistemas de recirculación es mejor mantener un pH de 7.2-7.8 debido a que las bacterias nitrificantes se adaptan mejor a estas condiciones, además de que el NH₃ en estos rangos se encuentra menos disponible (Van wyk y Scarpa, 1999).

El pH está fuertemente influenciado por las tasas de respiración y fotosíntesis en los cultivos camaronícolas. El CO₂ liberado por los organismos producto de la

respiración reacciona con el H₂O formando ácido carbónico, mismo que a su vez tiende a disminuir el pH, por otro lado, cuando el CO₂ liberado es tomado por el fitoplancton para realizar la fotosíntesis ocurre lo contrario debido a que los carbonatos y bicarbonatos reaccionan con los iones de hidrógeno libres disminuyendo el número de estos y aumentando así el pH (Van wyk y Scarpa, 1999). Por lo regular los valores de pH más altos se presentan en la horas de mayor intensidad de luz que es cuando las plantas realizan la fotosíntesis y los valores más bajos en las horas de la tarde-noche cuando la intensidad de luz ha disminuido y la tasa de respiración es mayor a la de fotosíntesis.

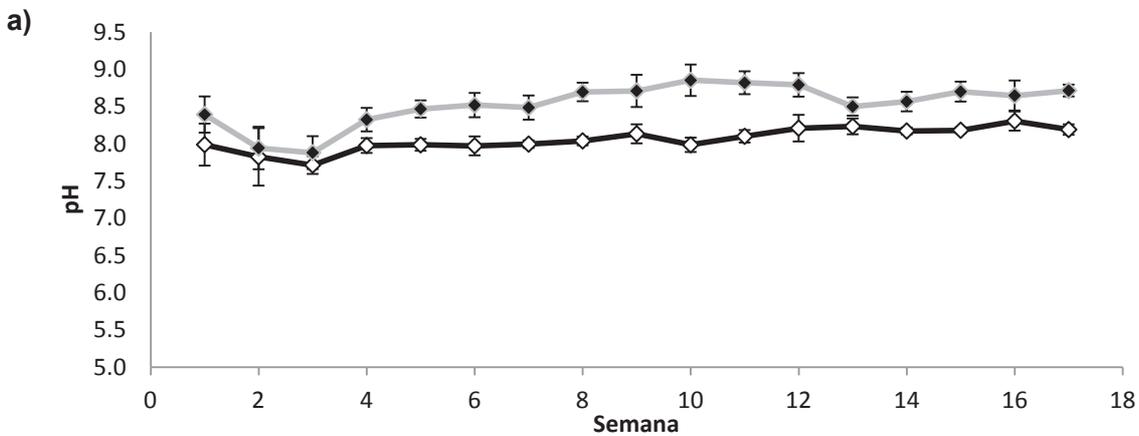


Fig.11a. Variación del pH en el módulo de 3000 µS cm⁻¹ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (rombos vacíos) y 18:00 horas (rombos rellenos).

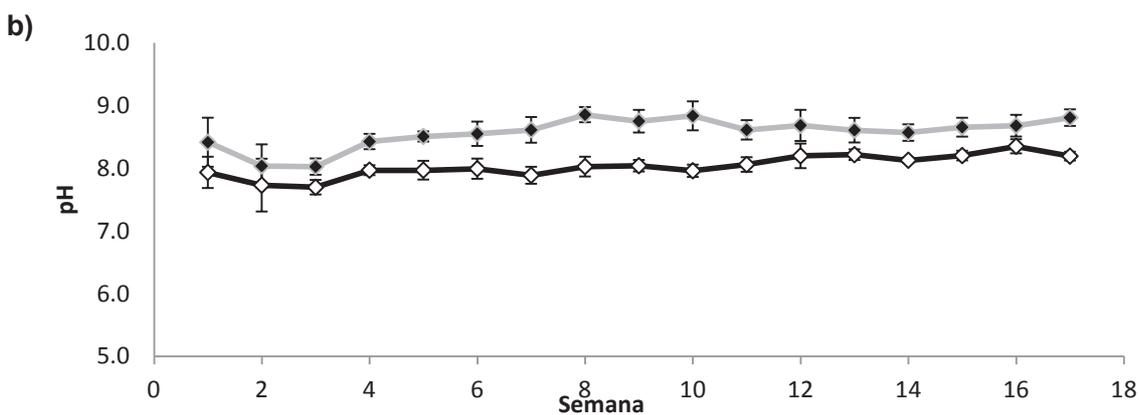


Fig.11b. Variación del pH en el módulo de 2000 µS cm⁻¹ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (rombos vacíos) y 18:00 horas (rombos rellenos).

En este estudio los valores de pH para **M1** ($3000 \mu\text{S cm}^{-1}$) variaron entre 7.1 y 8.6 a las 6.00 horas con un promedio general de 8.1 ± 0.2 , y a las 18:00 horas entre 7.4 y 9.1 con un promedio de 8.5 ± 0.3 ; mientras que en el **M2** ($2000 \mu\text{S cm}^{-1}$) se presentó un promedio general de 8.0 ± 0.2 con mínimos y máximos de 7.0 y 8.6 respectivamente para el horario matutino; a su vez, en el horario de la tarde el pH, se presentaron variaciones entre 7.2 y 9.2, con promedio de 8.6 ± 0.3 .

Con respecto a los promedios semanales como puede observarse en la **Fig. 11a y 11b** el pH mínimo registrado a las 6:00 horas fue de 7.7 ± 0.1 para **M1** y **M2** (semana 3), y el máximo de 8.3 ± 0.1 para **M1** y **M2** (semana 16). Para las mediciones de las 18:00 horas los valores mínimos fueron de 7.9 ± 0.3 y 8.0 ± 0.3 para M1 y M2, respectivamente (semana 2 y 3) y las máximas de 8.9 para ambos módulos (semana 10 y 8, respectivamente). Al realizar una comparación estadística entre los dos módulos no se observaron diferencias significativas ($P > 0.05$) entre **M1** y **M2**.

En ninguno de los casos los valores de pH representaron un peligro para los organismos con respecto al rango óptimo, pues se mantuvieron entre 7.7 y 8.9.

7.4.3. Oxígeno Disuelto

El oxígeno disuelto (OD) es considerado como la variable más crítica en la calidad del agua en un estanque, debido a que el camarón lo requiere para su respiración, proceso fisiológico en el cual las células oxidan los carbohidratos y liberan energía indispensable para lograr metabolizar los nutrientes del alimento (Van Wyk y Scarpa, 1999).

Bajas concentraciones de oxígeno disminuyen la actividad metabólica del camarón, provocando crecimiento aletargado y a su vez un factor de conversión alimenticia (FCA) alto. El mejor crecimiento y FCA se obtiene cuando el OD se mantiene por encima del 80% del nivel de saturación. Exposiciones cortas a 1 mg L^{-1} ó por periodos prolongados a 1.5 mg L^{-1} deben evitarse, ya que son letales para el camarón. Cuando las concentraciones fluctúan entre los 2 y 5 mg L^{-1} por periodos prolongados se manifiesta un crecimiento lento o mayor susceptibilidad a enfermedades. Para no causar estrés a los camarones y obtener el mejor crecimiento y supervivencia se recomienda mantener una concentración de oxígeno disuelto entre 5 mg L^{-1} y el nivel de saturación (Van Wyk y Scarpa, 1999; Boyd, 2001)

a)

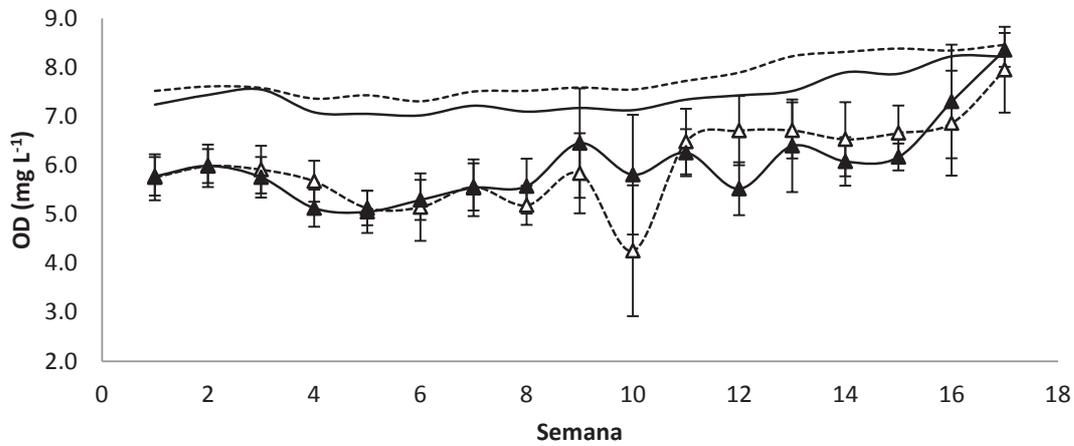


Figura 12a. Variación del Oxígeno disuelto (mg L^{-1}) en el módulo de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (triángulos vacíos) y 18:00 (triángulos rellenos). % saturación de oxígeno 6:00 hrs (línea punteada) y 18:00 hrs (línea continua).

b)

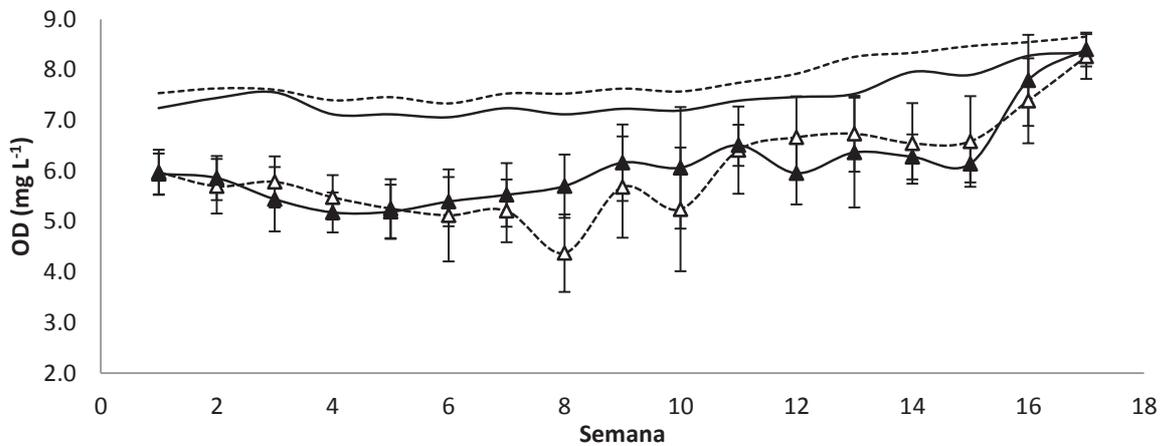


Figura 12b. Variación del oxígeno disuelto (mg L^{-1}) en el módulo de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (triángulos vacíos) y 18:00 (triángulos rellenos). % saturación de oxígeno 6:00 hrs (línea punteada) y 18:00 hrs (línea continua).

Para este estudio, las concentraciones de OD en **M1** ($3000 \mu\text{S cm}^{-1}$) fluctuaron entre 2.4 y 8.9 mg L^{-1} a las 6:00 horas (semana 10 y 16-17) con un promedio de 6.0 mg L^{-1} , y a las 18:00 horas entre 4.1 y 9.5 mg L^{-1} (semana 5 y 17) con un promedio de 6.1 mg L^{-1} ; mientras que en **M2** el OD osciló entre 3.0 y 8.9 mg L^{-1} en la mañana (semana 8 y 17) y de 4.2 a 8.9 mg L^{-1} en la tarde (semana 7 y 16-17), con promedios de 6.0 y 6.1 mg L^{-1} respectivamente. No existen diferencias significativas ($P > 0.05$) entre ambos tratamientos en ninguna de las dos horas.

De acuerdo a los promedios semanales, el mínimo registrado a las 6:00 horas fue de 4.3 mg L^{-1} para **M1** y 4.4 mg L^{-1} para **M2**, en las semanas 10 y 8, respectivamente, mientras que los máximos fueron de 8.0 y 8.3 mg L^{-1} para el **M1** y **M2**, respectivamente, ambos en la semana 17. Para las lecturas de las 18:00 horas los promedios de las concentraciones mínimas fueron de 5.1 y 5.2 mg L^{-1} en las semanas 4 y 5 para los dos módulos y las máximas de 8.4 mg L^{-1} para **M1** y **M2** en la semana 17 (Fig. 12a y 12b).

Los valores individuales mínimos registrados de OD a las 6:00 horas permanecieron por debajo del límite óptimo propuesto, sin embargo, no presentaron problema de acuerdo al límite letal ($\leq 1.5 \text{ mg L}^{-1}$) (Van Wyk y Scarpa, 1999).

El oxígeno disuelto se encuentra muy ligado a la variable de temperatura debido a que esta afecta la concentración de los gases disueltos, especialmente al oxígeno, el cual tiende a disminuir conforme la temperatura va en aumento, lo que se refleja en la disponibilidad de este último para los organismos en cultivo (Tucker y Boyd, 1985). En este estudio la inyección de oxígeno fue constante por lo que la temperatura en este caso no influyó de manera considerable entre las horas de la mañana y la tarde, sin embargo, en el periodo invernal se observó un descenso de por lo menos 8°C en la temperatura, mismo que ocasionó un aumento en la concentración del O.D alcanzado incluso su punto de saturación. En ambos módulos se presentó un decaimiento en la concentración de O.D en el horario matutino en las semanas 8 y 10, mismo que pudo estar asociado con una alta tasa de oxidación de materia orgánica aunado a que en esas fechas se presentó nubosidad constante, lo que provocó una disminución en el fitoplancton y su incorporación en detritus.

7.4.4. Conductividad eléctrica

La conductividad eléctrica, se define como la capacidad que tienen las sales inorgánicas en solución (electrolitos) para conducir la corriente eléctrica, así cuanto más sea la cantidad de sales mayor es la conductividad. La salinidad puede ser estimada mediante una ecuación descrita por Braaten y Flaherty, (2001); Boyd, (2002); Collins *et al.* (2005), en la que multiplicando la conductividad eléctrica (en $\mu\text{S cm}^{-1}$) por 0.00063 se logra un estimado de dicha variable, ello a una temperatura de 25°C . Esta puede estar influenciada por procesos físicos, como la evaporación y las precipitaciones. *L. vannamei* puede tolerar salinidades tan bajas como de 0.5 ‰ lo que significa una conductividad de alrededor de $800 \mu\text{S cm}^{-1}$ (Van Wyk *et al.*, 1999).

a)

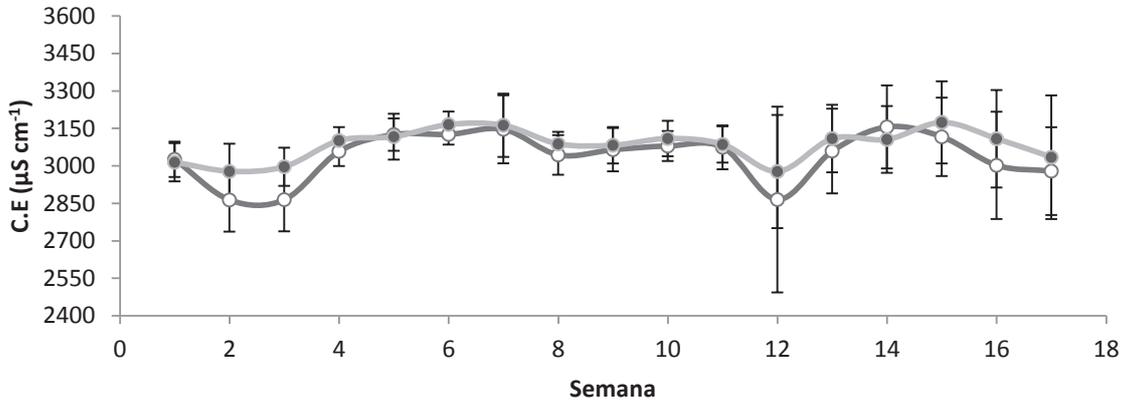


Fig.13a. Variación de la conductividad eléctrica en el módulo de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (círculos vacíos) y 18:00 (círculos rellenos).

b)

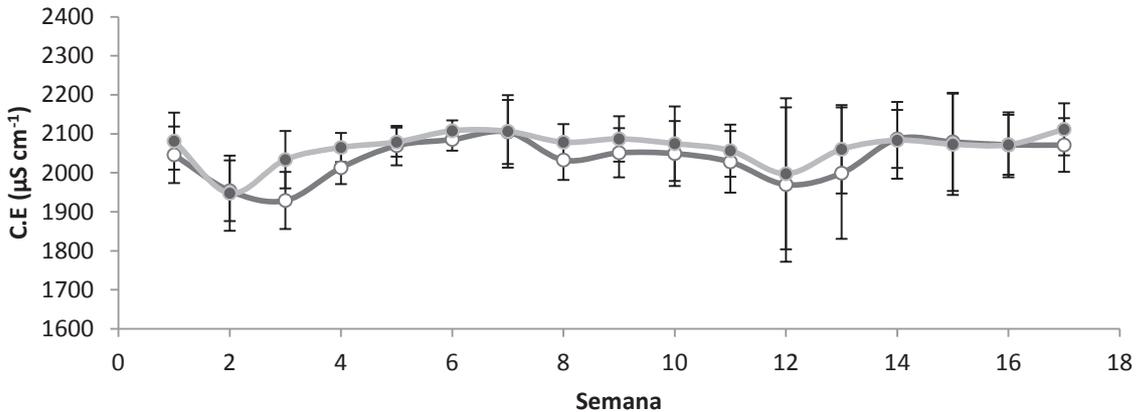


Fig.13b. Variación de la conductividad eléctrica en el módulo de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ durante el cultivo camarón-tomate. 6:00 horas (círculos vacíos) y 18:00 (círculos rellenos).

El promedio semanal de la conductividad eléctrica en este estudio para las 6:00 horas en **M1** varió entre 2864 ± 127 y 3156 ± 166 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (semana 2 y 15), con un promedio general de 3040 ± 86 $\mu\text{S cm}^{-1}$; mientras que a las 18:00 horas osciló entre 2973 ± 92 y 3174 ± 164 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (semana 5 y 16), con promedio general de 3078 ± 63 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (**Fig. 13a**). Para **M2** los promedios semanales de las conductividades (**Fig. 13b**) se presentaron entre 1929 ± 73 y 2104 ± 82 $\mu\text{S cm}^{-1}$ a las 6:00 horas (semana 3 y 8), promediando 2036 ± 51 $\mu\text{S cm}^{-1}$; mientras que para las 18:00 horas el promedio general fue de 2065 ± 41 $\mu\text{S cm}^{-1}$, fluctuando entre 1951 ± 91 y 2111 ± 67 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (semana 2 y 18). En general las conductividades para ambos tratamientos variaron muy poco y estuvieron dentro de las establecidas en el trabajo a lo largo del cultivo, presentándose los valores mínimos en la mañana y los máximos en la tarde. En términos de salinidad los valores fluctuaron entre 1.8 y 1.9 ‰ para **M1** y 1.2 y 1.3 ‰ para **M2**. Dicha variabilidad esta asociada a las tasas de evaporación y precipitación del lugar, además de la reposición de niveles aplicada a los tanques de cultivo.

7.5. Oligoelementos disueltos en agua de cultivo de camarón

La fracción disuelta de los oligoelementos es una variable muy importante de estudio de la calidad del agua, ya que es la que se encuentra mayormente disponible para los organismos debido a que estos interactúan con esa agua y constantemente están metabolizando estos elementos, mismos que son esenciales para su crecimiento y desarrollo. Sin embargo en el tanque de cultivo existen factores que pueden llegar a afectar la disponibilidad de estos elementos, tales como el pH, de forma que un aumento en esta variable reduce la solubilidad y por tanto la absorción, la materia orgánica que puede formar compuestos organometalicos insolubles y moléculas inorgánicas que forman precipitados insolubles. Los oligoelementos son necesarios para funciones vitales de los organismos, sin embargo, en altas concentraciones estos elementos pueden causar efectos adversos en ellos e incluso la muerte.

7.5.1. Zn disuelto

Como se puede observar en las siguientes gráficas la concentración promedio semanal de Zn disuelto en **M1 (Fig. 14a)** a lo largo del cultivo fue de $57 \pm 53 \mu\text{g L}^{-1}$ con un mínimo de 11 ± 2 (semana 29) y un máximo de $218 \pm 340 \mu\text{g L}^{-1}$ (semana 24), mientras que para **M2 (Fig. 14b)** el promedio semanal fue de $67 \pm 50 \mu\text{g L}^{-1}$ con mínimo y máximo de 12 ± 1 (semana 19) y $181 \pm 49 \mu\text{g L}^{-1}$ (semana 9).

a)

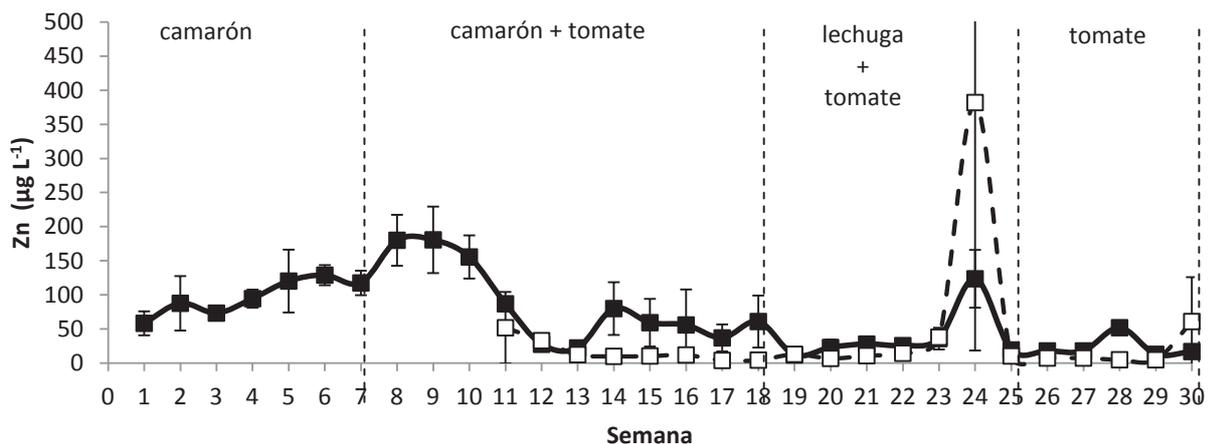


Fig. 14a. Concentración semanal en entradas (cuadros rellenos) y salidas (cuadros vacíos) de Zn disuelto en el agua de los tanques de cultivo de camarón para el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$.

b)

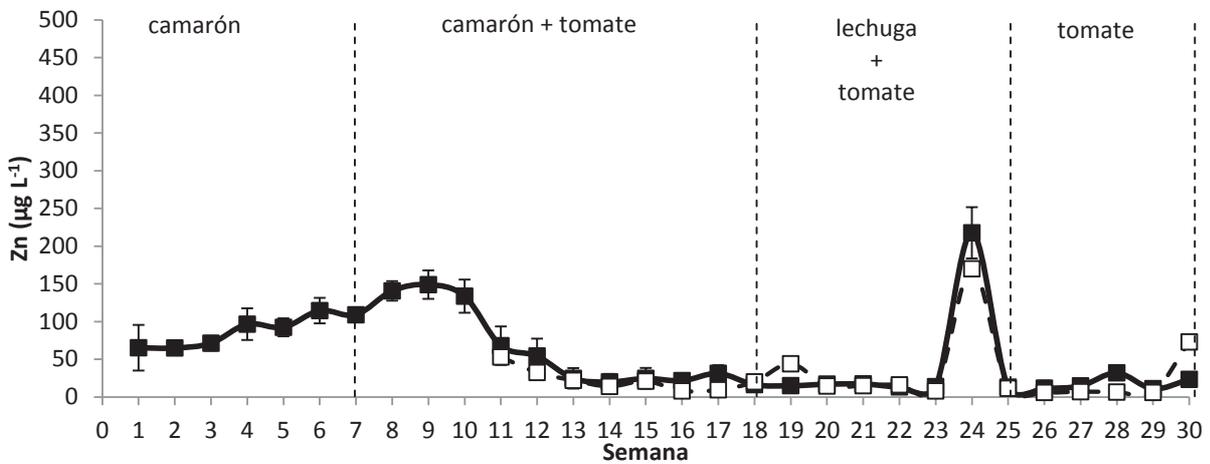


Fig. 14b. Concentración semanal en entradas (cuadros rellenos) y salidas (cuadros vacíos) de Zn disuelto en el agua de los tanques de cultivo de camarón para el tratamiento de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$.

Las concentraciones de Zn en ambos tratamientos tuvieron una tendencia similar desde el inicio y fueron incrementando desde la semana 1 a 9, lo cual podría tener relación con el incremento de la tasa de alimentación diaria con base al crecimiento del camarón. En el periodo de las semanas 10-13 se observó una caída en la curva de concentración de Zn, lo que podría estar asociado al mayor empleo de agua de riego de las plantas de tomate con los efluentes y la recirculación del agua ya que a partir de la semana 7 se acopló el cultivo de tomate al sistema. De la semana 14-18 se notó un ligero incremento de M2 sobre M1, dicho comportamiento puede ser derivado de un incremento en la materia orgánica en M1 lo cual formó complejos organometálicos del elemento mermando así su disponibilidad en la fracción disuelta, por otra parte también pudo estar asociado a un incremento en la tasa de alimentación en **M2** con respecto a **M1** debido a un aumento en la biomasa de los organismos de M2 con respecto a los de M1. La concentración de Zn en las salidas que se evaluaron a partir de que entró en acción el sistema de recirculación (semana 10) fue muy similar en ambos tratamientos y estuvieron por debajo de las entradas, lo que significa que las plantas de tomate tomaron un porcentaje importante de la concentración del elemento para su desarrollo. Al realizar los análisis estadísticos correspondientes para comparar ambos tratamientos se observó que existen diferencias significativas en cuanto a las concentraciones de Zn

en M1 y M2 ($p < 0.05$) siendo las de M2 más altas. Al realizar la comparación de entradas y salidas de cada tratamiento, se encontraron diferencias significativas solo en el módulo M1 ($p < 0.05$).

Los promedios generales de las concentraciones de Zn disuelto en este trabajo estuvieron ligeramente por encima de las concentraciones máximas seguras propuestas por Boyd (2009) para aguas blandas ($50 \mu\text{g/L}$) y de las CMP ($20.8 \mu\text{g/L}$) propuestas por Frías-Espericueta (2008).

7.5.2. Cu disuelto

Como se puede observar en la siguiente figura la concentración promedio semanal de Cu disuelto en **M1 (Fig. 15a)** a lo largo del cultivo fue de $5.4 \pm 3.0 \mu\text{g L}^{-1}$ con un mínimo de 0.7 ± 0.4 (semana 1) y un máximo de $10.0 \pm 0.2 \mu\text{g L}^{-1}$ (semana 21), mientras que para **M2 (Fig. 15b)** el promedio semanal fue de $5.9 \pm 3.7 \mu\text{g L}^{-1}$ con mínimo y máximo de $1.0 \pm 0.8 \mu\text{g L}^{-1}$ (semana 3) y 15.3 ± 0.9 (semana 28).

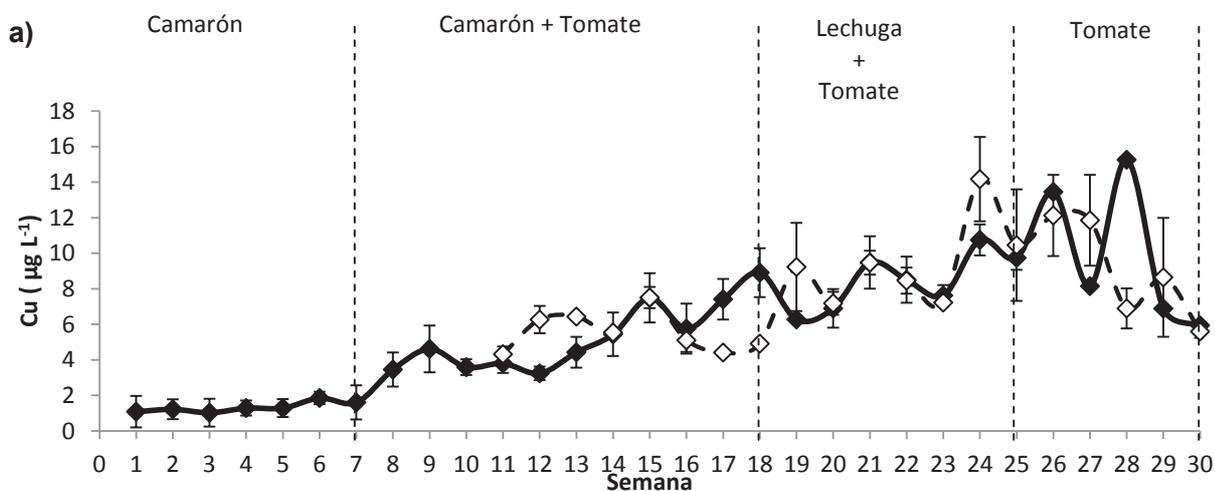


Fig. 15a. Concentración semanal en las entradas (rombos rellenos) y salidas (rombos vacíos) de Cu disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$.

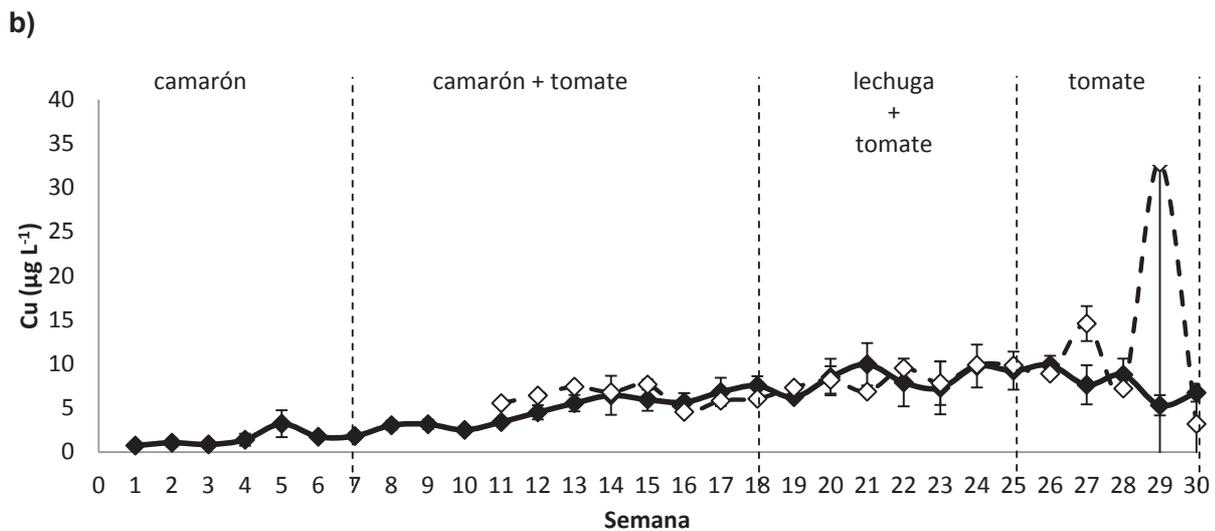


Fig. 15b. Concentración semanal en las entradas (rombos rellenos) y salidas (rombos vacíos) de Cu disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$.

Las concentraciones de Cu fueron aumentando a lo largo del cultivo de camarón (culminado en la semana 17) para ambos tratamientos e incluso siguió con la misma tendencia después de cosechado con una concentración mayor del tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$. El incremento gradual de la concentración de Cu durante el periodo de cría del organismo se vio influenciado por el aumento de la tasa de alimentación con respecto a su crecimiento. Se observa una tendencia ascendente de Cu incluso aun después de cosechado el camarón lo cual podría estar asociado a la entrada de este elemento mediante algún factor externo como polvos, ó bien remineralización en el agua de retorno, etc. Se observa incluso en las gráficas anteriores que el agua de retorno (línea punteada) en varias semanas se encontró por arriba de la concentración del agua del tanque, lo cual puede atribuirse a la entrada de Cu por medio de aplicaciones foliares de micronutrientes en las plantas de tomate, lo cual incrementó la concentración de este elemento mediante la recirculación del agua al tanque.

Al realizar los análisis estadísticos correspondientes para comparar ambos tratamientos no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en cuanto a las concentraciones de Cu en M1 y M2. Mismo caso ocurrió con las entradas y salidas de

cada tratamiento, en donde a pesar de que en la gráfica el agua de retorno rebasa ligeramente al agua del tanque no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$).

El Cu suele ser muy tóxico para organismos acuáticos en su forma de ión cúprico (Cu^{2+}). La dureza y la materia orgánica disuelta reducen la cantidad de Cu^{2+} minimizando así su toxicidad. En aguas duras, el Cu forma precipitados de carbonatos, limitando así su disponibilidad en la fracción disuelta. A su vez, el calcio compite con el Cu por los sitios de unión, reduciendo aún más la toxicidad (Zweig *et al.*, 1999).

Las concentraciones de Cu disuelto en este trabajo no representaron un peligro para *L. vannamei* en ninguno de los tratamientos, considerando las concentraciones máximas seguras descritas por Boyd (2009) ni las CMP según Frías-Espéricueta *et al.* (2008).

Por otra parte Frías-Espéricueta *et al.* (2001, 2003) registran la concentración letal media para postlarva de *L. vannamei*, siendo de, 37300.0 $\mu\text{g/L}$ a las 96 h. Incluso, Subramannian y Philip (2012), indican que el camarón adulto *Fenneropenaeus indicus* expuesto a concentraciones de 75 $\mu\text{g L}^{-1}$ de Cu^{2+} en el agua de cultivo proporciona efectos benéficos en términos de inmunoestimulación y alta resistencia al virus de la mancha blanca (WSSV).

7.5.3. Mn disuelto

Como se puede observar en la **Fig. 16a** la concentración promedio semanal de Mn disuelto en **M1** a lo largo del cultivo fue de $6.0 \pm 4.1 \mu\text{g L}^{-1}$ con un mínimo de 0.4 ± 0.2 (semana 20) y un máximo de $14.9 \pm 4.0 \mu\text{g L}^{-1}$ (semana 15), mientras que para **M2** (**Fig. 16b**) el promedio semanal fue de $6.5 \pm 4.9 \mu\text{g L}^{-1}$ con mínimo y máximo de 0.6 ± 0.5 (semana 22) y $22.4 \pm 3.8 \mu\text{g L}^{-1}$ (semana 29), respectivamente.

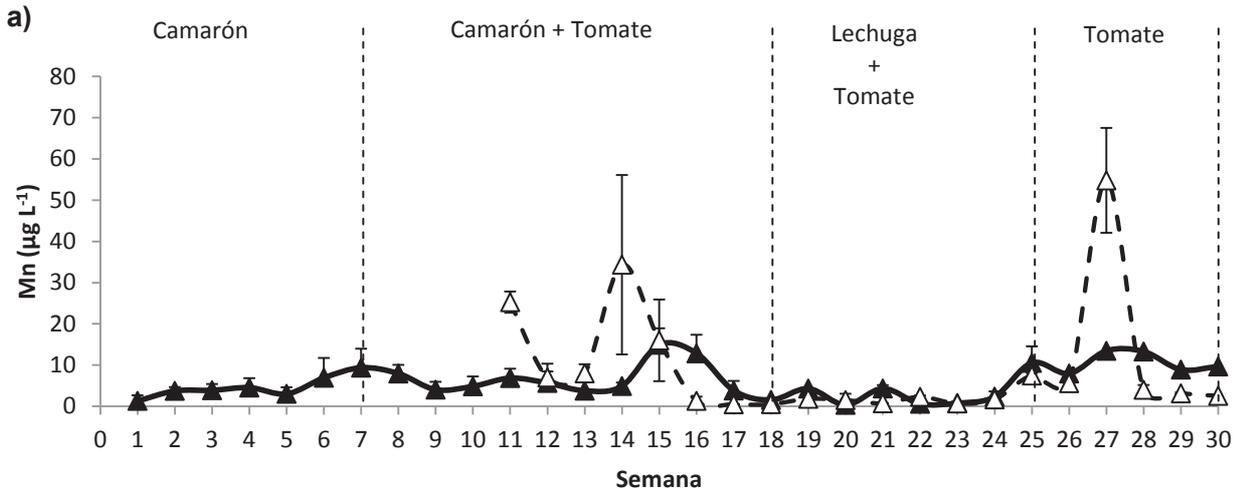


Fig. 16a. Concentración semanal en las entradas (triángulos rellenos) y salidas (triángulos vacíos) de Mn disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$.

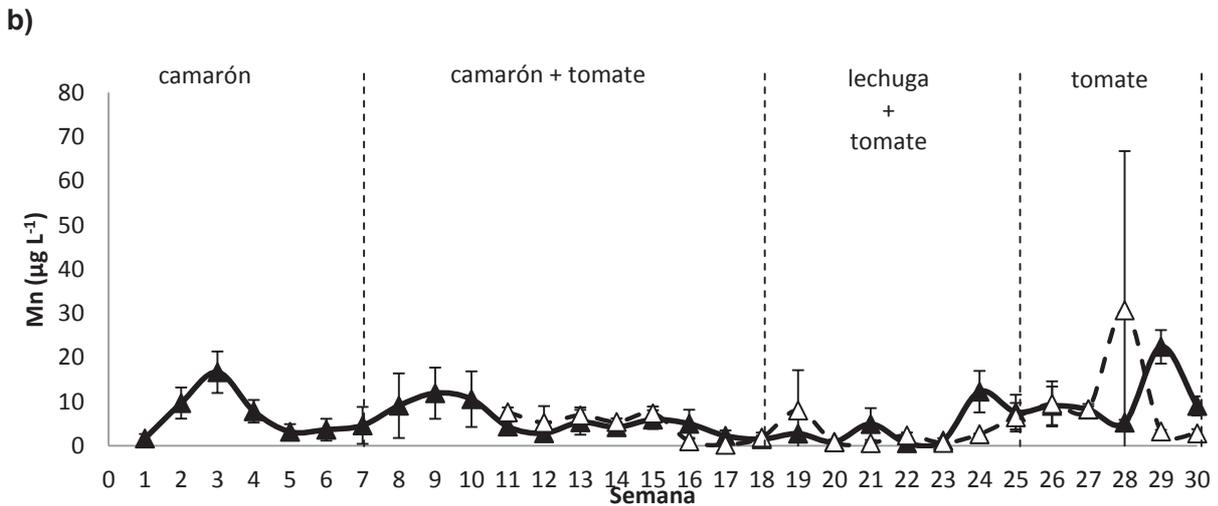


Fig. 16b. Concentración semanal en las entradas (triángulos rellenos) y salidas (triángulos vacíos) de Mn disuelto en agua de los tanques del cultivo de camarón para el tratamiento de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$.

Las concentraciones de Mn disuelto en ambos tratamientos tuvieron una tendencia irregular con altas y bajas concentraciones a lo largo del cultivo de camarón hasta su cosecha (semana 18). A partir de ahí se presentan las concentraciones más bajas y esto podría estar asociado a la falta de enriquecimiento por ausencia de alimento añadido del camarón, sin embargo, la disminución en la concentración del Mn disuelto coincide con la entrada del cultivo de lechuga (semanas 18-25), la cual podría estar consumiendo el elemento para su desarrollo y crecimiento. Por otro lado, a partir de la semana 25 las concentraciones nuevamente ascienden y así permanecen hasta el final del cultivo de lechuga, hecho que se asocia con el periodo de cosecha de la lechuga. Al realizar los análisis estadísticos para comparar las concentraciones en ambos tratamientos (M1 y M2), no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) ni en entradas, ni salidas.

Al igual que el Zn, la disolución del Mn puede ser limitada por factores como carbonatos, óxidos, materia orgánica, entre otros, que dificultan la disponibilidad en la fracción disuelta de este elemento y favorecen la precipitación. El Mn no es un elemento que represente peligro de toxicidad en *L. vannamei* en los tanques de cultivo ya que su concentración máxima segura ($1000 \mu\text{g L}^{-1}$) está muy por encima de las concentraciones promedio obtenidas.

7.6. Producción de cultivo de tomate

El cultivo de tomate se llevó a cabo a partir del 28 de septiembre del 2011 y concluyó con su cosecha el día 7 de marzo de 2012, la producción total obtenida para tomate irrigado con agua de tanque de camarón a $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ fue de 7.3 y 11.4 kg para la variedad uva y bola, respectivamente, mientras que para los tomate irrigados con agua a $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ la producción fue de 4.9 kg para el uva y 10.1 kg para el bola. A su vez se utilizó un tratamiento con solución nutritiva hidropónica (Samperio-Ruíz, 1999) como muestra testigo obteniendo producciones de 14.3 y 17.8 kg para uva y bola respectivamente (**Fig. 17**).

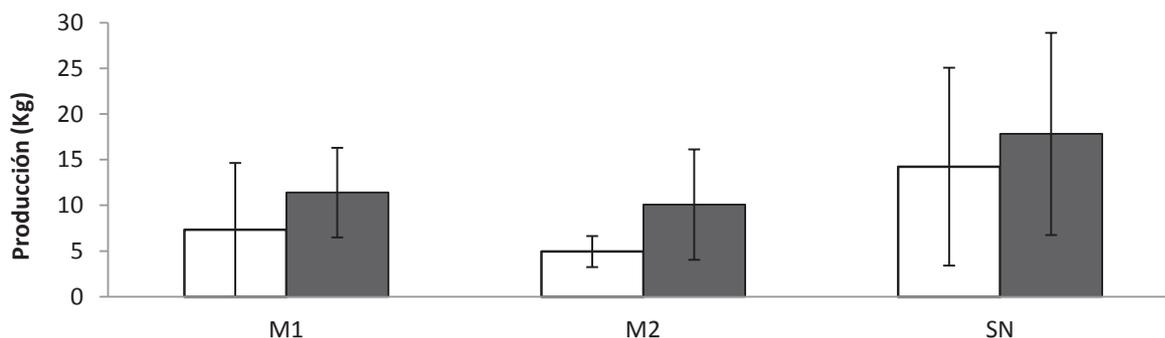


Fig. 17. Producción de tomate bola (barras rellenas) y uva (barras vacías) en kg para cada tratamiento.

La biomasa total producida para tomate en M1 fue de 18.7 kg, mientras que para M2 fue de 15 kg, lo cual indica una producción ligeramente mayor del primero comparando ambos tratamientos durante el ciclo de cultivo, sin embargo, la producción de tomate irrigado con solución nutritiva (tratamiento control) sobrepasó en un 70% a la producción de M1 con 32.1 kg. En las **Tablas 17 y 18** se muestran con mayor detalle los datos de producción de tomate uva y bola.

Tabla 17. Datos de producción de tomate uva obtenidos durante el cultivo integrado.

Tomate Uva	2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	Solución nutritiva
Producción por planta (g)	137.1 \pm 47.3 ^a	203.8 \pm 203.0 ^{ab}	395.7 \pm 301.2 ^b
Tomates por planta	45.9 \pm 14.2 ^a	64.6 \pm 58.0 ^{ab}	103.4 \pm 75 ^b
Peso promedio del tomate (g)	2.9 \pm 0.4 ^a	3.2 \pm 0.5 ^a	4.2 \pm 1.6 ^b
producción (kg)	4.9 \pm 1.7 ^a	7.3 \pm 7.3 ^{ab}	14.3 \pm 10.8 ^b
Rendimiento (ton ha ⁻¹)	5.7 \pm 2.0 ^a	8.5 \pm 8.4 ^{ab}	16.4 \pm 12.5 ^b
Talla planta (cm)	106 \pm 41.86 ^a	88.8 \pm 38.1 ^b	111.2 \pm 47.9 ^a
Uso de agua (m ³ kg ⁻¹)	3.4 (1.0*)	2.3 (0.6*)	--

Letras diferentes entre las medias indican diferencias significativas (**P<0.05**). *considerando producción de camarón-tomate-lechuga, -- no hay dato.

En general el tratamiento control mostró los mejores resultados obteniéndose un rendimiento de 16.4 ton ha⁻¹ con un peso promedio de fruto de 4.2 g, mientras que M1 y M2 obtuvieron menores rendimientos con 8.5 y 5.7 ton ha⁻¹, respectivamente. Sin embargo, la comparación estadística entre medias de cada tratamiento indicó que solo existe diferencia significativa (**p<0.05**) entre el tratamiento control y el tratamiento de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (M2), lo cual refuerza la afirmación de que en el tratamiento con solución

nutritiva se observa un mejor resultado. Por otra parte podría decirse que el tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ es viable en términos de producción de tomate con base al tratamiento control, con el que no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$).

Es difícil comparar producciones de tomate uva debido a que no existen muchos estudios del rendimiento de esta variedad en sistemas integrados o individuales, sin embargo, Uresti-Pesina *et al.* (2008) evaluaron el rendimiento de tomate “cherry tipo uva” a una densidad de 36 plantas por cama (1.7 plantas/m^2) a doble hilera, algo muy similar a este estudio. En el estudio mencionado se obtuvo un rendimiento de esta variedad de 10.7 t ha^{-1} , mismo que puede ser comparable con los obtenidos en este trabajo para los tratamientos de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ y la solución nutritiva: 8.5 y 16.4 t ha^{-1} , respectivamente.

Tabla 18. Datos de producción de tomate bola obtenidos durante el cultivo integrado.

Tomate Bola	2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	Solución nutritiva
Producción por planta (g)	280.2±167.9 ^a	316.8±136.5 ^{ab}	495.4±307.7 ^b
Tomates por planta	4.9±2.8 ^a	5.9±2.5 ^a	10.5±6.1 ^b
Peso promedio del tomate (g)	58.7±19.5 ^a	58.3±28.3 ^a	49.7±22.8 ^a
Producción (kg)	10.1±6.1 ^a	11.4±4.9 ^{ab}	17.8±11.1 ^b
Rendimiento (t ha^{-1})	11.6±7.0 ^a	13.1±5.7 ^{ab}	20.6±12.8 ^b
Talla planta (cm)	89.6±53.6 ^a	89.6±48.4 ^a	134.7±62.1 ^b
Uso de agua ($\text{m}^3 \text{ kg}^{-1}$)	1.7 (0.62*)	1.5 (0.51*)	--

Letras diferentes entre las medias indican diferencias significativas ($P<0.05$). *considerando producción de camarón-tomate-lechuga, -- no hay dato.

Al igual que la variedad de tomate uva, el tratamiento de solución nutritiva mostró los mejores resultados para el tomate bola en cuanto a rendimiento (20.6 ton ha^{-1}), sin embargo los pesos promedio del fruto para los tratamientos de 2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ fueron ligeramente mayores con 58.7 y 58.3 g, respectivamente, sin representar una diferencia significativa. Las comparaciones mediante análisis estadísticos no mostraron diferencias significativas ($p>0.05$) entre los tratamientos de 2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ en ninguna de las variables mostradas en la **Tabla 18**, sin embargo al comparar ambos con la solución control, se encontraron diferencias significativas ($p<0.05$) en todas las variables de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ a excepción del peso

promedio del fruto, mientras que el tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ no presentó diferencias significativas respecto al control.

Los resultados de rendimientos y producción de tomate bola son comparados con los obtenidos por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012), quienes evaluaron la producción de este fruto en un cultivo integrado similar de camarón-tomate con agua de pozo. Ellos alcanzaron rendimientos de $36.1 \pm 2.3 \text{ t ha}^{-1}$ en plantas de tomate irrigadas con el efluente de camarón y $38.7 \pm 1.9 \text{ t ha}^{-1}$ en las irrigadas con solución nutritiva. A su vez obtuvieron pesos individuales de fruto de 110.6 ± 22.5 y 105.1 ± 27.7 g para plantas irrigadas con efluente de camarón y solución nutritiva, respectivamente. La producción de tomate en este trabajo fue menor a la indicada en el estudio anterior, lo cual pudo estar asociado a las condiciones y ubicación del cultivo, además, la cantidad de horas luz fue limitada por la presencia de edificios y bardas adyacentes, por otro lado, se observaron frutos parcialmente consumidos por roedores y otras plagas, así como otros factores que pudieron mermar dicha producción. Cabe mencionar que en este trabajo se utilizó agua de mar diluida en el riego de las plantas, por lo tanto las concentraciones de Na y Cl^{-1} son mayores que en agua de pozo, estos iones afectan negativamente en la producción de la planta de tomate.

Según datos estadísticos de producción en cultivos comerciales en suelo a campo abierto, México produce alrededor de 33.0 t ha^{-1} (SIAP, 2012), India 14.3 t ha^{-1} (FAO, 2012) y Canadá $25\text{-}32 \text{ t ha}^{-1}$ bajo condiciones de invernadero (Hao *et al.*, 2007). Sin embargo, en sistemas de cultivo más especializados bajo condiciones de invernadero y con tecnología de luz artificial se pueden lograr rendimientos de hasta 500 t ha^{-1} (Papadopoulos *et al.*, 2002).

Para este cultivo se utilizó un total de 17.2 y 16.9 m^3 de agua para M1 y M2, respectivamente obteniéndose un rendimiento de 1.7 y 1.5 $\text{m}^3 \text{ kg}^{-1}$ de tomate producido, sin embargo tomando en cuenta la producción de camarón, tomate y lechuga el rendimiento mejora aún más como se muestra en la **Tabla 17**. En general el consumo de agua para sistemas integrados es menor al de los cultivos comerciales bajo condiciones de invernaderos. Mariscal *et al.* (2012) obtuvieron un rendimiento de agua de 2.1 $\text{m}^3 \text{ kg}^{-1}$ utilizando un sistema integrado de camarón-tomate.

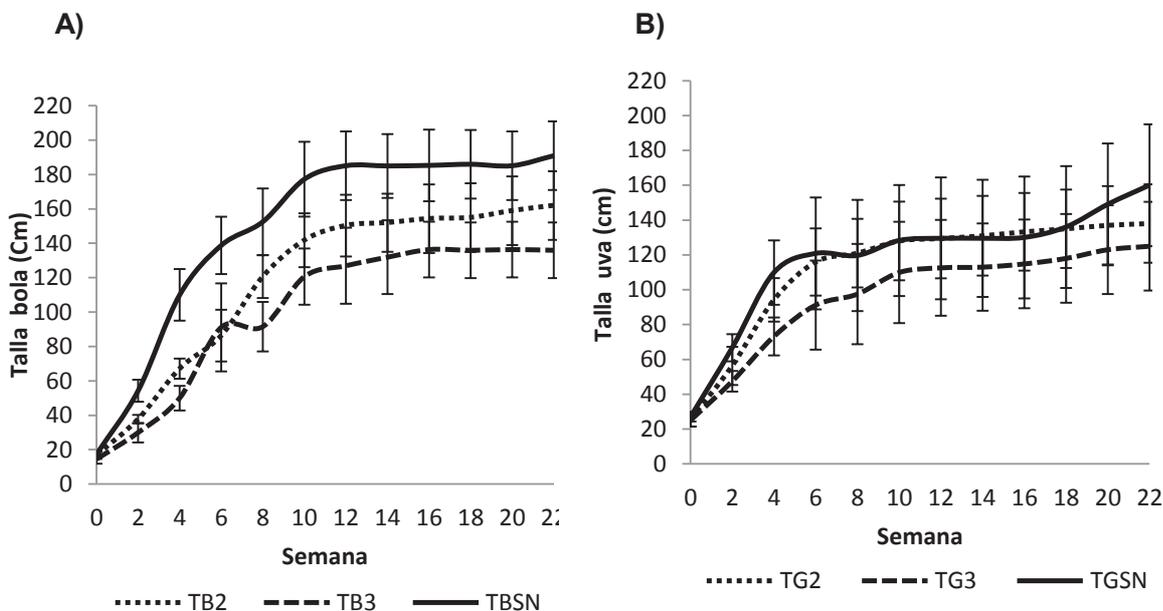


Fig. 18. Crecimiento promedio de las plantas de tomate bola (a) y tomate uva (b) en el cultivo integrado camarón-tomate. **TB2-TG2:** $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$; **TB3-TG3:** $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$; **TBSN-TGSN:** Solución nutritiva.

La **Fig. 18** muestra el crecimiento promedio de la planta de tomate bola y uva desde su trasplante hasta su cosecha, donde se observa que las plantas de la variedad bola irrigadas con los tres tratamientos superaron en tamaño a las de variedad uva a lo largo del cultivo. Para ambos casos el orden en que crecieron en base al tratamiento fue; solución nutritiva $> 2000 \mu\text{S cm}^{-1} > 3000 \mu\text{S cm}^{-1}$. Las plantas fueron medidas cada dos semanas desde su sustrato hasta el ápice. El crecimiento de las plantas de tomate uva irrigadas con el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ presentó diferencias ($p < 0.05$) significativas con las irrigadas con agua de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ y solución nutritiva, a su vez la talla de las plantas de tomate bola irrigadas con solución nutritiva presentó diferencias significativas con las irrigadas con el agua de los tanques de camarón (TG2 y TG3).

7.7. Fe, Mn Cu, y Zn en tomate

La presencia de micronutrientes o también llamados oligoelementos es de vital importancia para el crecimiento y desarrollo del tomate, ya que estos intervienen en los procesos para llevar a cabo la respiración, fotosíntesis, transporte de electrones y la síntesis de algunas enzimas, entre otras. Una deficiencia en estos elementos puede causar severos daños en cada una de las partes constituyentes de la planta y limitar así su crecimiento y desarrollo.

La asimilación y disponibilidad de los micronutrientes para las plantas puede verse afectada por factores como: pH, materia orgánica, textura de los suelos, actividad microbiana, condiciones climáticas, condiciones redox y sobre todo por las interacciones entre nutrientes tanto macros como micro y tratándose de un sistema hidropónico la calidad del agua es el principal factor limitante. Epstein y Bloom (2004) y Kyrkby y Römheld (2007) indican que las concentraciones de micronutrientes u oligoelementos requeridas para el crecimiento de plantas en general deberían ser del orden de concentración siguiente: Fe 100, Mn 50, Cu 6 y Zn 20 $\mu\text{g g}^{-1}$.

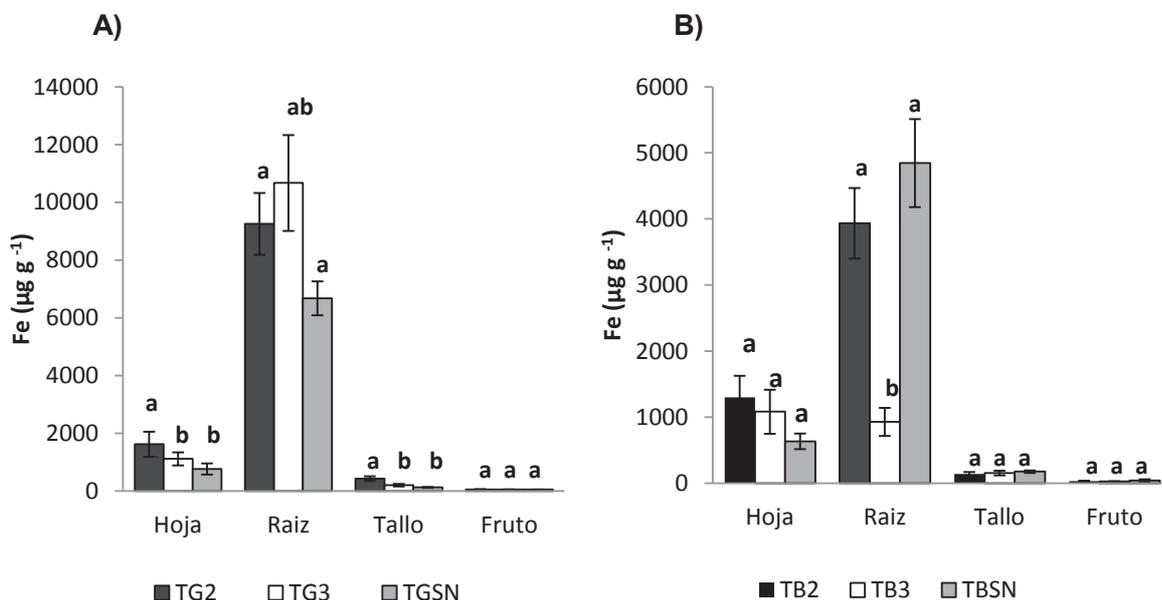


Figura 19. Distribución de Fe ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta de tomate: (A) tomate uva; (B) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de tratamientos.

Como puede observarse en la **Fig. 19** las concentraciones de Fe variaron conforme el tejido de la planta y para cada variedad, siendo las encontradas en tomate uva mayores a las de bola. En las dos variedades de tomate, se observa que las concentraciones más altas de Fe fueron acumuladas en las raíces, con excepción de TB3 la cual se muestra en menor proporción, hecho que puede estar asociado a una mayor salinidad. La distribución de Fe en las plantas de tomate uva y bola en general mostró un orden de; raíz>hoja>tallo>fruto. Con respecto a los tratamientos se observó que las concentraciones en los tejidos de tomate uva, tanto TG2 como TG3 estuvieron por arriba de las encontradas en el control (TGSN), hecho contrario al mostrado en las plantas de tomate bola ya que en la mayoría de los tejidos las concentraciones de Fe fueron ligeramente más altas en el control (TBSN), a excepción de las hojas, donde se muestra que este elemento se encuentra en mayor concentración con los tratamientos TB2 y TB3. Sin embargo, se encontraron diferencias significativas ($p<0.05$), entre las medias de los tratamientos en tallos, hojas y raíces de tomate uva (A), y entre promedios de los tratamientos de tomate bola (B) en raíces y tallos.

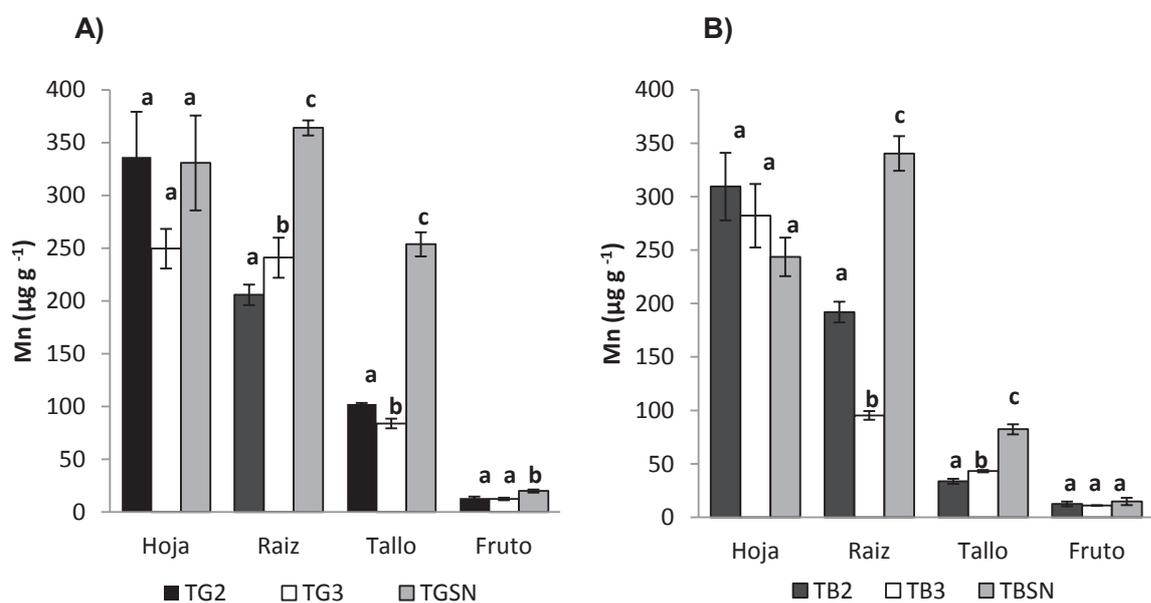


Figura 20. Distribución de Mn ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta de tomate: (A) tomate uva; (B) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre las medias de tratamientos.

Como puede observarse en la **Fig. 20** las concentraciones de Mn para las dos variedades (uva y bola) mostraron un orden de: hoja>raíz>tallo>fruto en general. Para el caso de los tratamientos en tomate uva y bola, la acumulación de Fe en raíz, tallo y fruto fue mayor en las plantas irrigadas con solución nutritiva, mientras que en las hojas la mayor acumulación se dio en plantas irrigadas con agua de tanque a $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$, seguida de las de solución nutritiva. Con base en los análisis estadísticos se pudo comprobar que existen diferencias significativa ($p>0.05$) entre las medias de los tratamientos ($2000, 3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ y solución nutritiva) en raíces, tallos y frutos de tomate uva (A), y entre las medias de los tratamientos para tomate bola (B) en raíces y tallos.

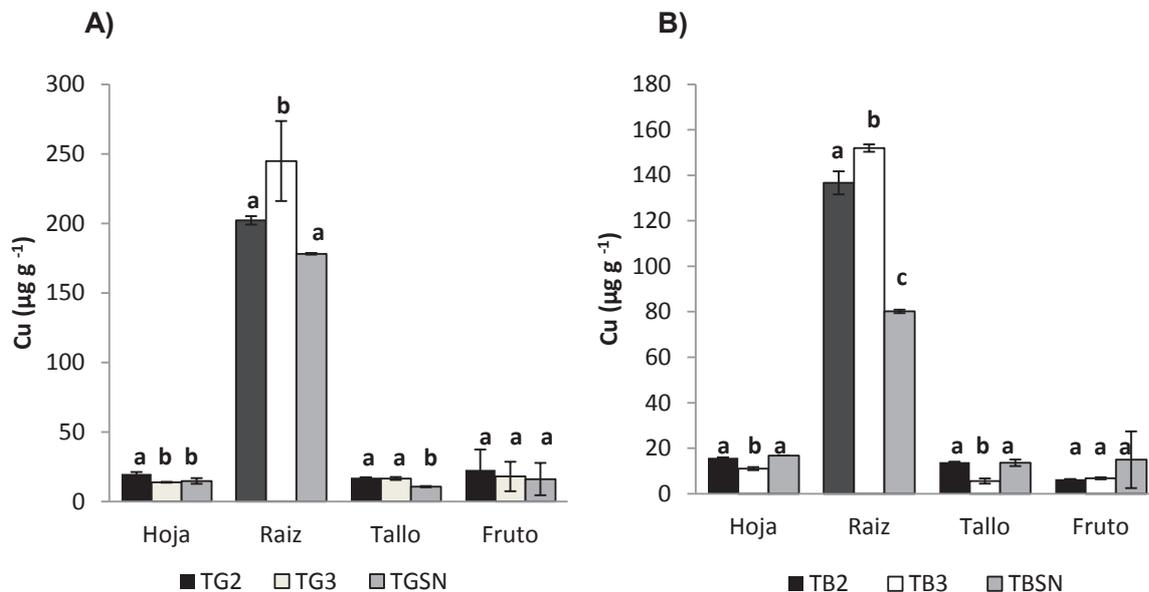


Figura 21. Distribución de Cu ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta de tomate: (a) tomate uva; (b) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p<0.05$) entre las medias de tratamientos.

La **Fig. 21a y 21b** muestra la distribución de Cu para las dos variedades de la planta de tomate (uva y bola), donde se observa que las concentraciones de dicho elemento son mayormente acumuladas en las raíces, siendo las tratadas con agua de tanque de camarón (2000 y $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$) las más altas. La distribución de Cu en general en la planta de tomate se presentó en el orden de: raíz>hoja>fruto>tallo. Como

puede observarse en la figura anterior las concentraciones de Cu en los tejidos de la planta son muy similares para los tres tratamientos, sin embargo, al realizar pruebas estadísticas se han encontrado diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de los tratamientos de tomate uva (A) y tomate bola (B) en hojas, raíces y tallos.

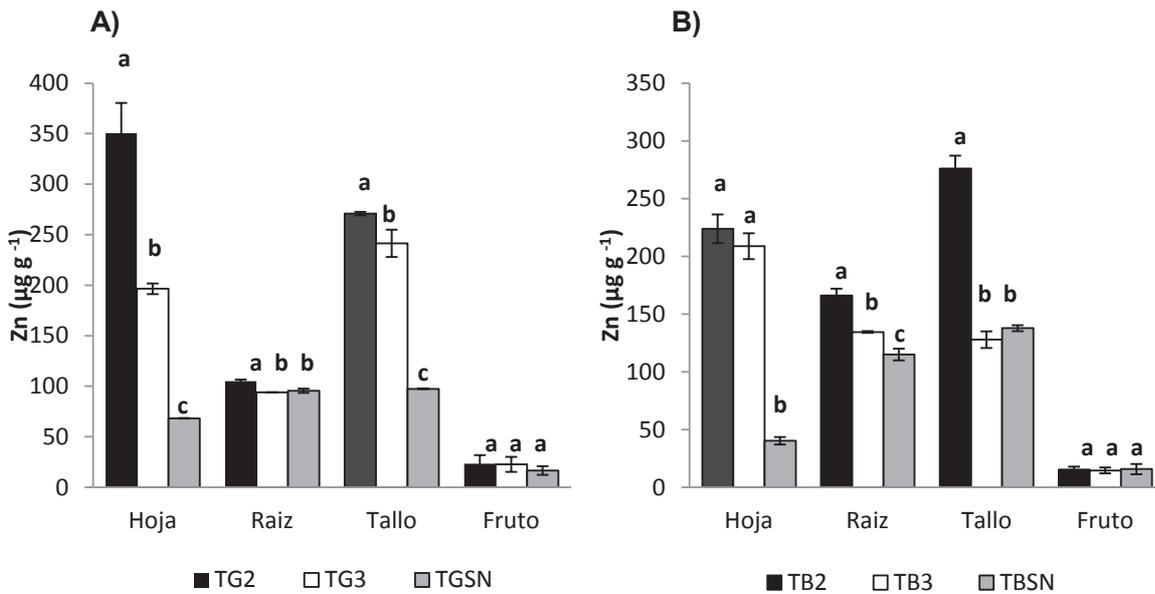


Figura 22. Distribución de Zn ($\mu\text{g g}^{-1}$) en los diferentes tejidos de la planta de tomate: (a) tomate uva; (b) tomate bola. Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de tratamientos.

La distribución de Zn en la planta de tomate se muestra en la **Fig. 22** donde se observa que en las dos variedades (uva y bola) las concentraciones de este elemento son mayores en hojas, raíces y tallos de las plantas irrigadas con agua de los tanques de camarón (2000 y $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$), a su vez, los frutos fueron los que presentaron las menores concentraciones. El orden de la distribución de Zn en general fue: tallo>hoja>raíz>fruto. Los análisis estadísticos indican que existen diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tratamientos de tomate uva (A) y tomate bola (B), ambos en hojas, raíces y tallos.

7.8. Producción de lechuga

De forma adicional y con el fin de aprovechar al máximo el agua enriquecida en nutrientes de los tanques, se implementó un cultivo de lechuga hidropónico con raíz flotante dentro de los tanques de cultivo de camarón, una vez que éstos fueron cosechados, con la finalidad de probar si los niveles de conductividad y las características del agua manejada en los tratamientos eran aptas para el cultivo de esta hortaliza. El 14 de diciembre se colocaron 9 lechugas de dos variedades diferentes (Orejona y Romana) en una plancha de poliuretano de 1 m² por cada tanque, por un periodo de 48 días. Al término del cultivo se pudo observar un buen crecimiento de ambas variedades y los resultados se resumen en la **Tabla 19**.

Tabla 19. Datos de producción de lechuga obtenidos durante el ciclo de cultivo integrado.

Lechuga	Tratamiento	Altura (cm)	Rendimiento (t ha ⁻¹)	Follaje (g)	Raíces (g)
Romana	3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	20.9 \pm 3.7 ^a	12.2 \pm 7.1 ^a	169.6 \pm 99.1 ^a	34.8 \pm 17.3 ^a
	2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	18.9 \pm 7.7 ^{ab}	10.0 \pm 13.0 ^{ab}	139.5 \pm 180.6 ^{ab}	32.3 \pm 15.9 ^a
	Sol. nutritiva	22.8 \pm 1.9 ^a	19.1 \pm 5.4 ^a	264.8 \pm 75.6 ^a	29.3 \pm 12.1 ^a
Orejona	3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	27.4 \pm 4.9 ^a	16.6 \pm 12.0 ^a	229.9 \pm 166.1 ^a	50.4 \pm 23.4 ^a
	2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$	21.2 \pm 6.8 ^a	8.1 \pm 8.4 ^a	112.7 \pm 116.6 ^a	53.2 \pm 29.6 ^a
	Sol. nutritiva	25.4 \pm 0.9 ^a	9.7 \pm 2.1 ^a	134.3 \pm 29.4 ^a	56.4 \pm 9.7 ^a

Letras diferentes entre las filas indican diferencias significativas (**P<0.05**) entre las medias de los tratamientos.

La variedad de lechuga orejona cultivada en los tanques de camarón para el tratamiento M1 (3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) fue superior en peso individual que las lechugas cultivadas en el tratamiento M2 (2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$) y que el tratamiento control (solución nutritiva). A su vez el peso individual de M2 estuvo por debajo del tratamiento control, siendo el que obtuvo el menor rendimiento de lechuga.

El peso individual de la variedad romana fue mayor en el tratamiento con solución nutritiva, mientras que la variabilidad fue menor para este tratamiento. En general, los resultados en cuanto a rendimiento de lechuga tratada con efluente de camarón fueron mejores en M1, lo cual indica una mayor factibilidad en producción de

lechuga (orejona y romana) a conductividades de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$. Las comparaciones estadísticas de tratamientos mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) en talla, rendimiento y follaje del tratamiento de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ con respecto del tratamiento con solución nutritiva.

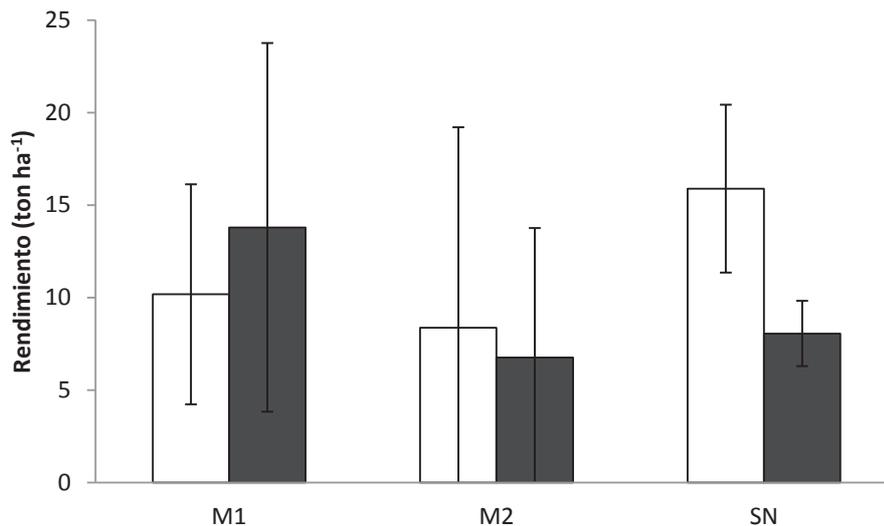


Figura 23. Rendimiento promedio de las dos variedades de lechuga por tratamiento: lechuga romana (barras vacías); lechuga orejona (barras rellenas). M1, M2 y SN se refieren al agua de riego de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$; $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ y control.

En la **Fig. 23** se puede observar que los rendimientos de lechuga romana y orejona en los tratamientos de M1 y solución nutritiva obtuvieron los mejores resultados con 12.2 ± 7.1 y $16.6 \pm 12.0 \text{ t ha}^{-1}$ (romana) y 19.1 ± 5.4 y $9.7 \pm 2.1 \text{ t ha}^{-1}$ (orejona). Los rendimientos anteriores son menores a los registrados por Dediu *et al.* (2012), quienes trabajaron con un cultivo acuapónico de esturión y lechuga con diferentes tasas de flujo de agua y tiempos de retención; tasa de flujo baja (LFR) y tasa de flujo alta (HFR); bajo tiempo de retención (LRT) y alto tiempo de retención (HRT), encontrando rendimientos de 37.7 y 37.6 ton ha^{-1} en los de flujo bajo para HRT y LRT, respectivamente, mientras que para los de flujo alto se registraron rendimientos de 34.5 y 33.0 ton ha^{-1} para HRT y LRT, respectivamente. Sin embargo en general los pesos individuales de las dos variedades de lechuga fueron mayores en el presente estudio que los registrados en el trabajo anteriormente citado.

7.9. Distribución de micronutrientes en lechuga

Al igual que todas las plantas, la lechuga también requiere de elementos como el Cu, Fe, Mn, Zn, y otros más en pequeñas concentraciones para su crecimiento y desarrollo. A continuación se muestran en las **Figuras 24, 25, 26 y 27** las distribuciones de cada elemento en $\mu\text{g g}^{-1}$ para cada tratamiento y variedad de lechuga.

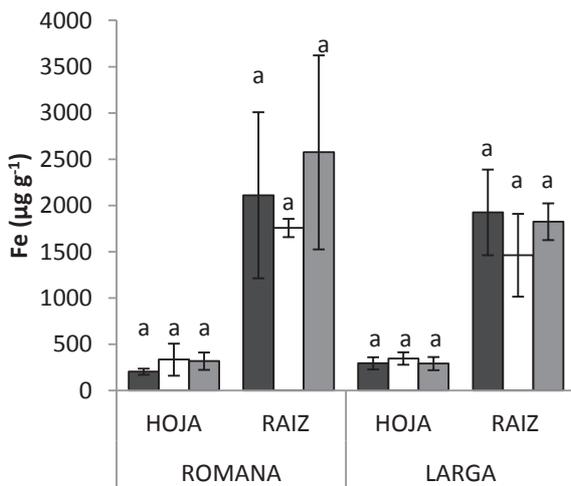


Fig. 24. Distribución de Fe en lechuga utilizando tres diferentes aguas: 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras sombreadas). Misma letra indica que no existe diferencia significativa.

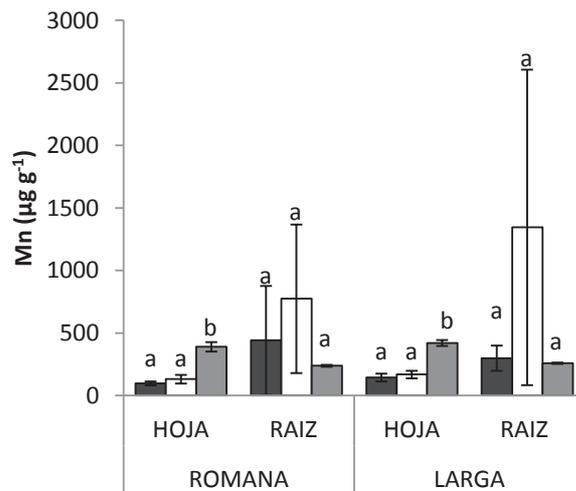


Fig. 25. Distribución de Mn en lechuga utilizando tres diferentes aguas: 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras sombreadas). Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

La **Fig. 24** muestra la distribución de Fe tanto en lechuga orejona como en romana para cada tratamiento y en donde se observó que en general la raíz es el órgano que presenta la mayor concentración de Fe. Para el caso de los tratamientos se observa que en hojas y raíces las concentraciones de Fe son muy similares en cada variedad y no muestran diferencias significativas ($p > 0.05$) entre estos. La distribución de Mn es mostrada en la **Fig. 25** donde se observan concentraciones muy similares de dicho elemento entre hojas y raíces de las dos variedades de lechuga, con excepción del tratamiento de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Los análisis estadísticos demuestran que existen diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de las hojas en lechuga orejona y lechuga romana. En general las concentraciones de Mn presentan una menor variabilidad en el tratamiento de solución nutritiva.

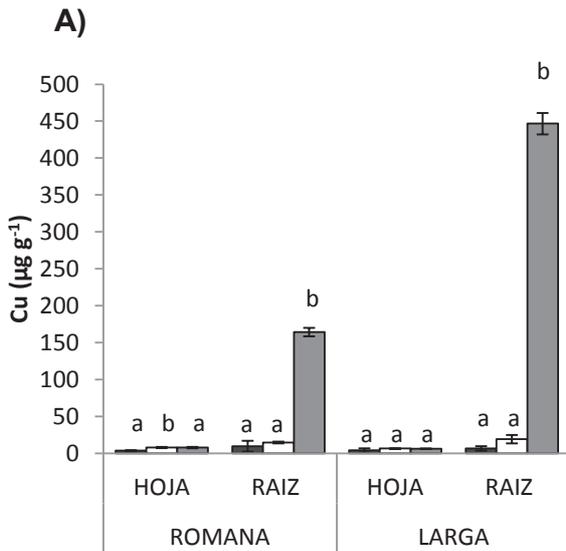


Fig. 26. Distribución de Cu en lechuga utilizando tres diferentes aguas: 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras grises). Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

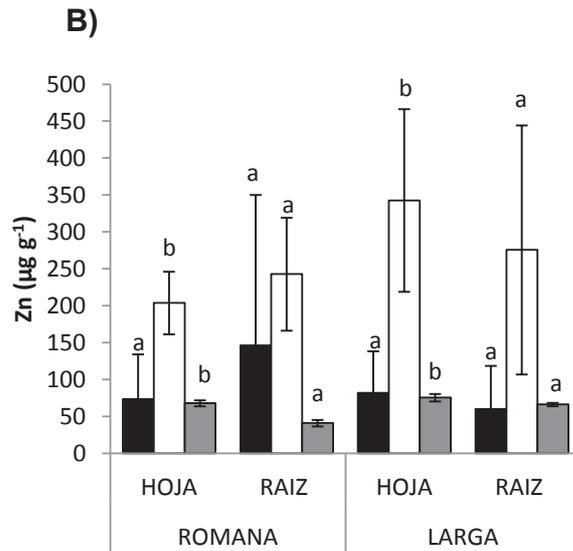


Fig. 27. Distribución de Zn en lechuga utilizando tres diferentes aguas: 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras negras); 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (barras vacías) y control (barras grises). Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

La distribución de Cu (**Fig. 26**) en lechuga romana y orejona presenta un patrón similar en general en los tratamientos, con excepción de las raíces en las dos variedades para el tratamiento control en el que se presentaron las concentraciones más altas de dicho elemento, así mismo este tratamiento (sol. Nutritiva) mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) comparándolo con los tratamientos de efluente de camarón (2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$). En general el Cu no mostró una gran variabilidad entre medias de los tratamientos.

En el caso de Zn (**Fig. 27**) se puede observar que la distribución entre hoja y raíces es muy similar en las dos variedades, sin embargo entre tratamientos se observa que las mayores concentraciones de este elemento se encontraron en las lechugas tratadas con agua de efluente de camarón con 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Los análisis estadísticos mostraron que existen diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias de los tratamientos de TG2 contra TG3 y TGSN tanto para lechuga romana como para orejona. Los tratamientos de 2000 y 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ muestran una mayor variabilidad en comparación con el control.

7.10. Flujos y balance de masas de Fe, Mn, Cu y Zn

Para la realización de los balances se cuantificaron las fuentes de ingreso de cada elemento en el tanque de cultivo (alimento, fertilizante, agua de llenado, agua de reposición y postlarva), así como las fuentes de egreso (agua vaciado, lodos orgánicos, zeolita y biomasa producida de los tres cultivos). En base a las concentraciones encontradas de los elementos estudiados en dichas fuentes y a su generación, se calculó la cantidad total de micronutrientes en el cultivo integrado.

Aunque en este estudio se cuantificaron la mayoría de las fuentes de ingreso y egreso, no se cuantificó la entrada de estos elementos por factores externos como las lluvias ó los polvos terrígenos que precipitan, por lo que a continuación se mencionan algunas posibles fuentes de error que a su vez podrían influir sobre el balance.

Posibles fuentes de error y factores involucrados en el balance de masas:

(a) No se cuantificaron las tasas de evaporación de agua de los tanques lo cual pudo representar mínimas pérdidas del elemento.

(b) Los ingresos a través de las lluvias y polvos terrígenos no fueron tomados en cuenta para la realización del balance.

(c) No se tomaron en cuenta los contenidos de metales en las plantas iniciales de tomate ya que estas pudieron contener variables concentraciones de micronutrientes en sus tejidos.

(d) La cantidad de pérdidas por poda fue calculada con base a un porcentaje del peso de la planta, asumiendo que las hojas y tallos de la poda poseen una composición similar a la determinada en la cosecha.

(e) Se asumió que el surplus (diferencias entre la suma de los flujos de entrada menos la suma de los flujos de salida) fue retenido (+) o liberado (-) por la cama de zeolita. En el caso del Cu y Zn se pudo comprobar que esta suposición es factible, no así para el caso del Fe y Mn.

La descripción y el cálculo de los flujos de entrada y salida de los micronutrientes se mencionan a continuación:

7.10.1. Cálculo de flujos y balance de masas de Fe, Mn, Cu y Zn

Alimento. Los flujos de los micronutrientes suministrados a través del alimento fueron calculados de la siguiente forma:

Módulo 1. Se agregaron 8560 g de alimento balanceado al 40% de proteínas, valor que fue multiplicado por la concentración correspondiente en $\mu\text{g g}^{-1}$ de cada elemento, obteniéndose la cantidad total en miligramos. En el Módulo 2 se agregaron 7720 g del mismo alimento, realizándose el mismo procedimiento para determinar el total de los elementos en el cultivo con base en el alimento.

Fertilizante. Se utilizó Nutrilake en los tanques de cada módulo con el fin de favorecer la proliferación de fitoplancton, el cual con base a la concentración en $\mu\text{g g}^{-1}$ de cada elemento se multiplicó por la cantidad de fertilizante añadida (10 g por tanque) para obtener el total en el sistema.

Agua de llenado. Los micronutrientes suministrados a través del agua de mar diluida con agua de la red municipal a 1.3 y 1.9 ‰ se calcularon a partir de la concentración de estos en el agua y del volumen de llenado, la concentración (mg L^{-1}) de cada elemento fue multiplicada por el volumen total (3142 L) de agua de cada tanque, determinando así el contenido de micronutrientes en miligramos que entraron al cultivo mediante el agua de llenado.

Reposición de niveles de los tanques. Los niveles de agua en los tanques fueron medidos constantemente con un metro a lo largo del cultivo y el agua de reposición se contabilizó de igual manera en base al área del tanque. La concentración de cada elemento en el agua de reposición fue multiplicada por el volumen total de agua utilizada en la reposición de los niveles de cada tanque para así conocer la cantidad total de micronutrientes en miligramos.

Postlarva. Los niveles de los micronutrientes en la postlarva fueron calculados en base a las concentraciones indicadas en el trabajo de Páez-Osuna y Ruiz-Fernández, (1995), que multiplicadas por la biomasa inicial en peso seco, dieron como resultado el total en miligramos de cada elemento para postlarva.

Aplicación micro-foliar. 30 días después del trasplante de las plántulas de tomate se aplicó de manera foliar una solución de micronutrientes por semana, misma que fue analizada para cada elemento para conocer su concentración. Para calcular el

total en mg de cada elemento que ingreso al sistema por esta vía se multiplicó la concentración en mg L^{-1} por el volumen total en L de la solución de micros aplicada para cada tratamiento.

Los flujos de salida de micronutrientes asociados con los diferentes materiales se calcularon como a continuación se describe:

Agua de vaciado. Se calculó con la concentración obtenida en la última semana del experimento para cada elemento y multiplicada por el volumen restante de cada tanque.

Cosecha de camarón. El cálculo del flujo de los micronutrientes asociados a la biomasa cosechada se realizó considerando la producción total, el peso seco de la producción total y la concentración de los elementos en el camarón. Este fue seccionado en tres partes: exoesqueleto, cefalotórax y musculo, obteniéndose la concentración de los micronutrientes para cada parte. Dichas concentraciones fueron multiplicadas por el porcentaje de peso correspondiente a cada parte en el camarón entero para posteriormente ser sumados y multiplicados por la biomasa total en peso seco.

Lodo orgánico. Los micronutrientes encontrados en los materiales depositados durante el ciclo de cultivo fueron determinados pesando la cantidad de lodo obtenido durante y al final del experimento, y tomando en cuenta el equivalente en peso seco y las concentraciones de micronutrientes en los lodos. Las concentraciones de los micronutrientes fueron multiplicadas por el total de lodos encontrados (peso seco) para obtener su cantidad en miligramos por ciclo para cada tanque.

Biopelícula. Los biofiltros usados en el sistema presentaron en las tiras una especie de material muy similar a los lodos orgánicos que fue acumulándose a lo largo del cultivo. Dicho material se conoce como biopelícula el cual está constituido en su mayoría por materia orgánica y detritus, mismo que fue muestreado y se analizó la concentración de oligoelementos en ella. El cálculo para la estimación en mg ciclo^{-1} de cada elemento se realizó tomando en cuenta la concentración de cada elemento y se multiplico por el total de material en el biofiltro (peso seco).

Planta de tomate. Para estimar el contenido de Fe, Mn, Cu y Zn en la cosecha de las plantas de tomate se realizaron los siguientes cálculos:

Se tomó en cuenta el peso de la planta, el porcentaje de tejido respecto a la planta, el valor en peso seco y la concentración de Fe de las partes de la hortaliza. La planta de tomate fue dividida en: fruto, raíz, tallo y hoja, obteniéndose las concentraciones de los elementos para cada parte y siendo multiplicadas por el peso total (peso seco) de cada tejido, para finalmente sumar toda la planta.

Lechuga. Para obtener la cantidad de micronutrientes en la lechuga se realizó un pesaje individual por separado de raíces y follaje, se tomó en cuenta el valor en peso seco y las concentraciones de los elementos en cada tejido. Al final la concentración de los elementos en raíz y follaje fueron multiplicados por el peso seco total de ambas y finalmente sumados.

Tabla 20. Balance de entradas y salidas de Fe en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga

Entradas Fe (mg ciclo ⁻¹)	M1T1	M1T2	M1T3	Promedio M1	D.E	M2T1	M2T2	M2T3	Promedio M2	D.E
Postlarva	0.4	0.4	0.4	0.4	0.0	0.4	0.4	0.4	0.4	0.0
Fertilizante	0.1	0.1	0.1	0.1	0.0	0.1	0.1	0.1	0.1	0.0
Agua llenado	5.6	5.6	5.6	5.6	0.0	5.6	5.6	5.6	5.6	0.0
Agua reposición	90.6	70.9	80.7	80.7	9.8	89.6	66.9	77.8	78.1	11.3
Alimento	966.3	968.1	969.1	967.8	1.4	867.3	877.2	872.7	872.4	5.0
Micro-foliar	370.2	370.2	370.2	370.2	0.0	370.2	370.2	370.2	370.2	0.0
Salidas (mg ciclo ⁻¹)										
Agua vaciado	65.0	68.4	61.5	65.0	3.5	129.5	132.7	126.1	129.4	3.3
Lodos orgánicos	667.2	699.1	1711.6	1026.0	593.9	1071.5	804.3	1231.6	1035.8	215.9
Biopelícula	100.0	124.6	388.1	204.2	159.7	146.6	99.2	205.1	150.3	53.0
Cosecha camarón	22.4	27.6	14.0	21.4	6.9	11.3	13.8	10.2	11.7	1.9
Tomate bola	102.5	173.8	167.4	147.9	39.5	226.9	318.2	317.7	287.6	52.6
Tomate uva	204.5	234.1	264.1	234.3	29.8	218.7	223.8	268.5	237.0	27.4
Lechuga	78.1	125.2	58.9	87.4	34.1	126.0	101.2	205.6	144.3	54.5
Entradas-Salidas				-361.2					-669.3	

D.E, Desviación estándar; M1T1, se refiere a tanques del módulo 1; M2T1, se refiere a tanques del módulo 2 y así sucesivamente.

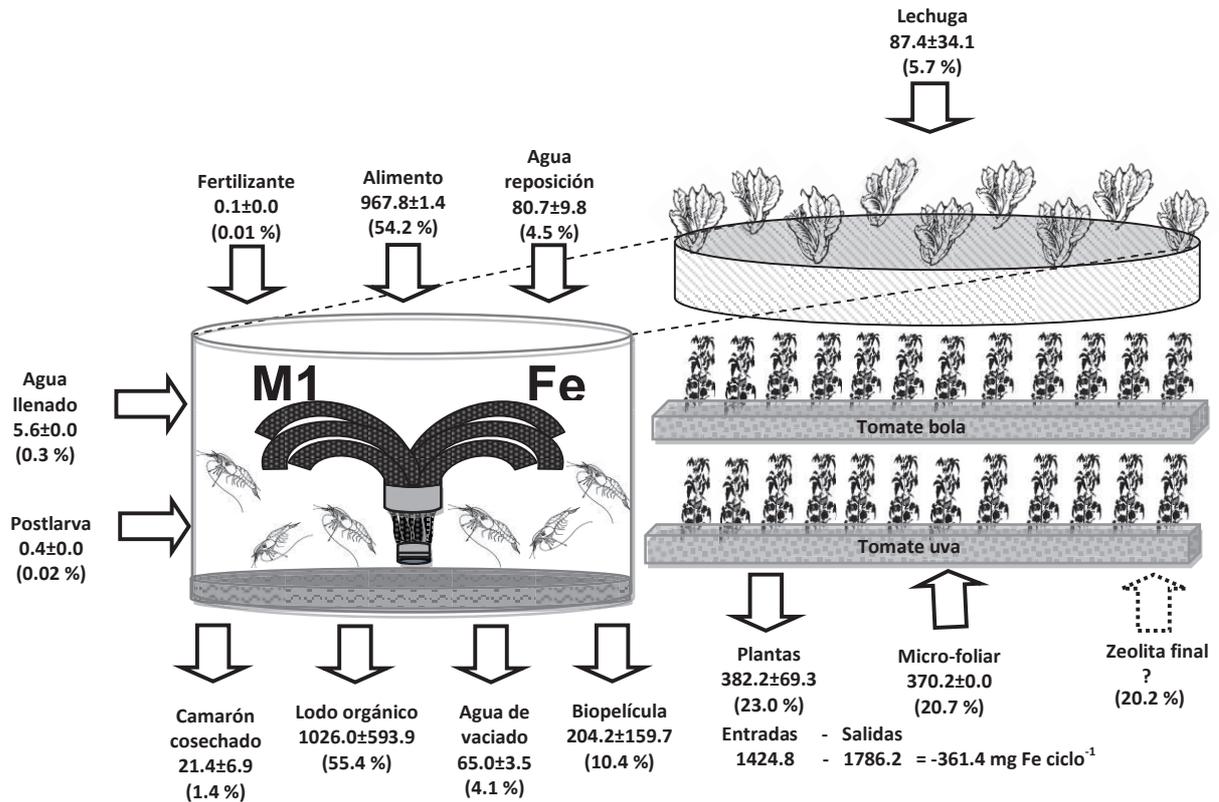


Fig. 28. Balance promedio de Fe en (Flujos en mg ciclo⁻¹) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

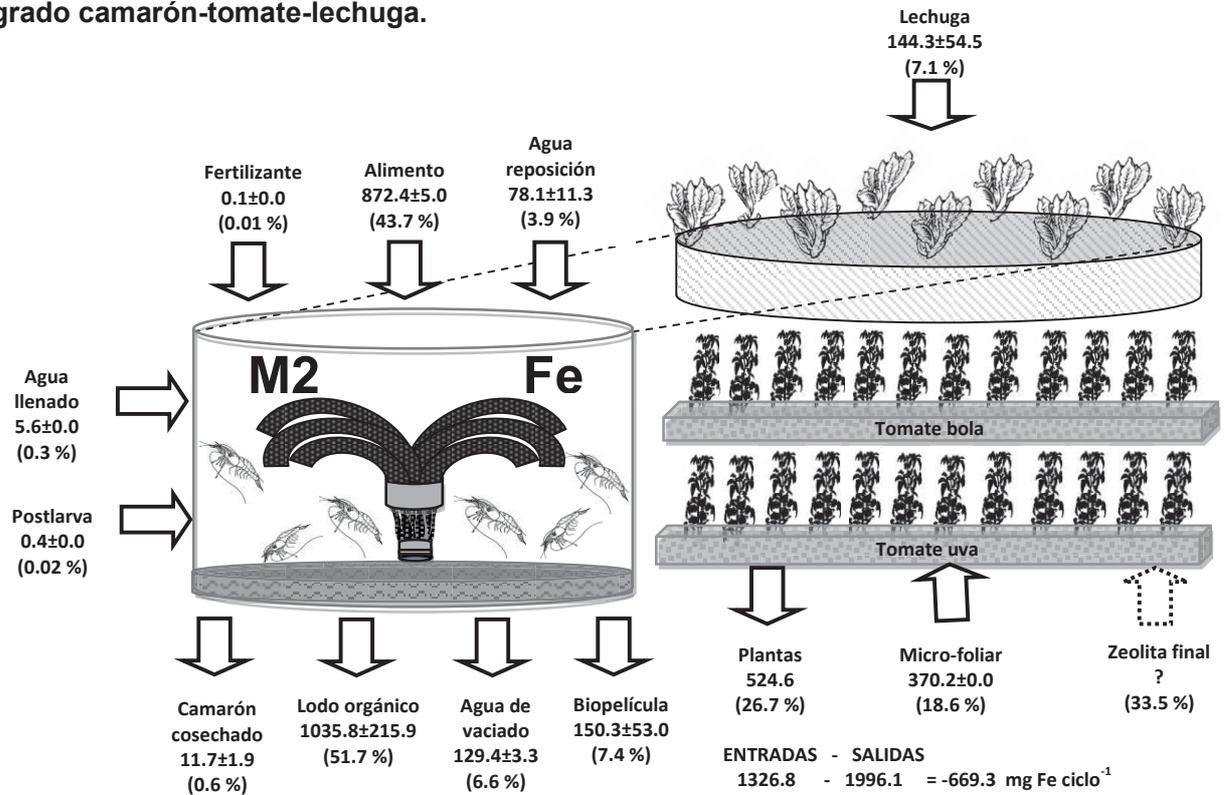


Fig. 29. Balance promedio de Fe (Flujos en mg ciclo⁻¹) en el módulo 2 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

Tabla 21. Balance de entradas y salidas de Mn en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga

Entradas Mn (mg ciclo ⁻¹)	M1T1	M1T2	M1T3	Promedio M1	D.E	M2T1	M2T2	M2T3	Promedio M2	D.E
Postlarva	0.0	0.0	0.0	0.010	0.0	0.0	0.0	0.0	0.010	0.0
Fertilizante	0.0	0.0	0.0	0.007	0.0	0.0	0.0	0.0	0.007	0.0
Agua llenado	0.6	0.6	0.6	0.6	0.0	0.6	0.6	0.6	0.6	0.0
Agua reposición	8.3	6.5	7.4	7.4	0.9	8.2	6.1	7.1	7.1	1.0
Alimento	160.5	160.8	161.0	160.8	0.2	144.0	145.7	145.0	144.9	0.8
Microfoliar	162.8	162.8	162.8	162.8	0.0	162.8	162.8	162.8	162.8	0.0
Salidas (mg ciclo⁻¹)										
Agua vaciado	18.1	18.4	18.1	18.2	0.2	21.7	13.9	15.5	17.0	4.1
Lodos orgánicos	112.6	125.8	211.4	150.0	53.6	220.6	136.3	269.1	208.6	67.2
Biopelícula	34.6	27.0	105.7	55.8	43.4	23.4	21.6	36.0	27.0	7.8
Cosecha camarón	4.7	3.0	5.1	4.3	1.1	1.9	1.8	2.3	2.0	0.3
Tomate bola	32.0	37.1	36.5	35.2	2.8	36.7	42.9	42.3	40.6	3.4
Tomate uva	24.0	27.1	29.8	27.0	2.9	29.7	30.2	34.6	31.5	2.7
Lechuga	43.4	89.4	13.8	48.8	38.1	23.3	42.7	16.9	27.6	13.4
Entradas-Salidas				-7.7					-39.0	

D.E, Desviación estándar; M1T1, se refiere a tanques del módulo 1; M2T1, se refiere a tanques del módulo 2 y así sucesivamente.

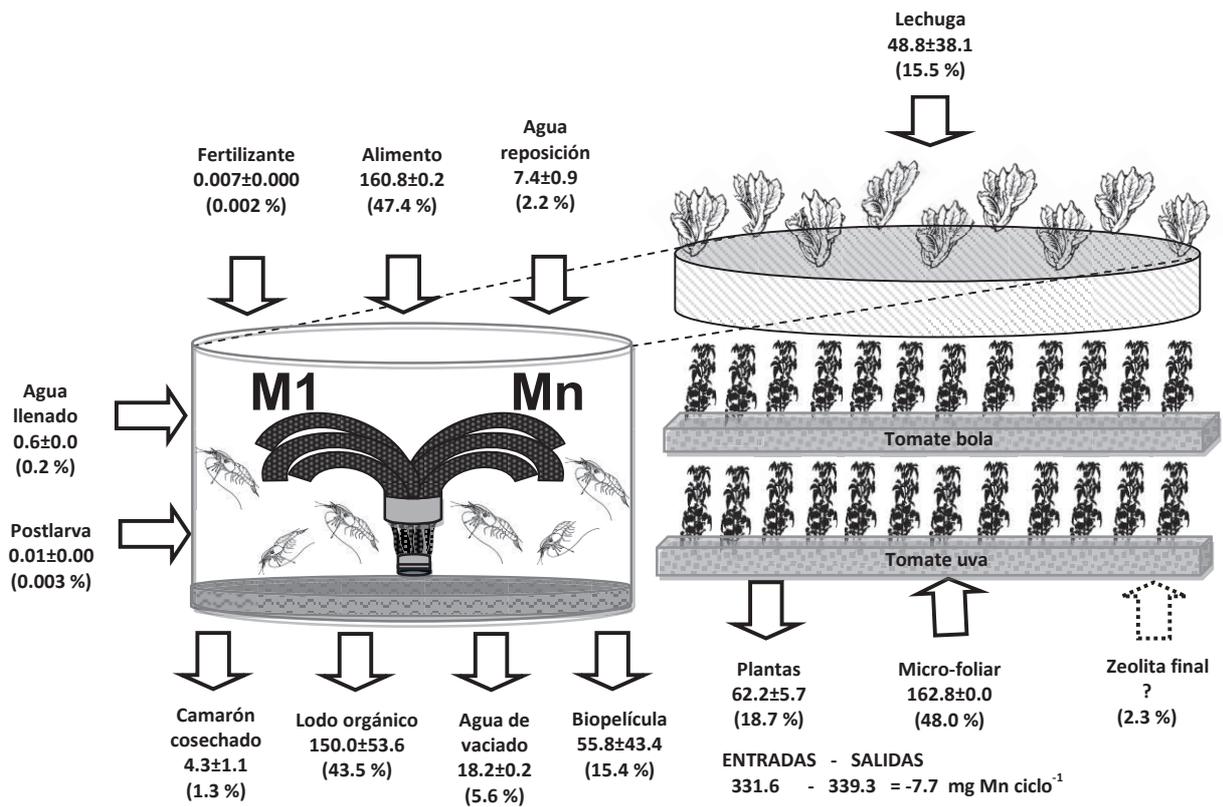


Fig. 30. Balance promedio de Mn (Flujos en mg ciclo⁻¹) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

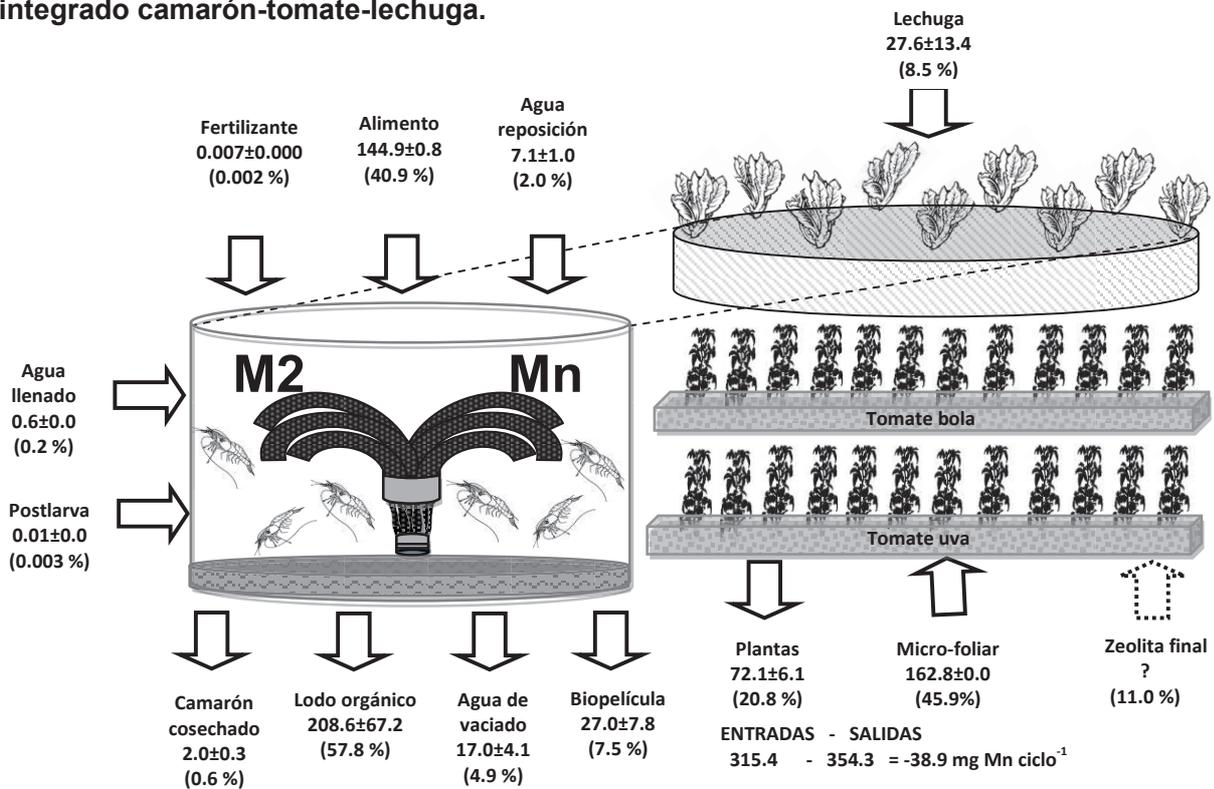


Fig. 31. Balance promedio de Mn (Flujos en mg ciclo⁻¹) en el módulo 2 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

Tabla 22. Balance de entradas y salidas de Cu en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga

Entradas Cu (mg ciclo ⁻¹)	M1T1	M1T2	M1T3	Promedio M1	D.E	M2T1	M2T2	M2T3	Promedio M2	D.E
Postlarva	0.0	0.0	0.0	0.002	0.000	0.0	0.0	0.0	0.002	0.000
Fertilizante	0.0	0.0	0.0	0.02	0.00	0.0	0.0	0.0	0.02	0.00
Agua llenado	1.7	1.7	1.7	1.7	0.0	1.7	1.7	1.7	1.7	0.0
Agua reposición	11.1	8.7	9.9	9.9	1.2	11.0	8.2	9.6	9.6	1.4
Alimento	129.2	129.4	129.5	129.4	0.2	115.9	117.2	116.6	116.6	0.7
Microfoliar	8.0	8.0	8.0	8.0	0.0	8.0	8.0	8.0	8.0	0.0
Salidas (mg ciclo ⁻¹)										
Agua vaciado	10.9	11.1	11.6	11.2	0.4	10.6	14.4	13.1	12.7	1.9
Lodos orgánicos	12.0	11.8	30.4	18.0	10.7	20.8	12.2	27.2	20.1	7.6
Biopelícula	1.2	0.6	2.3	1.3	0.8	1.1	0.7	1.0	0.9	0.2
Cosecha camarón	58.2	44.9	38.1	47.1	10.2	23.3	25.4	28.3	25.7	2.5
Tomate bola	7.9	8.2	8.2	8.1	0.2	11.5	11.0	11.9	11.5	0.4
Tomate uva	7.1	8.5	8.8	8.1	0.9	6.8	6.9	7.2	7.0	0.2
Lechuga	1.4	1.7	0.7	1.3	0.5	0.7	1.4	0.4	0.8	0.5
Entradas-Salidas				49.5					53.0	

D.E, Desviación estándar; M1T1, se refiere a tanques del módulo 1; M2T1, se refiere a tanques del módulo 2 y así sucesivamente.

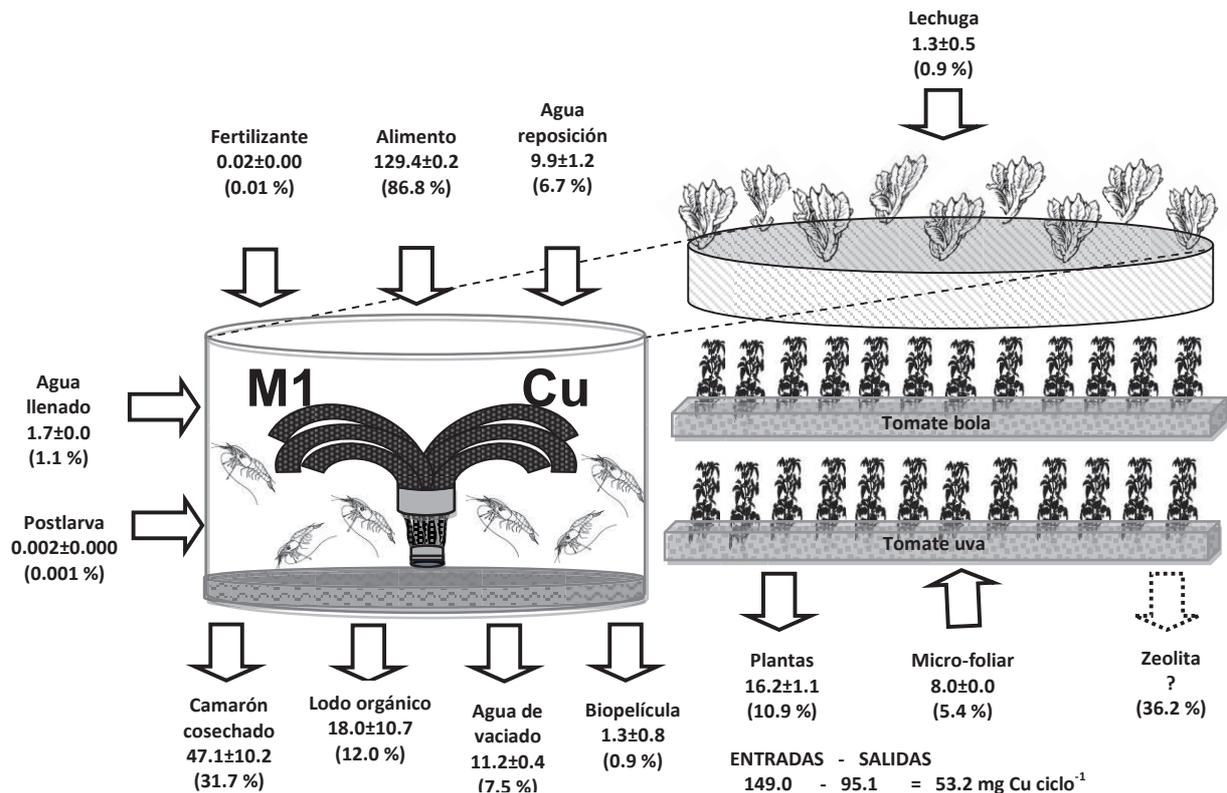


Fig. 32. Balance promedio de Cu (Flujos en mg ciclo⁻¹) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

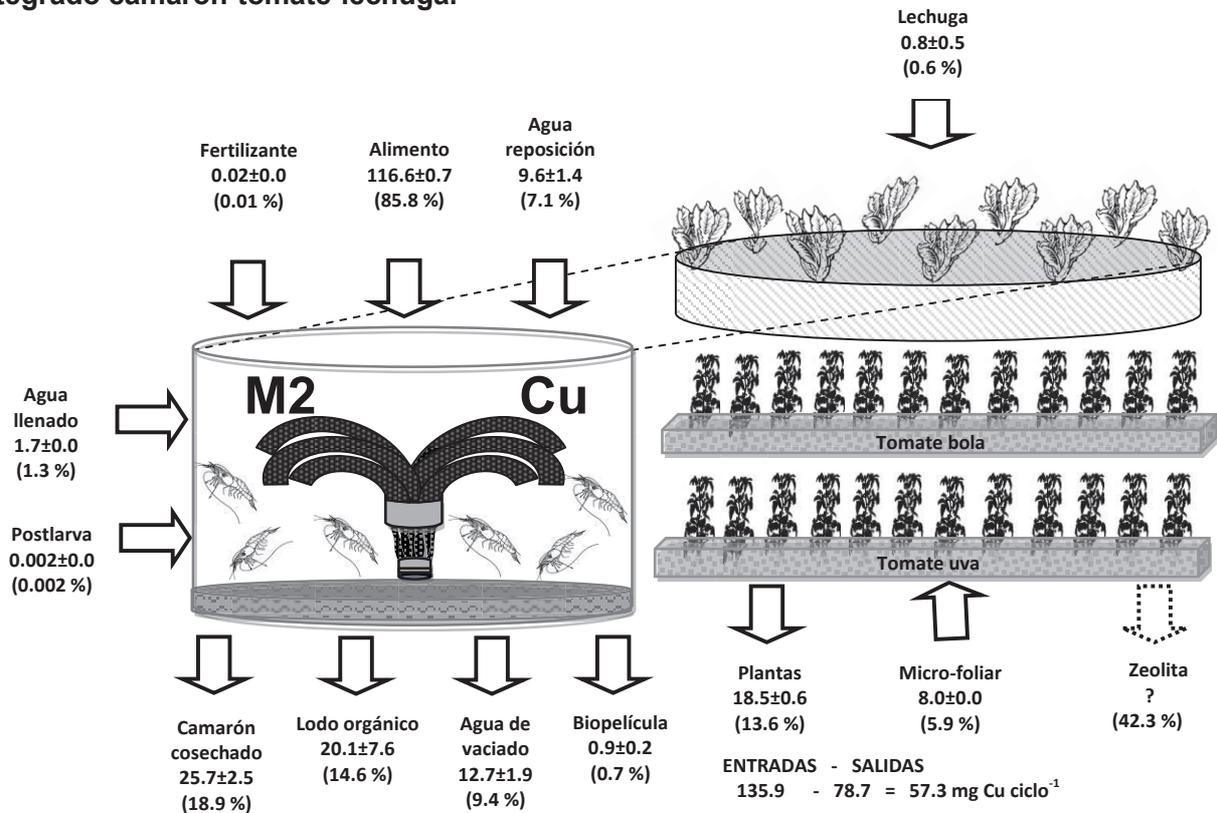


Fig. 33. Balance promedio de Cu (Flujos en mg ciclo⁻¹) en el módulo 2 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

Tabla 23. Balance de entradas y salidas de Zn en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga

Entradas Zn (mg ciclo ⁻¹)	M1T1	M1T2	M1T3	Promedio M1	D.E	M2T1	M2T2	M2T3	Promedio M2	D.E
Postlarva	0.2	0.2	0.2	0.2	0.0	0.2	0.2	0.2	0.2	0.0
Fertilizante	0.0	0.0	0.0	0.03	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
Agua llenado	9.4	9.4	9.4	9.4	0.0	9.4	9.4	9.4	9.4	0.0
Agua reposición	17.3	13.6	15.5	15.5	1.9	17.2	12.8	14.9	15.0	2.2
Alimento	800.2	801.7	802.6	801.5	1.2	718.2	726.4	722.7	722.4	4.1
Microfoliar	176.8	176.8	176.8	176.8	0.0	176.8	176.8	176.8	176.8	0.0
Salidas (mg ciclo ⁻¹)										
Agua vaciado	31.8	32.2	32.1	32.1	0.2	32.0	52.8	47.1	44.0	10.7
Lodos orgánicos	103.7	94.5	113.5	103.9	9.5	44.6	30.2	68.2	47.7	19.2
Biopelícula	3.2	3.6	9.4	5.4	3.4	3.0	18.9	3.5	8.5	9.0
Cosecha camarón	32.7	29.2	25.5	29.1	3.6	15.3	16.3	17.9	16.5	1.3
Tomate bola	40.1	44.2	44.4	42.9	2.4	74.8	80.9	81.5	79.1	3.7
Tomate uva	34.5	38.7	40.1	37.8	2.9	47.0	47.0	50.0	48.0	1.8
Lechuga	35.9	62.0	12.9	36.9	24.6	6.1	31.5	2.4	13.3	15.8
Entradas-Salidas	715.4					666.9				

D.E, Desviación estándar; M1T1, se refiere a tanques del módulo 1; M2T1, se refiere a tanques del módulo 2 y así sucesivamente.

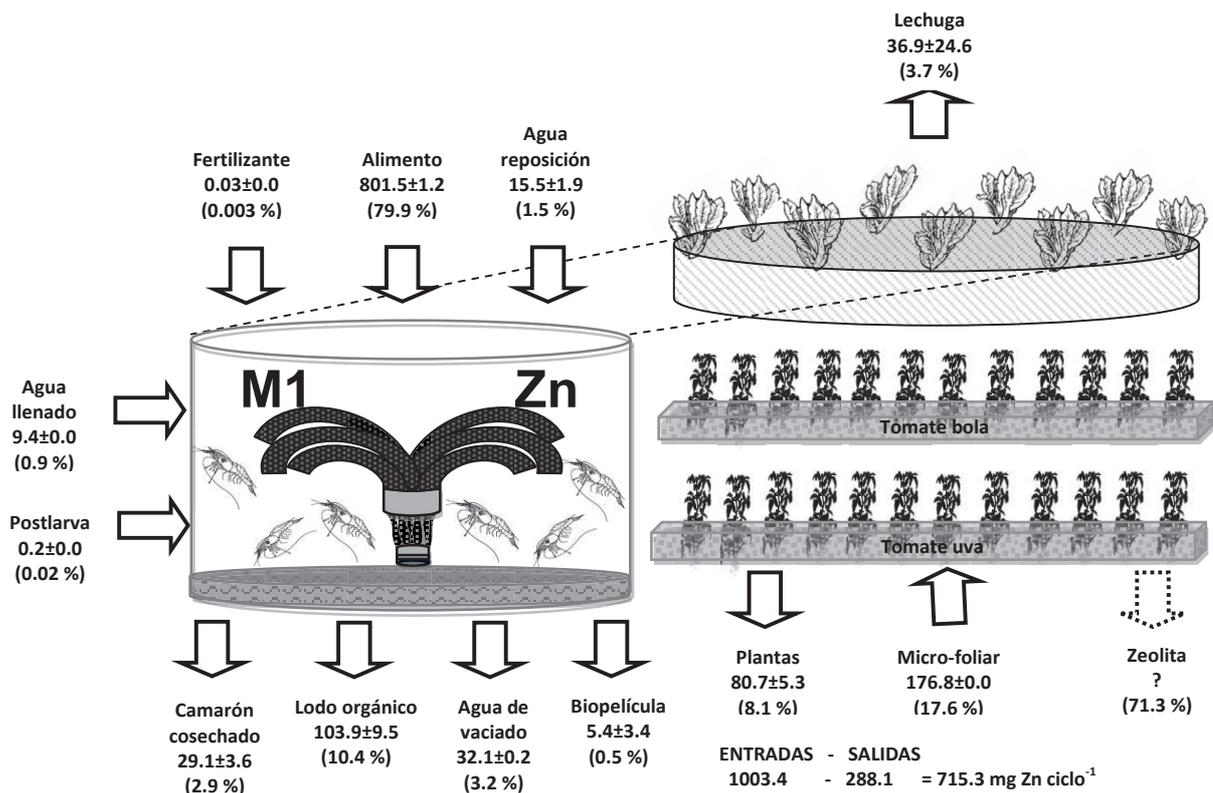


Fig. 34. Balance promedio de Zn (Flujos en mg ciclo^{-1}) en el módulo 1 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

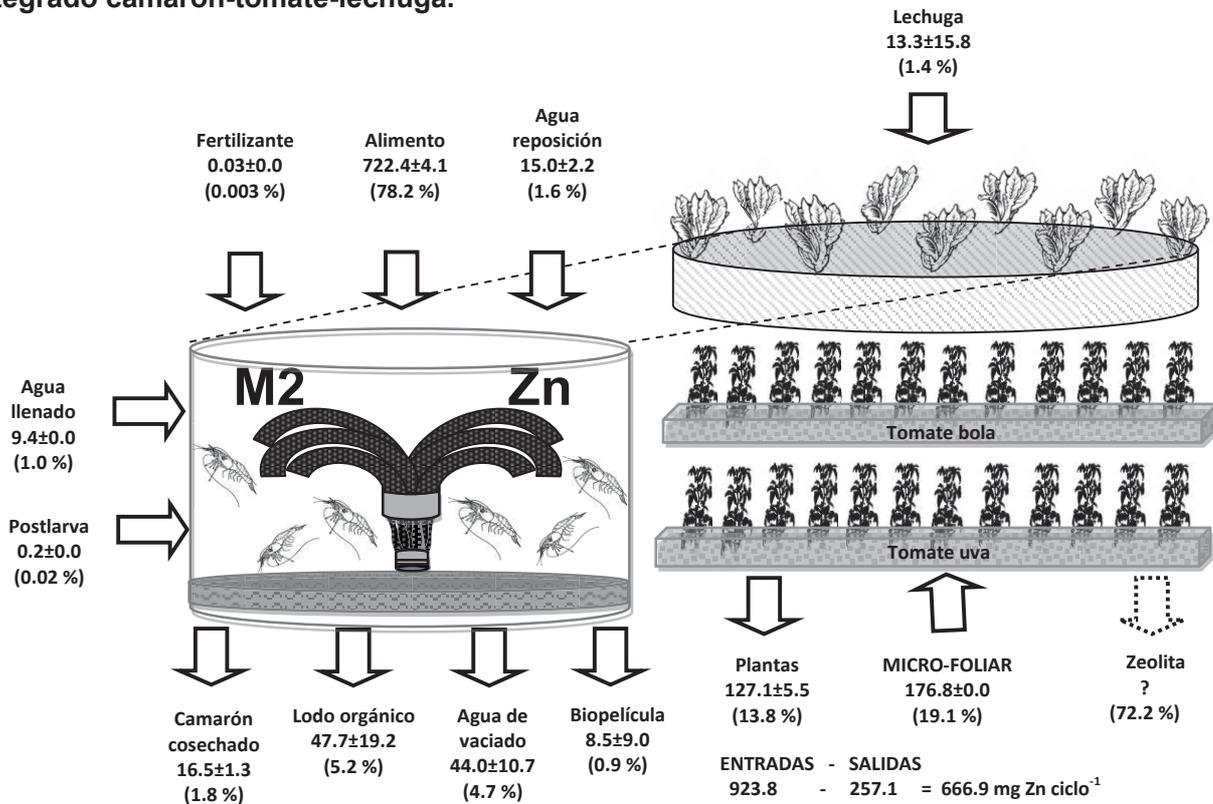


Fig. 35. Balance promedio de Zn (Flujos en mg ciclo^{-1}) en el módulo 2 del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

7.11. Balance de masas de Fe, Mn, Cu y Zn

El monitorear las concentraciones de los micronutrientes (Fe, Mn, Cu y Zn) dentro de un cultivo integrado (camarón-tomate), es de gran importancia para conocer cuantitativamente la eficiencia del sistema en cuanto a las fuentes de ingreso y egreso, además de la distribución de dichos elementos dentro del mismo. Al ser elementos esenciales tanto para el desarrollo del camarón como de las plantas en cultivo, la presencia de los micronutrientes es indispensable en este tipo de cultivos y es necesario identificar las principales fuentes de ingreso de estos, así como también las fuentes de egreso para conocer la demanda de los mismos y por otra parte su carga ambiental.

Existen algunos estudios como los de Epstein y Bloom (2004) y Kyrkby y Römheld (2007) en los cuales se menciona la función de los micronutrientes en el desarrollo de las plantas (**Tabla 2**). Existen también estudios que hacen énfasis en el papel que juegan dichos elementos en la fisiología del camarón y como una deficiencia o exceso de estos puede traer graves consecuencias en ambos cultivos (**Tabla 6**).

En este estudio se pudo observar que las principales fuentes de ingreso de micronutrientes al sistema se dieron a través del alimento, a su vez, aunque en menor cantidad la aplicación foliar y el agua de reposición constituyeron también una importante fuente de micronutrientes. Lo anterior, resalta la importancia de controlar las raciones de alimento durante el cultivo ya que un mal manejo en este puede traer efectos adversos. Del total de micronutrientes suplementados al cultivo, 54, 47, 87 y 80% en el módulo M1 y 44, 41, 86 y 78% en M2 para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente, fueron aportados por el alimento. Los micros aplicados foliarmente suministraron el 21, 48, 5 y 18% en M1 y 19, 46, 6 y 19% en M2 para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente, a su vez el agua de reposición contribuyó con menos del 10% para cada elemento.

Las fuentes de egreso de Fe, Mn, Cu y Zn se dieron principalmente a través de los lodos, las plantas de tomate y en el caso de Cu a través del camarón cosechado. El agua de vaciado aunque en menor proporción tuvo aportes importantes de dichos elementos también. En los balances de Fe y Mn las salidas

fueron mayores a las entradas, lo cual se debe a una fuente de aporte en entradas no identificado (surplus) y el cual corresponde al 20 y 34% en Fe y 23 y 11% en Mn para M1 y M2, respectivamente. Los aportes de Fe y Mn no identificados podrían estar asociados a fuentes externas como polvos y lluvias, otra alternativa es que la zeolita inicial pudo contener cantidades importantes de Fe y Mn que al momento de la recirculación del agua pudieron ser desprendidos e ingresar al tanque de cultivo de camarón. Para el caso del Cu y Zn las diferencias fueron del 36 y 42% para Cu y 71 y 72% para Zn en M1 y M2, respectivamente. Dichas diferencias están asociadas a fuentes de egreso no identificadas (surplus) como pueden ser: retención en la cama de Zeolita, pérdidas por infiltración y material adherido a las paredes del tanque.

En granjas tradicionales el agua restante enriquecida en nutriente al final de cada ciclo es descargada al ambiente y remplazada para el siguiente ciclo de cultivo. En este trabajo el agua de vaciado fue evaluada para conocer la cantidad de nutriente y determinar si era apta para su descarga. Se encontró que la cantidad total promedio generada de Fe, Mn, Cu y Zn en el agua de descarga fue de 65.0, 18.2, 11.2 y 32.1 mg ciclo⁻¹, respectivamente para M1, mientras que para M2 fue de 129.4, 17.0, 12.7 y 44.0 mg ciclo⁻¹ en el mismo orden. Los flujos anteriores expresados por una hectárea son del orden de 210, 60, 40 y 100 g ha⁻¹ ciclo⁻¹ para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente en M1, mientras en M2 son de 410, 50, 40 y 140 g ha⁻¹ ciclo⁻¹ en ese orden. Las concentraciones encontradas en el agua de vaciado (después de la cosecha de camarón-tomate y lechuga) fueron de 5.9±0.9 y 17.0±2.4 µg L⁻¹ en el módulo M1 para Cu y Zn, respectivamente, mientras que para el M2 fueron de 6.7±1.0 y 23.3±0.0 µg L⁻¹ en el mismo orden. Dichas concentraciones se encuentran por debajo de los límites máximos permisibles especificados para aguas residuales en la NOM-001-SEMARNAT-1996. Una alternativa para disminuir aún más e incluso eliminar la descarga de efluentes al ambiente mediante el agua de vaciado es la reutilización de esta misma para un nuevo ciclo de producción de lechuga y así consumir al cien por ciento los nutrientes y la cantidad de agua usada.

7. 12. Carga ambiental de Cu y Zn

Si bien es cierto, los oligoelementos como Fe, Mn, Cu y Zn no son contaminantes que se encuentren presentes en grandes cantidades en los efluentes de los estanques de camarón, sin embargo, se encuentran presentes de manera natural como componentes en el alimento, en los fertilizantes y otros aditivos (Boyd y Massaut, 1999; Tacon y Foster, 2003). Por lo regular, las granjas de camarón se desarrollan generalmente en áreas con fuentes no significativas de oligoelementos, por lo que su emisión en estas regiones puede ser relativamente importante. De los oligoelementos que por lo regular se encuentran presentes en los efluentes camaronícolas, son Cu y Zn de los más importantes a nivel de impacto ambiental, no solo por su presencia en el alimento y otros aditivos, sino también por su efecto tóxico para el fitoplancton y en el camarón a elevadas concentraciones (Bainy, 2000; Chen y Lin, 2001; Lee y Shiau, 2002).

La pérdida ambiental de Cu expresada en g ton^{-1} de camarón cosechado en este experimento fue de 53.3 ± 9.7 y 93.6 ± 12.6 $\text{g Cu ton}^{-1} \text{ ciclo}^{-1}$, para el M1 y M2, respectivamente. Por otro lado, considerando la biomasa total en el sistema integrado (camarón+tomate+lechuga) se generó una pérdida ambiental menor, siendo de 9.6 ± 1.6 y 15.7 ± 3.8 $\text{g Cu ton}^{-1} \text{ ciclo}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente. A su vez, la pérdida ambiental de Zn por unidad de producción (g ton^{-1} de camarón ciclo^{-1}) fue de 509.0 ± 50.3 y 768.7 ± 82.9 $\text{g Cu ton}^{-1} \text{ ciclo}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente. Tomando en cuenta la biomasa total producida (camarón+tomate+lechuga) en el sistema la carga ambiental de Zn fue de 94.5 ± 12.4 y 124.8 ± 18.3 $\text{g Cu ton}^{-1} \text{ ciclo}^{-1}$.

7.13. Factor de emisión

Tabla 24. Promedio de entradas y salidas de Cu expresado en g ha⁻¹ ciclo⁻¹ en el cultivo de *L. vannamei*. (+) adicionado al sistema; (-) perdida del sistema.

Muestra	Promedio de Cu (Lacerda <i>et al.</i> , 2006)	Este estudio M1	Este estudio M2
Agua de llenado (disuelto)	+108	+5.4	+5.4
Agua de llenado (particulado)	+143	+3.1	+3.8
Agua de reposición (disuelto)	+57	+31.5	+30.6
Agua de reposición (particulado)	+75	+8.3	+8.0
Promedio total de agua de entrada	+383	+48.3	+47.8
Alimento	+188	+412.1	+371.3
Fertilizante	+0.6	+0.06	+0.06
Encalado	+5.9	--	--
Promedio total de Cu por aditivos	+194.5	+412.2	+371.4
Recambio (disuelto)	+46	--	--
Recambio (particulado)	+24	--	--
Salida de efluente por drenaje	-99	-35.7	-40.5
Agua superficial 80% de volumen total	-40	--	--
Agua del fondo 20% de volumen total	-342	--	--
Promedio total de Cu en agua de egreso	-551	-35.7	-40.5
Exceso de Cu exportado a través del agua	-168	-1.2	-7.3
Promedio de Cu incorporado como biomasa de camarón	-12.8	-150.0	- 81.8
Cu disponible para sedimentación	+ 13.7	+274.8	+296.9

-- No aplica para el sistema; M1, módulo de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$; M2, módulo de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$

¹. Cálculos realizados con base a Lacerda *et al.* (2006).

Se calculó el factor de emisión de Cu, y se comparó con los datos de Lacerda *et al.* (2006). Dichos autores registraron un factor de emisión de 168 g Cu ha⁻¹ ciclo⁻¹, resultando mayor a los registrados en este estudio (1.2 y 7.3 g Cu ha⁻¹ ciclo⁻¹ para M1 y M2), tomando en cuenta solo la biomasa de camarón). Por otro lado, los promedios de Cu incorporado a la biomasa de camarón y el disponible para sedimentación fue mucho mayor en este estudio que el registrado por

Lacerda *et al.* (2006). Tomando en cuenta la biomasa total producida en el sistema integrado (camarón+tomate+lechuga) y la aplicación foliar de micronutrientes, el factor de emisión de Cu fue igual para el agua de egreso (1.2 y 7.3 g Cu ha⁻¹ ciclo⁻¹ para M1 y M2), sin embargo el Cu disponible para lodos orgánicos y el retenido en los tejidos no aprovechados de las plantas de lechuga y tomate fue de 280.9 y 307.1 g Cu ha⁻¹ ciclo⁻¹ para M1 y M2, respectivamente.

8. CONCLUSIONES

1. El desarrollo del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga tuvo resultados aceptables en cuanto al aprovechamiento del agua. El consumo de esta fue muy por debajo en comparación con granjas convencionales que incluyen monocultivos. El camarón cosechado a 120 días de cultivo alcanzó tallas de 9.1 y 11.0 g, el FCA fue de 1.5 y 2.2, y se tuvieron supervivencias de 90.1 y 46.8 %, a su vez, se obtuvieron rendimientos del orden de 6.1 y 3.8 ton ha⁻¹, para el módulo de 3000 y 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$, respectivamente, variables que son comparables con las de otros estudios con estanques de tipo comercial.
2. Con respecto a los rendimientos de tomate obtenidos con los distintos tratamientos se concluye que los regados con el efluente de 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ generaron mejores resultados (8.5±8.4 y 13.1±5.7 t ha⁻¹ para uva y bola, respectivamente) que aquellos irrigados con el efluente de 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (5.7±2.0 y 11.6±7.0 t ha⁻¹ para uva y bola, respectivamente), sin embargo, estos rendimientos resultaron más bajos que los registrados en los cultivos comerciales individuales.
3. Respecto a la producción del cultivo adicional de lechuga utilizado con el fin de disminuir las concentraciones de oligoelementos y optimizar la cantidad de agua de descarga se obtuvieron resultados promisorios. Las lechugas tratadas con 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ presentaron rendimientos mayores (16.6±12.0 y 12.2±7.1 t ha⁻¹ para orejona y romana, respectivamente) a las tratadas con 2000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (8.1±8.4 y 10.0±13.0 t ha⁻¹ para orejona y romana, respectivamente). Incluso, las primeras tuvieron un rendimiento comparable a las producidas con la solución nutritiva hidropónica.
4. Los parámetros físico-químicos monitoreados diariamente para evaluar la calidad del agua estuvieron dentro de los niveles óptimos propuestos por diversos autores. La temperatura del agua se presentó entre 21.1 y 33.3 °C a las 6:00 h y entre 23.3 y 35 °C a las 18:00 h, el pH varió entre 7.1 y 9.1 en la

mañana y tarde para el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ y entre 7.0 y 7.2 para el tratamiento de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$. No se presentaron niveles muy bajos de oxígeno disuelto ya que este fue suministrado constantemente a través de un aireador, manteniéndose entre 2.4 y 9.5 mg L^{-1} en la mañana y tarde para el módulo de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$ y entre 3.0 y 8.9 mg L^{-1} para el módulo de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ para las 6:00 y 18:00 h.

5. El volumen de agua utilizado en el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga para producir un kg de biomasa como camarón fue de 3.0 y $4.8 \text{ m}^3 \text{ kg}^{-1}$ para el módulo de 3000 y $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$, respectivamente. Al incluir la producción total o sea camarón + tomate + lechuga, el consumo disminuye considerablemente a valores de 0.49 y $0.67 \text{ m}^3 \text{ kg}^{-1}$.
6. De acuerdo a las concentraciones encontradas en las plantas de tomate así como de lechuga se evidencia que estas cubrieron sus necesidades nutricionales en cuanto a los cuatro micronutrientes estudiados (Cu, Zn, Fe y Mn), mismos que fueron añadidos desde las diversas fuentes en el sistema integrado, como son el alimento, la aplicación foliar, el agua de llenado, y los fertilizantes.
7. En la distribución de los oligoelementos estudiados se observó que Fe y Mn fueron mayormente concentrados en el exoesqueleto con un 42 y 44%, respectivamente, mientras que el Cu se asoció principalmente en el cefalotórax con un 46%, por su parte, el mayor porcentaje de Zn se encontró en el músculo con 42%.
8. La pérdida ambiental de Cu y Zn por tonelada de biomasa cosechada (9.6 ± 1.6 y $15.7 \pm 3.8 \text{ g Cu ton}^{-1} \text{ ciclo}^{-1}$; 94.5 ± 12.4 y $124.8 \pm 18.3 \text{ g Zn ton}^{-1} \text{ ciclo}^{-1}$ para M1 y M2, respectivamente) en el sistema camarón-tomate-lechuga se reduce de manera considerable en comparación con sistemas de monocultivo ya que los

nutrientes se aprovechan al máximo y por ende la carga de estos al ambiente es minimizada.

9. De acuerdo a los balances de los micronutrientes estudiados se puede concluir que la principal vía de ingreso de estos al sistema integrado ocurre a través del alimento siendo de 54, 47, 87 y 80 % para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente en el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$, mientras que para el tratamiento de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ fueron de 44, 41, 86 y 78 % para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente. La aplicación foliar de los cuatro oligoelementos también contribuyó de manera importante al sistema, con porcentajes de 21, 48, 5 y 18 % en el tratamiento de $3000 \mu\text{S cm}^{-1}$, mientras que en el tratamiento de $2000 \mu\text{S cm}^{-1}$ fueron de 19, 46, 6 y 19 % para Fe, Mn, Cu y Zn, respectivamente. Por otro lado, los lodos fueron la vía de egreso que secuestró la mayor parte de Fe, Mn y Zn, mientras que para Cu la principal ruta de egreso fue a través de la cosecha de camarón y las plantas.
10. En general este estudio demuestra que el sistema de cultivo integrado camarón-tomate-lechuga probado en este caso (25 camarones: 2.5 plantas de tomate: 1 lechuga) es viable en términos de producción y sustentabilidad ya que el efluente de camarón aporta los nutrientes requeridos por las plantas de tomate y lechuga para su crecimiento y producción. Esto se traduce en un mejor aprovechamiento del agua y una disminución considerable de la carga ambiental de Cu y Zn.
11. Se acepta la hipótesis planteada para este estudio debido a que los resultados obtenidos en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga con agua de baja salinidad en general fueron aceptables ya que se aprovecha de una manera más eficiente el agua, reduciendo la descarga de efluentes y contribuyendo con ello a la sustentabilidad de la acuicultura y la agricultura.

Recomendaciones

En general y en base a los resultados en este estudio, resulta evidente la necesidad de continuar las investigaciones del sistema de cultivo integrado camarón-tomate en diversas vertientes como son: (a) el análisis completo del valor nutricional de los productos generados con respecto a los controles o con respecto al camarón silvestre y al tomate y lechugas cultivadas tradicionalmente; (b) análisis microbiológico de las aguas y los productos cosechados; (c) mejorar los rendimientos obtenidos, particularmente los de tomate; (d) probar distintas proporciones de camarón: tomate: lechuga con el fin de optimizar los rendimientos; (e) probar distintos sustratos para las plantas de cultivo; (f) probar distintas salinidades y composiciones de aguas dulces que permitan mejores rendimientos.

Este tipo de cultivos integrados, acoplados o acuapónicos constituye una alternativa factible para el futuro de la agricultura y acuicultura debido a que se puede tener un mejor control de las variables y optimizar el manejo de los recursos para lograr mejores rendimientos y así evitar los problemas que hoy en día atraviesan las granjas comerciales, además, son sistemas amigables con el medio ambiente. Sin embargo, aún falta generar información y conocimiento sobre el tema.

9. BIBLIOGRAFIA

- Adriano, D.C. (2001). Trace Elements in the Terrestrial Environment. 2nd Edition. New York: Springer-Verlag 867 p.
- Adriano, D.C., Boal, N.S. Vangronsveld, J., Wensel, W.W. (2005). Heavy metals. p. 175-182. In: Encyclopedia of Soils in the Environment. Hillel, D. (Ed.). Amsterdam: Elsevier 2200 p.
- Araneda, M., Pérez, E. y Gasca, E. (2008). White Shrimp *Penaeus vannamei* culture in freshwater at three densities: Conditions state base on length and weight. *Aquaculture* 283: 13-18.
- Ardiansyah, S., Irawan, B., Soegianto, A. (2012). Effect of cadmium and zinc in different salinity levels on survival and osmoregulation of white shrimp (*Litopenaeus vannamei* Boone). *Marine and Freshwater Behaviour and Physiology* 45(4): 291-302.
- Baden, S.P., Neil, D.M. (1998). Accumulation of manganese in the haemolymph, nerve and muscle tissue of *Nephrops norvegicus* and its effect on neuromuscular performance. *Components Biochemical Physiology* 119A: 351-360.
- Bainy, A.C.D., (2000). Biochemical responses in penaeids caused by contaminants. *Aquaculture* 191: 163–168.
- 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 Oceanografía* 40 (2):109-115.
- Bambang Y, Thuet P, Charmantier-Daures M, Trilles JP, Charmantier G (1995). Effect of copper on survival and osmoregulation of various developmental stages of the shrimp *Penaeus Japonicus* Bate (Crustacea:Decapoda). *Aquatic Toxicology* 33:125-139.

- Boitel, F. Truchot, J.P. (1989). Effects of sublethal and lethal copper levels on hemolymph acid-base balance and ion concentrations in the shore crab *Carcinus maenas* kept in undiluted sea water. *Marine Biology* 103: 495–501.
- Boyd, C.E., Massaut, L., (1999). Risks associated with the use of chemicals in pond aquaculture. *Aquaculture Engineering* 20: 113-132.
- Boyd, C. E. (2001). Inland shrimp farming and the environment. *World Aquaculture* 32(1): 10-12.
- Boyd, C. E (2002) Standardize terminology for low-salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate* 5(5): 58-59.
- Boyd, C. A., Boyd C. E., Rouse D.B (2007). Potassium budget for inland, saline water shrimp ponds in Alabama. *Acuicultural Engineering* 36: 45-50.
- Boyd, C.E. (2009). Trace metals toxic at high concentrations. *The Global Aquaculture Advocate* 12(4): 24-26.
- Braaten, R. O., 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., A.L. Lawrence, J.R. Leung-Trujillo. (1994). The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on the interaction of IHHNV virus and salinity. *Aquaculture* 122:133–146.
- 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.
- 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.
- Carmo-Freitas, M., (1995). Elemental concentrations in the spinach reference material determined by K_o-Based INAA. *Journal of Analytical Chemistry* 352: 58-60.
- 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.
- Chen, J., Lin, C., (2001). Toxicity of copper sulfate for survival, growth, molting and feeding of juveniles of the tiger shrimp *Penaeus monodon*. *Aquaculture* 192: 55–65.
- Clifford III, C.H., (2000), *Manual de Operaciones de Super Shrimp*, p. 102.
- Collins, A., Russell, B., Walls, A., Hoang, T. (2005). *Inland Prawn Farming*. Queensland Department of Primary Industries and fisheries.
- Crespo, S. (1984). An in vitro study of the effects of zinc on osmoregulatory processes. *Marine Pollution Bulletin* 15:341-342.
- 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, 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 Quinta Roo, México.
- Davis, D.A., Saoud, I.P., Boyd, C.E., Rouse, D.B., 2005. Effects 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* 36: 403–406.
- Dediu, L., Cristea, V., Xiaoshuan, Z. (2012). Waste production and valorization in an integrated aquaponic system with bester and lettuce. *African Journal of Biotechnology* 11(9): 2349-2358.
- Deutsch L., Graslund S., Folke C., Troell M., Huitric M., Kautsky N., Lebel L. (2007). Feeding aquaculture growth through globalization: Exploitation of marine ecosystems for fishmeal. *Global Environmental Change* 17: 238-249.
- Eisler, R. (1981). *Trace Metal Concentrations in Marine Organism*. Pergamon Press, New York, NY, USA. pp. 687.
- Endut, A., Jusoh, A., Ali, N., Wan Nik, W.B., Hassan, A., (2009). Effect of flow rate on water quality parameters and plant growth of water spinach (*Ipomoea aquatica*) in an aquaponic recirculating system. *Desalination and Water Treatment* 5: 19–28.
- Epstein, E., A.J. Bloom, (2004). *Mineral Nutrition of Plants: Principles and Perspectives*. 2nd Edn., Sinauer Associates, Sunderland, pp: 400.
- Esparza-Leal, H.M., Ponce-Palafox, J.T., Aragón-Noriega, E.A., Arredondo-Figueroa, J.L., García Ulloa-Gómez, M., Valenzuela-Quifónez, W., (2010). Growth and performance of the whiteleg shrimp *Penaeus vannamei* (Boone) cultured in low-salinity water with different stocking densities and acclimation times. *Aquaculture Research* 41: 878–883.
- FAO (2004). Manejo sanitaria y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratorios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en América Latina. Documento Técnico de Pesca 450.
- FAO, (2012). <http://faostat.fao.org/site/339> (Marzo 26, 2012).
- Fast, A.W. (1992). Penaeid ultra intensive growth system. p. 391-398. In *Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Arlo W. Fast and L. James Lester (Editors). Amsterdam: Elsevier 862 p.
- Frías M. G., Voltolina, D., Osuna, J. I. (2001). Acute toxicity of cadmium, mercury and lead to whiteleg shrimp (*Litopenaeus vannamei*) postlarvae. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 67(4):580-586.

- Frías-Espéricueta, M.G., Voltolina, D., Osuna, J.I. (2003). Acute toxicity of copper, zinc, iron, and manganese and of the mixtures copper-zinc and iron-manganese to whiteleg shrimp (*Litopenaeus vannamei*) postlarvae. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 71:68–74.
- Frías-Espéricueta, M. G., Abad-Rosales, S., Nevárez-Velázquez, A., Osuna-López, I. Páez-Osuna, F., Lozano-Olvera, R., Voltolina, D. (2008). Histological effects of a combination of heavy metals on Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* juveniles. *Aquatic Toxicology* 89: 152-157.
- Graber, A., Junge, R. (2009). Aquaponic Systems: Nutrient recycling from fish wastewater by vegetable production. *Desalination* 246: 147–156.
- Hajek, B.F., Boyd, C.E. (1994). Rating soil and water information for aquaculture. *Aquacultural Engineering* 13: 115-128.
- Hao, X., Papadopoulos, A.P., Khosla, S., (2007). Development of a high-wire cucumber production system on raised-troughs with supplemental lighting for year-round production. *Acta Horticulturae* 761: 337–340.
- 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., Sandifer, 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. pp. 157-166.
- Industria Acuícola (2009). Producción de camarón de acuicultura en México durante el 2008. 5: 26-29 (www.industriaacuicola.com).

- Instituto de Acuicultura del Estado de Sonora, (2001). Directorio estatal de acuicultores, Secretaría de Desarrollo Económico y Productividad, Hermosillo, Sonora, México, pp.1-8
- Jansen, M., Groman, D. (1993). The effects of high concentrations of iron on impounded American lobster: a case study. *Journal of Aquatic animal Health* 5:155-156.
- Kargin, F., Dönmez, H., Çogun, Y. (2001). Distribution of heavy metals in different tissues of the shrimp, *Penaeus semiculatus* and *Metapenaeus monoceros* from the Iskenderun Gulf, Turkey: seasonal variations. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 66 (1): 102-109.
- Kirkby, E.A., V. Römheld. (2007). Micronutrients in plant physiology: functions, uptake and mobility. *Proceedings 543, The International Fertilizer Society, P. O. Box, York, YO32 5YS, United Kingdom.*
- Lacerda, L.D., Santos, J.A., Madrid, R.M. (2006). Copper emission factors from intensive shrimp aquaculture. *Marine Pollution Bulletin* 52(12): 1823-1826.
- 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* in: <http://www.oceandocs.org/handle/1834/1083> pagina consultada en agosto del 2010.
- Lee R., Escobar, H. (2000). *Manual de producción de lechuga lisa bajo invernadero*
- Lee, M., Shiau, S., (2002). Dietary copper requirement of juvenile grass shrimp *Penaeus monodon* and effects on non-specific immune response. *Fish and Shellfish Immunology* 13: 259–270.

- 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° 451, pp.1-6.
- Lyle-Fritch L.P., Romero-Beltrán E., Páez-Osuna, F. (2006). A survey on use of the chemical and biological products for shrimp farming in Sinaloa (NW Mexico). *Aquacultural Engineering* 35: 135-146.
- Mariscal-Lagarda, M.M., Esquer-Méndez, J.L., Páez-Osuna, F., (2010). Shrimp study uses low-salinity groundwater in Sonora, Mexico. *Global Aquaculture Advocate* 13 (3): 42–43.
- Mariscal-Lagarda, M. M., Páez-Osuna, F., Esquer-Méndez, J. L., Guerrero-Monroy, I., Romo del Vivar, A., Felix-Gastelum, R. (2012). Integrated culture of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) with low salinity groundwater: Management and production. *Aquaculture*. 366:367, 76-84.
- Maroto, J. (1989). *Horticultura Herbácea Especial*. 568 pp.
- McGraw, W.J., D.A. Davis, D. Teichert-Coddington, D.B. Rouse. (2002). Acclimation of *Litopenaeus vannamei* postlarvae to low salinity: Influence of age, salinity endpoint, and rate of salinity reduction. *Journal the World Aquaculture Society* 33 (1): 78–84.
- 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.
- Metcalf, R., Hedi, A. (1997). *Ingeniería de Aguas Residuales, Tratamiento, Vertido y Reutilización*, Ed. McGraw Hill, tercera edición, México, D.F., p. 1423.
- Miranda, F.R. Lima, R.N. Crisoóstomo, L.A. Santana, M.G.S. (2008). Reuse of inland low-salinity shrimp farm effluent for melon irrigation. *Aquacultural Engineering* 39:1–5.
- Miranda, A., Voltolina, D., Brambilla-Gómez., M.A., Frías-Espericueta, 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* 57(1): 1-7.
- Moody R., Lindstrom R. M. (1977). Selection and cleaning of plastic containers for storage of trace element samples. *Analytical Chemistry* 49 (14): 2265-2267.
- Montgomery, C.D. (2002). *Diseño y Análisis de Experimentos*, Segunda edición, ed. Limusa Willey, México, D.F. 686 pp.
- Morris, C. (1992). *Dictionary of Science and Technology*. San Diego, California: Academic Press, 2432 p.
- 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.
- NRC-CNRC (National Research Council Canada). (1994). *Lobster Hepatopancreas Reference Material for Trace Metal (TORT-2)*. Canadá. Disponible en: <http://www.nrccnrc.gc.ca>.
- Ocean Garden, (2003). <http://www.oceangarden.com/spanish/html/span.html>.
- Páez-Osuna, F. Ruiz-Fernández, A.C. (1995). Trace Metals in the Mexican Shrimp *Penaeus vannamei* from Estuarine and Marine Environments. *Environmental pollution* 87: 243-247.

- Páez-Osuna, F., Tron-Mayen, L. (1995). Distribution of Heavy Metals in Tissues of the Shrimp *Penaeus Californiensis* from the Northwest Coast of Mexico. *Environmental Contamination and Toxicology Bulletin* 55: 209-215.
- Páez-Osuna, F., Tron-Mayen, L. (1996). Concentration and Distribution of Heavy Metals in Tissues of Wild and Farmed Shrimp *Penaeus vannamei* from the Northwest Coast of Mexico. *Environment International* 22 (4): 443-450.
- 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 faro in north-western Mexico, *Marine Pollution Bulletin* 34: 290-297.
- Páez-Osuna, F. (2001a). The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects and mitigating alternatives. *Environmental Management* 28 (1): 131–140.
- Páez-Osuna, F. (2001b). *Camaronicultura y Medio Ambiente*, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448 p.
- Páez-Osuna, F., Ruiz-Fernández A.C. (2005). Environmental load of nitrogen and phosphorus from extensive, semiintensive, and intensive shrimp forms in the Gulf of California ecoregion. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 74: 681-688.
- Páez-Osuna, F., Ramírez-Reséndiz, G., Ruiz-Fernández, A.C., Soto-Jiménez, M.F. (2007). La contaminación por nitrógeno y fósforo en Sinaloa: flujos, fuentes, efectos y opciones de manejo. México: U.N.A.M., El Colegio de Sinaloa, 304 p.
- Pantarella, E., Cardarelli, M., Colla, G., Rea, E., Marcucci, A. (2012). Aquaponics vs. Hydroponics: Production and Quality of Lettuce Crop. *Acta Horticulturae*. 927 (28): 887-894.
- Papadopoulos, A.P., Demers, D.A., Thériault, J., (2002). The Canadian greenhouse vegetable industry with special emphasis on artificial lighting. *Acta Horticulturae* 580: 29–34.
- Ponce-Palafox, J.T., C.A. Martínez-Palacios, L.G. Ross. (1997). The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. *Aquaculture* 157:107–115.

- Rainbow, P.S., (1987). Heavy metals in barnacles. In: Southward, A.J. (Ed.), Barnacle Biology, Crustacean Issues 5. A.A. Balkema, Rotterdam, pp. 405–417.
- Rainbow, P.S., (1988). The significance of trace metal concentrations in decapods. In: Fincham, A.A., Rainbow, P.S. (Eds.), Aspects of Decapod Crustacean Biology. Symposia of the Zoological Society of London 59: 291–313.
- Rainbow, P.S., (1990). Heavy metal levels in marine invertebrates. In: Furness, R.W., Rainbow, P.S. (Eds.), Heavy Metals in the Marine Environment. CRC Press, Boca Raton, Florida, pp. 67–79.
- Rainbow, P.S., (1993). The significance of trace metal concentrations in marine invertebrates. In: Dallinger, R., Rainbow, P.S. (Eds.), Ecotoxicology of Metals in Invertebrates. Lewis Publishers, Chelsea, USA, pp. 3–23.
- Rainbow, P.S., (1996). Heavy metals in aquatic invertebrates. In: Beyer, W.N., Heinz, G.A., Redmon-Norwood, A.W. (Eds.), Environmental Contaminants in Wildlife: Interpreting Tissue Concentrations. Lewis Publishers, Boca Raton, pp. 405–425.
- Rainbow, P.S., (2002). Trace metals concentrations in aquatic invertebrates: Why and so what?. Environmental Pollution 120: 497-507.
- Rakocy, J.E., Losordo, T.M., Masser M.P., (1992). Recirculating aquaculture tank production systems: integrating fish and plant culture, Southern Regional Aquaculture Center 452: 1-6.
- Rakocy, J.E., Masser M.P., Losordo, T.M. (2006). Recirculating aquaculture tank production systems: Aquaponics-integrating fish and plant culture, Southern Regional Aquaculture Center 454.
- Ramírez, D., Sabogal, D., Gómez-Ramírez, E., Rodríguez-Caicedo, D. y Hurtado-Giraldo, H. 2009. Montaje y evaluación preliminar de un sistema acuapónico Goldfish-lechuga. Área de biología animal. Universidad Militar Nueva Granada. ISSN 1900-4699. 5:1 pp.154-170.
- Ray, W.M., Chien, Y.H. (1992). Effects of stocking density and age on tiger prawn, *Penaeus monodon*, nursery system. Aquaculture 104: 231-248.

- Reid, B, y Arnold, C.R. (1992). The intensive culture of the penaeid shrimp *penaeus vannamei* boone in a recirculating raceway system. *Journal of World Aquaculture Society* 23 (2): 146-153.
- Riley, J.P. (1989). Los Elementos más Abundantes y Menores en el Agua de Mar. In: *Introducción a la Química Marina*. Riley, J.P., Chester, R. (Eds). AGT Editor S.A. México, pp. 61-104.
- Resh, H.M. (2001). Cultivos hidropónicos. *Nuevas Técnicas de Producción*. Ed. Mundi-Prensa. Pg. 41-46 y 86-87.
- Roy, L.A., D.A. Davis, I.P. Saoud, and R.P. Henry. (2007). Effects of varying levels of aqueous potassium and magnesium on survival, growth, and respiration of the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, reared in low salinity waters. *Aquaculture* 262: 461–469.
- Ruelas-Inzunza, J., Páez-Osuna, F. (2004). Distribution and Concentration of Trace Metals in Tissues of Three Penaeid Shrimp Species from Altata-Ensenada del Pabellón Lagoon (S.E. Gulf of California). *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 72: 452-459.
- Ryder, E.J. (1979). Vanguard 75 lettuce. *Hortsci* 14: 284-286
- SAGARPA, (2012). *Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2011*. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. México. 311 pp.
- 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., 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, TM., 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.
- Samperio-Ruiz, G., (1999), *Hidroponia Básica*, ed. DIANA, México, D.F., 153 p.

- Samperio-Ruiz, G., (2000). Hidroponia Commercial. Ed. DIANA, México, D.F. 157 p.
- Sánchez-Martínez J.G. Aguirre-Guzmán G. y Mejía-Ruiz H. (2007). White spot syndrome virus in cultured shrimp: A review of *Aquaculture Resource* 38: 1339-1354.
- Saoud, I.P., D.A. Davis, and D.B. Rouse. (2003). Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture* 217:373–383.
- Schuer, A.M. (2003). Evaluation of biosecurity applications for intensive shrimp farming. *Aquacultural Engineering* 28: 3-19.
- SIAP, (2012). Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Siap.gob.mx. Gobierno Federal, SAGARPA. <http://www.siap.gob.mx/index.php> (Marzo 26, 2012). (En Español).
- 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* 37(2): 214-217.
- Sparks, D.L. (2005). Toxic metals in the environment: the role of surfaces. *Elements* 1(4): 193-197.
- Stern, S., H. Daniels, and E.L. Letellier. (1990). Tolerance of post larvae and juvenile *Penaeus vannamei* to low salinity. In *World Aquaculture '90*, Halifax, Nova Scotia, Canada, Ottawa, Canada. Abstract.
- Stewart N.T., Boardman G.D. y Helfrich L.A. (2006). Characterization of nutrient leaching rates from settled rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) sludge. *Aquacultural Engineering* 5: 166-178.
- Subramannian, S., Philip, R. (2012). Pharmacological level of copper induces the immune and antioxidant mechanisms of *Fenneropenaeus indicus* conferring better protection against White spot syndrome virus infection. *Aquaculture International* 20: 635-647.
- Tacon, A.G.H. (2002). Thematic review of feeds and feed management practices in shrimp aquaculture. Report prepared under the World Bank, NACA, WWF

and FAO consortium program on shrimp farming and the environment. Work in progress for public discussion. Publisher by the consortium. 69 p.

- Tacon, A.G.J., Forster, I.P., (2003). Aquafeeds and the environment: policy implications. *Aquaculture* 226: 181–189.
- Thi Anh, P., Kroeze, C., Bush, S.R., Mol, A.P.J., (2010). Water pollution by intensive brackish shrimp farming in south-east Vietnam: causes and options for control. *Agricultural Water Management*. 97: 872–882.
- Treece G.D. & Hamper L. (2000). Achieving environmentally friendly shrimp farming in Texas, USA. *World Aquaculture Magazine*, June, 49–53
- Tucker, C. S. and Boyd, C. E. (1985). Water quality. In *Water Quality (Channel Catfish Culture Ponds)*, ed. C. S. Tucker, *Developments in Aquaculture and Fisheries Science*. pp. 135-227
- Uresti-Pesina, R., García-Delgado, M.A., Reséndiz-Ramírez, Z., Bustos-Vázquez, G., Basanta Cornide, R., Padrón-Torres, E., Mata-Vázquez H., Cervantes-Martínez, J.E. (2007). Cultivo de Tomate Cherry en Sistema Hidropónico. *TURevista Digi.U@T* Febrero 2008. Vol. 2 Núm. 3 [Noviembre 24, 2012]. <<http://www.turevista.uat.edu.mx/>> Registro ISSN: 2007-1841.
- Unzueta-Bustamante M.L., Silveira-Cofficny R., Prieto A.A., Aguirre-Guzmán G., Vázquez-Juárez R. (2004). Susceptibility of *Litopenaeus schmitti* and *Cherax quadricarinatus* to white spot syndrome virus (WSSV). *Ciencias Marinas* 30: 537-545.
- 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, pp. 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, pp. 59-97.

- Van Wyk, P., Scarpa, J., (1999). Water Quality Requeriments 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.
- Villanueva, S, Botello, A.V. (1998). Metal pollution in coastal areas of México. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology* 157:53-94.
- 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, pp.70-84.
- Wang, J.K, (2003). Conceptual design of a microalgae-based recirculating oyster and shrimp system. *Aquacultural Engineering* 28: 37-46.
- Willie, S. y Berman, S. (1991). National Status and Trends Programs Fifth Round intercomparison exercise Results for Trace Metals in Marine Sediments and Biological Tissues. NOAA Technical Memorandum NOS ORCA 86: 386-543/25410.
- Wudtisin, I., Boyd, C.E., (2011). Possible potassium and magnesium limitations for shrimp survival and production in low-salinity pond waters in Thailand. *Journal of the World Aquaculture Society* 42: 766–777.
- Zendejas, H. J., (1999). Manual para la Alimentación y Manejo del Camarón, Purina, S.A de C.V., México, D.F., 20 p.
- Zweig, R.D., Morton, J.D., Stewart, M.M. (1999). Source Water Quality for Aquaculture. The World Bank, Washington, DC. 62 pp.

ANEXOS

PROCEDIMIENTO PARA LA PREPARACION DE LA SOLUCIÓN NUTRITIVA PARA LAS PLANTAS

La solución y compuestos que se mencionan a continuación son los utilizados en la Universidad Agraria La Molina en Perú para preparar la solución que les ha funcionado bien para distintos productos hortícolas.

Paso 1.

Preparar las soluciones concentradas A y B, de estas soluciones se tomarán los nutrientes para obtener una solución nutritiva con la que se podrán regar las plantas. La solución A contiene los siguientes nutrientes: N, P, K y Ca, mientras que la solución B se compondrá por: Mg, S, Cl, Fe, Mn, B, Zn, Cu y Mo.

La solución A se puede preparar con los siguientes fertilizantes y sus respectivas cantidades en gramos para obtener un volumen final de 5 L.

Fertilizante	g
Nitrato de potasio	550.0
Nitrato de amonio	350.0
Superfosfato triple	180.0

La solución B se aforará a 2 L con los siguientes compuestos recomendados:

Fertilizante	g
Sulfato de magnesio	220.0
Quelato de hierro	17.0
Solución de micronutrientes	400 ml

Paso 2.

Preparación de la solución de micronutrientes

Esta solución deberá prepararse para un volumen de 1 L con agregando lo siguiente:

Compuesto	g
Sulfato de manganeso	5.0
Ácido bórico	3.0
Sulfato de Zinc	1.7
Sulfato de cobre	1.0
Molibdato de amonio	0.2

Los compuestos anteriores se tienen que agregar de uno por uno en el orden que aparecen en agua destilada o hervida y aforando a 1 L, tomando 400 ml para agregarlos a la solución B.

Paso 3.

Preparación de la solución nutritiva para las plantas

Por cada litro de agua que se emplee se tienen que agregar 5 ml de la solución A y 2 ml de la solución B, se debe tener cuidado de agregar primero la solución A y mezclarla bien y posteriormente adicionar la solución B.

Si la solución nutritiva se emplea para regar las charolas de germinación, solo agregar 2.5 ml de la solución A y 1 ml de la solución B por cada litro de agua.

Con los compuestos y cantidades antes mencionados, en teoría las concentraciones de nutrientes resultantes son:

Nutriente	Concentración (mg/L)
K	210.0
N	190.0
Ca	150.0
S	70.0
Mg	45.0
P	35.0
Fe	1.0
Mn	0.5
B	0.5
Zn	0.15
Cu	0.10
Mo	0.05

****NOTA:** estas concentraciones ya incluyen las concentraciones de cada compuesto que puede traer el agua que se usa.