



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA
FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR



MAESTRÍA EN CIENCIAS EN RECURSOS ACUÁTICOS

**REMOCIÓN DE NUTRIENTES (N Y P) EN UN SISTEMA
ACUAPÓNICO UTILIZANDO *Salicornia bigelovii* EN CO-
CULTIVO CON CAMARÓN BLANCO *Penaeus vannamei* A
DIFERENTES NIVELES DE SALINIDAD**

T E S I S

Que para obtener el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS EN RECURSOS ACUÁTICOS

EN EL ÁREA DE DESARROLLO DE SISTEMAS PARA LA PRODUCCIÓN
SUSTENTABLE DE ORGANISMOS ACUÁTICOS

PRESENTA:

I.T.A. Imanol Jiroó Véliz Hernández

DIRECTORES DE TESIS:

Dr. José Cristóbal Román Reyes

Dr. Jesús Armando León Cañedo

Mazatlán, Sinaloa, julio del 2023.



Dirección General de Bibliotecas
Ciudad Universitaria
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios
C. P. 80010 Culiacán, Sinaloa, México.
Tel. (667) 713 78 32 y 712 50 57
dgbuas@uas.edu.mx

UAS-Dirección General de Bibliotecas

Repositorio Institucional Buelna

Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial
Compartir Igual, 4.0 Internacional



RESUMEN

La integración del cultivo de *Salicornia bigelovii* como agente biorremediador de la calidad de agua en la camaronicultura puede dar una solución a la problemática de la contaminación ambiental en ecosistemas costeros a causa del excesivo aporte de nutrientes por descargas residuales de las unidades de cultivo y otros procesos industriales de esta actividad. Debido a su halotolerancia, *S. bigelovii* puede ser una alternativa de cultivo para explotar el potencial agrícola de zonas áridas y suelos ensalitrados o incluso en lugares donde el agua dulce es un recurso limitante. El objetivo de este trabajo fue evaluar la eficiencia de remoción de nitrógeno (N) y fósforo (P) por *S. bigelovii* y la transformación de sus especies químicas en el co-cultivo de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) a 15, 25 y 35 unidades prácticas de salinidad (ups), implementando sistemas experimentales de acuaponía. Los resultados en producción de camarón a 15, 25 y 35 ups fueron: peso promedio (g) 9.8 ± 1.2 , 10.3 ± 1.4 , 9.3 ± 1.2 ; biomasa total (kg/tanque) 0.9, 1.8, 0.9; y supervivencia (%) 38, 70 y 40, respectivamente. Los resultados para *S. bigelovii* a 15, 25 y 35 ups fueron: peso promedio final (g), 273 ± 135 , 246 ± 166 y 83 ± 43 ; biomasa total (kg), 5.5 ± 0.8 , 4.7 ± 1.0 , 1.1 ± 0.1 ; supervivencia (%), 67 ± 11 , 63 ± 30 , 47 ± 11 , respectivamente, con diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.05$). Las concentraciones de nitrógeno amoniacal total (NAT) fueron: 14.3 ± 18.7 , 8.3 ± 10.4 , 10.2 ± 17.4 $\mu\text{g/L}$; nitritos (N-NO₂): 8.6 ± 6.8 , 9.7 ± 9.2 , 9.7 ± 8.6 $\mu\text{g/L}$; nitratos (N-NO₃⁻): 198 ± 146 , 373 ± 241 , 236 ± 104 $\mu\text{g/L}$ y nitrógeno total (NT): 549 ± 336 , 717 ± 345 , 516 ± 234 $\mu\text{g/L}$, encontrando diferencias significativas entre ellos ($p < 0.05$). Las concentraciones de ortofosfatos (P-PO₄⁻³) fueron: 1.4 ± 0.7 , 1.7 ± 0.9 , 1.6 ± 0.7 $\mu\text{g/L}$; y fósforo total (PT): 1.8 ± 1.0 , 2.2 ± 1.1 , 2.1 ± 1.1 $\mu\text{g/L}$, se encontraron diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.05$). Para determinar la capacidad de remoción de N y P por *S. bigelovii* y la Eficiencia del Uso de Nutrientes (NUE), se calcularon los porcentajes de Eficiencia de Remoción (ER) y la utilización eficiente para P y N. En la remoción, el biofiltro redujo las concentraciones de sólidos suspendidos totales (SST) y sólidos suspendidos volátiles (SSV) en dos tratamientos. Las plantas presentaron la mayor remoción de nitrógeno total (NT) para los tres tratamientos (20.6, 30.2 y 5.7 %), mientras que en todos los componentes hubo remoción de fósforo total (PT), pero en menor proporción. La eficiencia de uso de agua fue de 81% ($1.1 \text{ m}^3/\text{kg}$), 62% ($1.1 \text{ m}^3/\text{kg}$) y 48% ($2.9 \text{ m}^3/\text{kg}$) en cada tratamiento considerando la biomasa alcanzada mediante la integración de *P. vannamei* y *S. bigelovii*. La utilización eficiente para fósforo (NUE-P) evidenció un mejor aprovechamiento de P por *S. bigelovii* en salinidades de 15 y 25 ups (0.22 y 0.16 g/mg, respectivamente), mientras que la NUE-N fue sustancialmente mejor, con una eficiencia mayor en el uso del nitrógeno con 0.04 g biomasa/mg N para los 15 y 25 ups y 0.02 g biomasa/mg N para la de 35 ups. Este es el primer estudio integrando los cultivos de *P. vannamei* con la halófito *S. bigelovii*, con resultados prometedores para el uso de esta planta como organismo biorremediador de nutrientes y como una alternativa en zonas de fuerte presión hídrica para la producción simultánea tierra adentro de plantas y crustáceos en aguas marinas o salobres.

Palabras clave: Halófitas; Calidad del agua; Biorremediación; Sistemas de recirculación acuícola; Remoción; Eficiencia de utilización; Nutrientes.

ABSTRACT

The integration of the halophyte *Salicornia bigelovii* within a Pacific White shrimp aquaponic production might be promising, given its potential action as a biorremediator agent to improve water quality in shrimp aquaculture. This can bring solutions to reduce nitrogen and phosphorus pollution in coastal ecosystems by stopping the excessive effluents from this food industry to water bodies. The culture of *S. bigelovii* in arid zones, salty soils or water limited areas could be an excellent alternative because its high salt tolerance, increasing the use of these less suitable areas. The aim of this work was evaluating the removal efficiency of nitrogen (N) and phosphorus (P) by *S. bigelovii* and nutrient transformations in an aquaponic system with *P. vannamei* in three experimental aquaponic units at three different salinities (15, 25 and 35 psu). Shrimp production results (at 15, 25 and 35 psu, respectively) were: mean final weight (g) 9.8 ± 1.2 , 10.3 ± 1.4 , 9.3 ± 1.2 ; total biomass (kg/tank) 0.9, 1.8, 0.9; and survival (%) 38, 70 y 40. The yield of *S. bigelovii* at 15, 25 and 35 psu were: mean weight (g) 273 ± 135 , 246 ± 166 y 83 ± 43 ; biomass (kg), 5.5 ± 0.8 , 4.7 ± 1.0 , 1.1 ± 0.1 ; survival (%), 67 ± 11 , 63 ± 30 , 47 ± 11 , with significant differences among treatments ($p<0.05$). The levels of total ammonia nitrogen (N-TAN) were: 14.3 ± 18.7 , 8.3 ± 10.4 , 10.2 ± 17.4 $\mu\text{g/L}$; nitrites (N-NO₂⁻): 8.6 ± 6.8 , 9.7 ± 9.2 , 9.7 ± 8.6 $\mu\text{g/L}$; nitrates (N-NO₃⁻): 198 ± 146 , 373 ± 241 , 236 ± 104 $\mu\text{g/L}$ and Total Nitrogen (TN): 549 ± 336 , 717 ± 345 , 516 ± 234 $\mu\text{g/L}$, with significant differences among them ($p<0.05$). Levels of phosphates (P-PO₄⁻³) were: 1.4 ± 0.7 , 1.7 ± 0.9 , 1.6 ± 0.7 $\mu\text{g/L}$; and Total Phosphorus (TP) 1.8 ± 1.0 , 2.2 ± 1.1 , 2.1 ± 1.1 $\mu\text{g/L}$, with differences between treatments ($p<0.05$). To determine the N and P removal capacity by *S. bigelovii* and the nutrient use efficiency, the removal efficiency (ER) percentages and the efficient use for P and N (NUE-Nutrient Use Efficiency) were calculated. The biofilter reduced the concentrations of total suspended solids and volatile suspended solids (TSS and VSS) in two treatments. The plants showed the highest NT removal for the three treatments (20.6, 30.2 and 5.7%). The TP removal occurred in a lower proportion in all the components. The efficiency of water use was 81% ($1.1\text{ m}^3/\text{kg}$), 62% ($1.1\text{ m}^3/\text{kg}$) and 48% ($2.9\text{ m}^3/\text{kg}$) in each treatment considering the biomass achieved through the culture integration of *P. vannamei* and *S. bigelovii*. The efficient use for P (NUE-P) showed a better use of P by *S. bigelovii* in salinities of 15 and 25 psu (0.22 and 0.16 g/mg, respectively), while the NUE-N was substantially better, with a greater efficiency in the use of nitrogen with 0.04 g biomass/mg N for salinities of 15 and 25 psu and 0.02 g biomass/mg N for the 35 psu (seawater). This is the first study integrating a culture of *P. vannamei* with the halophyte *S. bigelovii*, with promising results for the use of this plant as a nutrient removal organism. This is the first study integrating *P. vannamei* cultures with the halophyte *S. bigelovii*, with promising results for the use of this plant as a nutrient removal organism and as an alternative in areas of high water pressure for the simultaneous production inland of plants and crustaceans in marine waters.

Keywords: Halophytes; Water quality; Bioremediation; Aquaculture recirculation systems; Removal; Utilization efficiency; Nutrients.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Autónoma de Sinaloa y Facultad de Ciencias del Mar, por haberme brindado sus instalaciones para poder llevar a cabo mi proyecto de tesis.

Al Programa de Posgrado en Ciencias en Recursos Acuáticos, por permitirme realizar mis estudios de maestría y lograr obtener el grado, además de brindarme las facilidades académicas y administrativas para lograrlo.

A la Universidad Politécnica de Sinaloa y a la Unidad Académica de Ingeniería en Tecnología Ambiental, por el apoyo brindado de uso de su Unidad de Monitoreo y Calidad Ambiental.

Al Programa de Fomento y Apoyo a Proyectos de Investigación (PROFAPI 2022) de la Universidad Autónoma de Sinaloa, por el financiamiento y apoyo brindado a través del proyecto con clave PRO_A7_045.

Al apoyo recibido por PROFAPI 2022 de la Universidad Autónoma de Sinaloa a través del proyecto con clave PRO_A7_013 titulado “Abundancia de especies potencialmente patógenas de *Vibrio* en cultivos masivos semicontinuos del rotífero *Proales similis*, alimentados con *Nannochloropsis* spp. y probióticos comerciales”.

Al programa de Ciencia Básica-CONACYT 2016, en su modalidad de “Apoyo a Iniciativas de Investigador Joven”, del proyecto con número de registro 288665.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por brindarme el apoyo económico para manutención de forma ininterrumpida durante el periodo de 2 años, mismo que fue clave para culminar mis estudios de posgrado y defender mi tesis de maestría.

A mis directores de tesis, Dr. José Cristóbal Román Reyes y Dr. Jesús Armando León Cañedo, por haberme apoyado y guiado en todo momento para el desarrollo y conclusión de esta tesis.

A mis sinodales y revisores de tesis, Dra. Carmen Cristina Osuna Martínez, Dra. Carolina Bojórquez Sánchez y Dr. Gustavo Alejandro Rodríguez Montes de Oca, por sus recomendaciones y aportaciones para el fortalecimiento del contenido de esta tesis.

A la M.C. Jessica Vianey Montoya Aldecoa, directora del Programa Académico de Ingeniería en Tecnología Ambiental de la Universidad Politécnica de Sinaloa, por facilitar las instalaciones para el proceso y preparación de las muestras, así como a las Dras. Magdalena Elizabeth Bergés Tiznado y Marcela G. Fregoso López, a la M.C. Suammy Gabriela Alarcón Silvas y a la M.E.C. Gloria Berenice Loaiza Aguilar, por su apoyo en los análisis de laboratorio.

A mis profesores, la Dra. Laura Beatriz Rivera Rodríguez, Dr. Raúl Pérez González, Dr. Francisco Antonio Flores Higuera, Dr. Joel Bojórquez Saucedo, Dra. Carmen Cristina Osuna Martínez, Dra. María del Rosario Pacheco, Dr. José Cristóbal Román Reyes, Dr. Luis Antonio Salcido Guevara, Dr. Juan Francisco Arzola González.

A L.I. Nérika Azucena Benítez Pardo, Dr. Guillermo Rodríguez Domínguez, Dr. Mario Nieves Soto, Dr. Manuel Eduwiges Trejo Soto y a todo el personal administrativo que hizo posible mi ingreso y estancia en el Posgrado en Ciencias en Recursos Acuáticos de la Facultad de Ciencias del Mar.

A los estudiantes del Programa de Servicio Social de la Facultad de Ciencias del Mar, Diego Rivera, Víctor Román, Daniela Velarde y Kevin Adams, y a los tesistas de la Licenciatura en Biología Pesquera, Luis Ángel Cristerna y Luz Isela Alcaraz, por su valioso apoyo en el trabajo de campo.

ÍNDICE

	Pág.
I. Introducción.....	1
1.1. Camarón blanco (<i>P. vannamei</i>).....	2
1.2. Impacto de la camaronicultura.....	3
1.3. Sistemas de Recirculación Acuícola.....	4
1.4. Acuaponía.....	6
1.5. Calidad del agua.....	8
1.6. Halófitas – <i>Salicornia bigelovii</i>	10
II. Antecedentes.....	13
2.1. Integración del cultivo de camarón con plantas.....	13
2.2. Integración camarón-plantas en sistemas RAS.....	15
2.3. Cultivo de Halófitas.....	17
2.4. <i>Salicornia bigelovii</i>	22
III. Planteamiento del problema.....	24
3.1. Preguntas de investigación.....	25
IV. Hipótesis.....	25
V. Objetivos.....	26
5.1. General.....	26
5.2. Particulares.....	26
VI. Materiales y métodos.....	27
6.1. Área de estudio.....	27
6.2. Diseño experimental.....	27
6.3. Cultivo de camarón.....	28
6.4. Cultivo de <i>Salicornia</i>	30
6.5. Calidad del agua.....	32
6.6. Remoción y eficiencia en el uso de los nutrientes.....	34
6.7. Análisis estadístico.....	35
VII. Resultados.....	36
7.1. Producción y zootecnia de camarón.....	36

7.2. Cultivo de <i>Salicornia bigelovii</i>	39
7.3. Monitoreo de la calidad del agua.....	41
7.3.1. Temperatura.....	41
7.3.2. pH.....	44
7.3.3. Oxígeno disuelto.....	46
7.3.4. Sólidos suspendidos totales y volátiles.....	48
7.3.5. Nitrógeno amoniacal total (NAT)	54
7.3.6. Nitritos (N-NO ₂ ⁻).....	56
7.3.7. Nitratos (N-NO ₃ ⁻).....	59
7.3.8. Nitrógeno total (NT)	62
7.3.9. Fósforo disuelto (P-PO ₄ ⁻³)	64
7.3.10. Fósforo total.....	67
7.4. Eficiencia de remoción de N y P.....	69
7.5. Eficiencia en uso de agua y nutrientes.....	72
VIII. Discusión.....	74
IX. Conclusiones.....	90
X. Literatura citada.....	95
XI. Anexo.....	114

LISTA DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1.	Unidad experimental de sistemas acuapónicos utilizando diferentes niveles de salinidad.....	28
Figura 2.	Mapa del Estero de Urías, zona de colecta de <i>S. bigelovii</i>	31
Figura 3.	Módulo experimental de sistemas acuapónicos para el cultivo de camarón-salicornia.....	32
Figura 4.	Peso inicial y final de <i>P. vannamei</i> cultivado a diferentes salinidades.....	38
Figura 5.	Crecimiento semanal de <i>P. vannamei</i> durante el ciclo de cultivo a diferentes salinidades.....	38
Figura 6.	Crecimiento semanal en talla de <i>S. bigelovii</i> durante el ciclo de cultivo a diferentes salinidades.....	41
Figura 7.	Comparación a través del tiempo de ejemplares de <i>S. bigelovii</i> en el módulo experimental de sistemas acuapónicos.....	41
Figura 8.	Variación de la temperatura semanal durante el día en el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> a diferentes salinidades.....	43
Figura 9.	Variación del pH semanal durante el día en el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> a diferentes salinidades.....	45
Figura 10.	Variación del oxígeno disuelto semanal durante el día en el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> a diferentes salinidades.....	47
Figura 11.	Variación semanal de niveles de SST durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento a diferentes salinidades.....	50
Figura 12.	Comparación de concentraciones promedio de SST en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	51
Figura 13.	Comparación de concentraciones promedio de SSV en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	52
Figura 14.	Variación semanal de niveles de SSV durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento.....	53
Figura 15.	Variación semanal de niveles de NAT durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento.....	55

Figura 16.	Comparación de concentraciones promedio de NAT en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	56
Figura 17.	Variación semanal de niveles de N-nitritos durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento.....	58
Figura 18.	Comparación de concentraciones promedio de N-nitritos en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	59
Figura 19.	Variación semanal de niveles de N-nitratos durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento.....	61
Figura 20.	Comparación de concentraciones promedio de N-nitratos en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	62
Figura 21.	Variación semanal de niveles de nitrógeno total durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento.....	63
Figura 22.	Comparación de concentraciones promedio de nitrógeno total en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	64
Figura 23.	Variación semanal de niveles de ortofosfatos durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento.....	66
Figura 24.	Comparación de concentraciones promedio de ortofosfatos en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	67
Figura 25.	Variación semanal de niveles de fósforo total durante el ciclo de cultivo <i>S. bigelovii</i> – <i>P. vannamei</i> por tratamiento.....	68
Figura 26	Comparación de concentraciones promedio de fósforo total en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento.....	69

LISTA DE TABLAS

		Pág.
Tabla I.	Escala para tipificar la cantidad de alimento remanente antes de cada ración.....	29
Tabla II.	Recomendación para ajustes de tasa de alimentación.....	29
Tabla III.	Variables de calidad del agua y frecuencia de monitoreo durante el ciclo de cultivo.....	33
Tabla IV.	Variables de producción postcosecha de <i>S. bigelovii</i> , obtenidas del ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades.....	40
Tabla V.	Temperaturas registradas durante el ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades y horas del día.....	42
Tabla VI.	Valores de pH registrados durante el ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades y horas del día.....	46
Tabla VII.	Valores de oxígeno disuelto registrados durante el ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades y horas del día.....	48
Tabla VIII.	Concentración y remoción de nutrientes en el sistema acuapónico a diferentes salinidades.....	71
Tabla IX.	Eficiencia en el uso de agua y nutrientes a partir de monocultivos de camarón y salicornia, y su integración en un sistema acuapónico a diferentes salinidades.....	72

I. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es una industria que ha logrado con éxito cultivar, bajo condiciones físicas y ambientalmente controladas, una amplia variedad de organismos acuáticos de interés comercial. Actualmente, esta actividad provee cerca del 50% de la producción mundial de pescados y mariscos y debido a la creciente demanda de productos marinos, se espera que la producción acuícola incremente al 60%, superando a la actividad pesquera (FAO, 2020). Según los registros actuales, en 2020 la producción acuícola alcanzó un récord total de 122.6 millones de toneladas con un valor de 281.5 miles de millones de dólares, creciendo más rápidamente que cualquier otro sector productivo de alimentos de origen animal en el mundo, perfilándose como el principal medio para la obtención de alimentos para consumo humano en el futuro (Troell *et al.*, 2017; FAO, 2020). La producción acuícola, por volumen, está integrada principalmente por un número reducido de especies. Solo 20 especies representan el 83.6% de la producción total, de las cuales el cultivo de camarón es la actividad económica que ha mostrado un mayor desarrollo con una tasa anual de crecimiento del 6.6% desde 1970 (Martínez-Córdova *et al.*, 2009; FAO, 2020).

México ocupa el séptimo lugar como productor mundial de camarón, de acuerdo con cifras actuales de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, alcanzando en 2021 una producción total nacional de 485,351 toneladas, incluyendo producción por captura (270,807 ton) y acuicultura (214,546 ton), lo que posiciona al camarón como el producto más importante del sector pesquero del país. Los estados de Sinaloa y Sonora son las entidades con mayor desarrollo de la camaronicultura, y representan el 45% (96,606 ton) y el 43% (91,912 ton) de la producción nacional, respectivamente, durante el mismo año (SAGARPA, 2017; CONAPESCA, 2021).

México tiene grandes ventajas con las cuales puede seguir posicionándose como uno de los principales países de América y del mundo en producción acuícola, particularmente en el cultivo de camarón. Cuenta con amplias superficies de tierra costera con una línea de costa de aproximadamente 11,543 km, un área de 236,000 ha no aptas para la agricultura ni la ganadería, pero disponibles para la acuicultura y un clima adecuado en gran parte de su

territorio para la actividad acuícola de especies de gran interés comercial, como el camarón blanco *Penaeus vannamei* (Páez-Osuna *et al.*, 2003; Malagrino *et al.*, 2008).

1.1. Camarón blanco (*P. vannamei*)

El camarón blanco (*P. vannamei*) es una especie de crustáceo decápodo perteneciente a la familia de los peneidos cuyo origen son las aguas marinas y estuarios, pero que debido a su naturaleza estenoica ha sido capaz de adaptarse a diferentes ambientes y soportar un amplio intervalo de salinidades, que van desde aguas dulces (<0.5 ups) hasta aguas hipersalinas (>50 ups), es nativo de las costas del Pacífico oriental (desde México hasta el Perú), se desarrolla sin problemas a altas densidades, posee una gran adaptabilidad en cautiverio, rápido crecimiento, tiene una buena aceptación para su consumo y se cotiza a buen precio en el mercado mundial (Saoud *et al.*, 2003; Martínez-Córdova *et al.*, 2009).

Debido a su gran adaptabilidad a diferentes ambientes y condiciones, el camarón blanco ha sido una de las especies de mayor importancia económica en el sector acuícola y los sistemas de cultivo en ambientes costeros y continentales empleando diferentes salinidades (marina, salobre y de baja salinidad) como una estrategia para contrarrestar el impacto de enfermedades infecciosas, así como también diferentes técnicas y sistemas controlados con el fin de aumentar la bioseguridad en los cultivos, alcanzando un gran éxito en la industria durante los últimos 20 años (Boyd, 2002; Fierro-Sañudo *et al.*, 2020).

El cultivo de camarones se puede llevar a cabo en una amplia gama de salinidades, cuando se emplean agua salobre, agua de baja salinidad y agua dulce, los iones principales juegan un papel importante y crítico. En las respuestas fisiológicas de los peneidos eurihalinos, los factores ambientales considerados con mayor influencia son la temperatura y la salinidad, ya que estos provocan efectos biológicos de gran complejidad. La especie de camarón blanco *P. vannamei*, es conocida por habitar en un amplio intervalo de salinidades por lo que exhibe un patrón de regulación hiperosmótico cuando estas son bajas (<26 ups) y un patrón de regulación hiposmótico en altas (>26 ups), con un punto isosmótico entre 25–26 ups. Se ha mencionado que la regulación osmótica de un organismo es mínima cuando el medio externo y los fluidos corporales están en equilibrio; además de que bajo condiciones isosmóticas es posible cultivar el máximo número de organismos, sin embargo, cuando las

condiciones son opuestas, el individuo realiza un mayor gasto energético y esto puede afectar su crecimiento debido al estrés generado y una baja asimilación de nutrientes (Díaz *et al.*, 2001; Gong *et al.*, 2004). Varios autores indican que las concentraciones de los diferentes iones mayoritarios y sus proporciones iónicas tienen un mayor peso en la supervivencia y el crecimiento que la salinidad del agua de cultivo (Davis *et al.*, 2002). Bajo este contexto, Davis *et al.* (2002, 2004); Boyd y Thunjai (2003), McNevin *et al.* (2004) y Collins *et al.* (2005) indican que las concentraciones mínimas para un cultivo exitoso de camarón en agua dulce y baja salinidad deben ser de 40, 20 y 30 mg L⁻¹ de potasio, magnesio y calcio, respectivamente. En este sentido, es conocido que la proporción iónica de los constituyentes de las aguas marinas es constante debido a la naturaleza conservativa de los principales elementos, por lo que cuando esta se mezcla con aguas dulces, la concentración disminuye, pero la proporción se mantiene, caso contrario con las lagunas costeras y estuarios en donde la influencia de las escorrentías y aportes naturales y antropogénicos de diversos iones modifica dicha proporción cuando estas se mezclan con las aguas marinas, cambiando así su composición química (Millero, 2006).

1.2. Impacto de la camaronicultura

Aunque se tienen beneficios socioeconómicos, las malas prácticas de manejo en la industria camaronícola han propiciado la presencia y brotes de enfermedades que han causado bajas en la producción de camarón en años anteriores, así como el descontrolado aporte de nutrientes y el exceso de materia orgánica provenientes de las descargas residuales y productos químicos en el agua, que conllevan una serie de problemáticas ambientales que ponen en riesgo el equilibrio de los ecosistemas costeros en donde se practica dicha actividad. Además, existe un significativo impacto en la biodiversidad debido a la dependencia de la captura de organismos para producción de alimento, la explotación de humedales, las áreas perdidas de manglar y la contaminación causada por las emisiones de las granjas acuícolas (Páez-Osuna, 2001; Rodríguez-Valencia *et al.*, 2010; Bohnes y Laurent, 2021).

Para la industria camaronícola convencional, cada vez es más complicada la regulación de las fuentes de agua, el control de las descargas de desechos, el cumplimiento de las medidas de salubridad, los sobrecostos en energía, la mala gestión del suministro de

alimento y la ineficiencia en el uso de los nutrientes, lo que genera pérdidas económicas significativas que ponen en riesgo la subsistencia de las personas que se dedican o están relacionadas con esta actividad (Timmons *et al.*, 2009).

Debido a estas preocupaciones e irregularidades, en muchos casos la camaronicultura aún no es considerada una actividad sustentable, ya que no cumple a cabalidad con los tres ejes del desarrollo sostenible (social, económico y ambiental). Esto está impulsando a la acuicultura convencional a optar por nuevas formas de cultivo que den soluciones prácticas a la problemática de la gestión y contaminación ambiental. Entre las alternativas, se encuentran los sistemas de recirculación acuícola o también conocidos como RAS (“recirculating aquaculture systems”, *por sus siglas en ingles*) y los cultivos integrados que proporcionan una mayor facilidad en su manejo y condiciones controladas, lo que permite beneficios en términos de mercadeo, calidad y disponibilidad de productos e insumos, que hacen de los RAS mucho más atractivos (Martínez-Córdova *et al.*, 2009; Mendiola-García, 2015; Troell *et al.*, 2017).

1.3. Sistemas de Recirculación Acuícola (RAS)

De acuerdo con Timmons *et al.* (2009), un sistema de recirculación para acuicultura SRA es la tecnología que permite el cultivo de peces a mayor intensidad en un ambiente totalmente controlado. Los peces se crían en tanques en las condiciones más seguras posibles, pudiendo protegerse dentro de una construcción cerrada para controlar el ambiente aéreo. El agua circula a través del sistema y solamente un pequeño porcentaje de agua es remplazado diariamente (~1%).

Los RAS se clasifican, entre los diferentes tipos de sistemas de la acuicultura, como sistemas cerrados que son eficientes en la producción de cultivo de peces y otras especies acuáticas, tales como el camarón. Esta técnica que puede manejarse de manera intensiva o híper-intensiva, brinda un mayor control y manejo de los factores ambientales, lo que permite obtener producciones durante prácticamente todo el año. Estos sistemas se caracterizan por contar con métodos mecánicos y biológicos complejos, que dan tratamiento al agua en recirculación. Esto permite reducir el uso de recursos gracias a la reutilización del agua después de un proceso de eliminación de sólidos, filtración biológica y en algunos casos con

procesos de desgasificación y desinfección para una mayor inocuidad (Trasviña-Moreno *et al.*, 2007; Pfeiffer y Wills, 2011; Mendiola-García, 2015).

Para el apropiado funcionamiento de un RAS, éste debe disponer de un sistema de tratamiento de las aguas residuales (efluentes) para su posterior reutilización. Según Metcalf y Eddy (1996), por su origen las aguas residuales presentan en su composición diferentes elementos que se pueden resumir como: componentes suspendidos, finos, gruesos y sedimentables (inorgánicos y orgánicos), y componentes disueltos (orgánicos e inorgánicos). De acuerdo a lo anterior, un sistema RAS debe ser capaz de remover tanto los sólidos suspendidos y sedimentables, así como compuestos tóxicos presentes en la fracción disuelta. Para ello, con base a procesos físicos, químicos y biológicos el sistema aplica tratamientos primarios, secundarios y terciarios.

En este sentido, en un tratamiento primario el principal objetivo es el de remover aquellos contaminantes que pueden sedimentar, como por ejemplo los sólidos sedimentables y algunos suspendidos o aquellos que pueden flotar como las grasas. Entre las opciones de este tipo de tratamientos se encuentra la sedimentación primaria a través de clarificadores (tanques tipo tambor, tubos de sedimentación, pantallas, mayas, telas, espumas, entre otros) o ciertos tipos de tratamientos de tipo físico-químico como complemento de la filtración mecánica. Los tratamientos secundarios se basan en procesos físicos y biológicos encaminados a remover la materia orgánica expresada como la demanda biológica de oxígeno (DBO) que escapa de un tratamiento primario. En este tratamiento se dan las condiciones adecuadas para facilitar y acelerar la descomposición natural a través de organismos descomponedores ya sea en condiciones aerobias o anaerobias según sea requerido (Van Wyk, 1999).

El tratamiento terciario, incluye procesos biológicos basados en tanques o contenedores que incluyen sustratos específicos y condiciones favorables que permiten la fijación bacteriana para remover/transformar compuestos nitrogenados no deseados mediante procesos de oxidación (nitrificación). Este proceso permite un reacondicionamiento del agua, mejorando la calidad de la misma para ser reutilizada nuevamente (Timmons *et al.*, 2009).

Una de las técnicas utilizadas para facilitar la descomposición de los lodos orgánicos generados por los desechos de los peces y detritus, es la remineralización aerobia, la cual

implica la utilización de procesos de descomposición biológica en presencia de oxígeno para enriquecer de minerales y nutrientes presentes en la fracción particulada. En este método, los lodos orgánicos se exponen a condiciones aerobias favorables para el crecimiento de microorganismos aeróbicos heterotróficos, como bacterias y hongos, que descomponen la materia orgánica presente en los lodos. Estos microorganismos consumen los compuestos orgánicos y liberan nutrientes y minerales durante su metabolismo (Avnimelech, 2007).

Los RAS pueden desarrollarse a escalas económicamente efectivas con una mayor productividad por unidad de área y/o volumen que cualquier otro sistema acuícola convencional. Su implementación, de manera general, requiere menos del 1% de la superficie de la tierra. Estos sistemas son considerados ambientalmente sostenibles, por la capacidad de regular los efluentes de descarga residual al medio y la gestión de los recursos, ya que el manejo de un RAS permite ahorrar entre el 90 y 99% del recurso hídrico en comparación con los cultivos tradicionales, al reducir e incluso eliminar el recambio de agua (Schoor, 2003; Burford *et al.*, 2004; Hargreaves, 2006; Ebeling y Timmons, 2012; Avnimelech, 2014).

1.4. Acuaponía

Un sistema acuapónico es la integración de cultivos acuícolas y agrícolas, surge de la combinación entre un RAS con un sistema hidropónico, definiendo a la hidroponía como el cultivo de plantas, flores y hortalizas sin suelo, utilizando sustratos inertes o soluciones nutritivas preparadas (Samperio-Ruíz, 2000; Rakocy, 2012). En la hidroponía son utilizadas varias técnicas de cultivo tales como; camas de sustrato inerte, técnica de flujo profundo (DWC, *por sus siglas en inglés*), y una de las más utilizadas, la técnica de película nutritiva o NFT (Nutrient Film Technique, *por sus siglas en inglés*). En esta última, se recircula una capa de solución nutritiva alrededor de las raíces de las plantas en crecimiento para proporcionar agua, nutrientes y aireación, y se cultivan en series paralelas alineadas en canales de polietileno; el agua que fluye alrededor de las raíces, por gravedad, llega a un colector y la devuelve a un tanque ubicado debajo del nivel del suelo (Graves, 1983). Los sistemas NFT se utilizan regularmente para cultivos a corto plazo con sistemas radiculares pequeños como la lechuga, hierbas aromáticas y verduras de hoja, y los canales de

crecimiento pueden ser de formas rectangulares, cuadradas o circulares, orientadas horizontal o verticalmente (Niu y Masabni, 2022).

El principio básico de la acuaponía radica en la optimización y aprovechamiento de los recursos por cada una de las partes que se desean producir en el sistema. Solo una fracción del alimento (25-30%) utilizado en la acuicultura se metaboliza e incorpora como biomasa, mientras que el resto (excreción, alimento no consumido y diluido) genera un agua rica en nutrientes, misma que es utilizada como fertilizante líquido para la producción de cultivos hidropónicos que pueden ser comercializados, lo que representa un ingreso adicional para los productores, generando un beneficio tanto económico como ambiental (Alarcón-Silvas, 2013; León-Cañedo, 2013). El uso de plantas como agentes biorremediadores es una práctica efectiva para la disminución de los nutrientes y la carga orgánica de los efluentes de la acuicultura, reduciendo la concentración de compuestos contaminantes que pueden ser tóxicos para los organismos en cultivo, como el camarón blanco en este caso. Esta interacción biológica crea una relación simbiótica entre ambos organismos, favoreciéndose mutuamente (Diver, 2006; Graber y Junge, 2009; Timmons *et al.*, 2009; Rakocy, 2012). De manera general, los sistemas de acuaponía son una variante de los sistemas RAS y por tal motivo guardan similitudes en sus componentes funcionales, tales como; la unidad acuícola, las unidades de filtración mecánica y biológica; el sistema de recirculación de agua y la inyección de oxígeno constante. Sin embargo, algunas de las diferencias que tienen los sistemas de acuaponía es que cuentan con una unidad de remoción de compuestos nitrogenados mediante la generación de biomasa como plantas, y algunos de ellos cuentan con sistemas de desgasificación y/o de mineralización de los lodos orgánicos que constantemente son generados durante el ciclo de producción (Rakocy *et al.*, 2006). En este sentido, estos desperdicios sólidos, en caso de no ser removidos, podrían liberar gases tóxicos al acumularse y descomponerse por medio de bacterias anaeróbicas dentro del tanque de los peces, y podrían por otra parte, alcanzar a las raíces de las plantas, y taparlas impidiendo así, una correcta absorción de los nutrientes. En algunos sistemas de acuaponía, estos sólidos son retirados cada determinado tiempo para evitar su acumulación y problemas asociados con esto. Sin embargo, una fracción importante de nutrientes se encuentra asociada a los lodos orgánicos, por lo que algunos sistemas cuentan con un tanque mineralizador mediante

procesos aeróbicos con el fin de recuperar parte de dichos nutrientes y puedan ser reutilizados por las plantas en el sistema, además de disminuir la carga ambiental hacia los ecosistemas receptores por la descarga de estos mismos (Somerville, *et al.*, 2014; León-Cañedo *et al.*, 2017; 2019; 2023; Alarcón-Silvas *et al.*, 2021).

1.5. Calidad del agua

En los sistemas RAS y de acuaponía, mantener la calidad del agua en los sistemas de cultivo es de vital importancia para asegurar un óptimo y satisfactorio crecimiento de los organismos y, está en función de las características naturales y de la actividad antropogénica aledaña, por lo tanto, esta debe ser monitoreada constantemente durante todo el ciclo las principales variables de calidad del agua que inciden directamente son la temperatura, pH, salinidad, oxígeno disuelto, nitrógeno (total, amoniacal total, nitritos y nitratos) y fósforo total y en ortofosfatos (Ramírez-Rochín *et al.*, 2017).

En los sistemas de acuaponía, los organismos acuícolas son una parte fundamental, ya que de estos y su actividad biológica depende el funcionamiento y equilibrio de los anteriores. La calidad del agua afecta directamente su salud y bienestar, por lo que parámetros como la concentración de oxígeno disuelto, pH, temperatura y niveles de amoníaco y nitrito deben ser monitoreados y controlados para garantizar un ambiente adecuado para los peces. El agua limpia y bien oxigenada es esencial para su crecimiento, reproducción y resistencia a enfermedades (Rakocy *et al.*, 2006). A su vez, en la acuaponía, el agua rica en nutrientes proveniente de los desechos de los organismos acuícolas se utiliza para alimentar las plantas cultivadas en el sistema. La calidad del agua influye directamente en la disponibilidad y la forma de los nutrientes para las plantas. Parámetros como los niveles de nitratos, fosfatos, hierro y otros micronutrientes deben ser adecuados para el crecimiento y desarrollo saludable de las plantas. Además, el agua debe estar libre de sustancias tóxicas o contaminantes que puedan dañar las raíces o los tejidos de las plantas (Love *et al.*, 2015).

La calidad del agua influye en la eficiencia del ciclaje de nutrientes como N y P. En este sentido, una adecuada nitrificación, donde las bacterias convierten el amoníaco tóxico en nitrito y luego en nitrato, es esencial para proporcionar los nutrientes necesarios para las plantas (Kumar *et al.*, 2005).

En los sistemas de producción acuícola hay una acumulación de nutrientes, especialmente en los sistemas de recirculación semicerrados o cerrados de poco o nulo recambio de agua. La mayoría de los nutrientes acumulados como los compuestos de nitrógeno (N) y fósforo (P), se encuentran en el agua debido al alimento no metabolizado o exceso de este (Hargreaves, 2006). En sistemas de bajo recambio de agua, una carga sustancial de N se excreta en el agua en forma de amonio, como producto final del catabolismo proteico de los organismos cultivados. Otra carga considerable es el nitrógeno ligado orgánicamente como constituyente de heces y alimento no consumido que se hunde hasta el fondo del estanque (Hargreaves, 2006). En cuanto al fósforo, el incremento de las concentraciones de ortofosfatos es lo esperado porque, a diferencia del amonio, el fósforo no se pierde en la atmósfera y la eliminación a través del recambio de agua es prácticamente inexistente (Da Silva *et al.*, 2013).

En los RAS y en los sistemas acuapónicos, la reconversión de los compuestos nitrogenados es primordial. El nitrógeno amoniacal total (NAT), conformado por amonio (amonio ionizado, NH_4^+) y amoniaco (amonio no ionizado, NH_3^-) degrada rápidamente la calidad del agua en el sistema de cultivo, causando efectos negativos en los organismos (Camargo y Alonso, 2007). La proporción de amonio y amoniaco se encuentra en equilibrio en el agua en función de la salinidad, la temperatura y el pH (Timmons *et al.*, 2009). La especie química más tóxica y por ende de mayor interés es el amoniaco (NH_3^-), por ser una molécula pequeña y lipofílica (afinidad por las grasas o lípidos), con la capacidad de penetrar a través de las membranas de las células branquiales con mayor facilidad. Mientras que, el amonio por ser una molécula lipofóbica (sin afinidad a los lípidos), se convierte en una sustancia impermeable a las membranas de las células, considerándose menos tóxica (Camargo y Alonso, 2007; Timmons *et al.*, 2009). El amonio es transformado mediante el proceso microbiano de nitrificación, que consiste en la conversión/oxidación del amonio ionizado y no ionizado hasta nitritos (NO_2^-) en una primera reacción oxidativa llevada a cabo por bacterias conocidas como *Nitrosomonas*. Posteriormente, se presenta una segunda reacción oxidativa en la cual bacterias del género *Nitrobacter*, realizan una conversión de los nitritos hasta nitratos (NO_3^-) (Martínez-Córdova *et al.*, 2009). En los sistemas de acuaponía los biofiltros son usados con el propósito de promover dicho proceso, lo que permite

mantener concentraciones estables del NAT (Zohar *et al.*, 2005; Gutierrez-Wing y Malone, 2006). Los nitratos son las formas de nitrógeno menos tóxicas para la mayoría de los organismos cultivados (Camargo y Alonso, 2007), ya que en ambientes marinos concentraciones entre 120 – 150 mg/L son tolerables para la mayoría de estos. Mientras que el amoníaco y los nitritos son tóxicos para los peces y organismos marinos, con valores de concentraciones letales medias (CL₅₀) a partir de 0.5 mg N-NH₃⁻/L (Hargreaves, 2006).

Es importante mencionar que, los fenómenos ácido-base involucran la pérdida y aceptación de iones H⁺, y en las aguas salobres y marinas los valores de pH son cercanos a 8, es decir, básicos, con poca variabilidad a través del día; esto sucede gracias al sistema amortiguador dióxido de carbono-carbonatos (CO₂ – HCO₃⁻ – CO₃²⁻) en el agua (Manahan, 2007; Ramírez-Rochin *et al.*, 2017). Al aumentar los procesos biológicos en el sistema, como la respiración y la fotosíntesis, el pH tiende a incrementarse, esto sucede también por el aumento de nutrientes en los tanques; a pH básico, la especie del nitrógeno más estable es el amoníaco (amonio no ionizado, NH₃⁻), y al acumularse en los camarones, afecta negativamente los procesos fisiológicos que tienen que ver con la reproducción, osmorregulación, ciclo de muda, crecimiento, entre otros (Ramírez-Rochin *et al.*, 2017). Los organismos cultivados asimilan entre 10 y 35% del N y P aportado por el alimento comercial, respectivamente. El resto tiende a acumularse como N y P orgánico o inorgánico disuelto, así como nutrientes en fracción particulada en el estanque acuícola, siendo el alimento no consumido y los desechos metabólicos sus principales causas. Cabe señalar que, la asimilación de nutrientes en los organismos acuáticos puede variar según la especie, el tamaño, la etapa de desarrollo y las condiciones ambientales (Holby y Hall, 1991; Briggs y Fvng-Smith, 1994; Timmons *et al.*, 2009).

1.6. Halófitas – *Salicornia bigelovii*

Alrededor del 43% del área total del planeta está conformado por zonas áridas y desérticas. Arabia Saudita, Norte de África, Brasil y México son los principales países que presentan este tipo de áreas a gran escala (San Pietro, 1982). En el norte de México, las escasas precipitaciones, el agotamiento de las fuentes de recursos hidrológicos y la alta salinidad de los suelos representan una limitante para el desarrollo de la agricultura (Ortega

y Castellanos, 1995). La salinización de los suelos tiene efectos adversos en el crecimiento de las plantas debido al estrés iónico y osmótico, reduciendo el rendimiento de la mayoría de los cultivos convencionales (Munns y Tester, 2008). La afectación salina en los suelos abarca más de 1.1 mil millones de hectáreas, y cada año, 1.5 millones de hectáreas son descartadas para la producción agrícola debido al incremento en la salinidad (Wicke *et al.*, 2011; Hasanuzzaman *et al.*, 2013). Desde el 2014, el 20% de las tierras de cultivo agrícola fueron afectadas por altas concentraciones de sal. Además, se prevé que el cambio climático acelere las implicaciones de la salinidad debido al incremento de las inundaciones por el aumento global del nivel del mar en regiones costeras y por los cambios en los patrones de precipitación global (Hossain, 2010; Jia *et al.*, 2019). Esto, junto con un esperado aumento en la población mundial de aproximadamente 9,700 millones de habitantes para el año 2050, y como consecuencia, una mayor demanda en la producción de alimentos (ONU, 2019).

A partir de la necesidad de explotar el alto potencial agrícola de zonas áridas, se han llevado a cabo investigaciones que demuestran que las plantas halófitas son un recurso vegetal capaz de tolerar altas concentraciones de sales. El cultivo generalizado de este grupo de plantas es una alternativa para la agroindustria tradicional para el aprovechamiento de terrenos costeros y suelos ensalitrados donde se desarrollan de manera natural. Además, la integración del cultivo de halófitas para producción de biomasa, utilizando efluentes de la acuicultura ricos en nutrientes puede hacer más sostenible esta actividad (Rueda-Puente *et al.*, 2011, 2012; FAO, 2011; Merino y Palma, 2012; Pinheiro *et al.*, 2017). En estudios sobre el uso de diversas especies de halófitas como agentes biorremediadores de la calidad del agua se ha demostrado que los nutrientes se pueden asimilar de manera efectiva, removiendo más del 90% del nitrógeno y fósforo en los sistemas de producción, sin embargo, el potencial de rendimiento de una planta halófitas depende de la especie y de la concentración de sal a la que se someten durante su cultivo (Buhmann y Papenbrock, 2013).

Entre las diferentes especies de halófitas, *Salicornia bigelovii* es una planta anual nativa de las marismas costeras del norte de México, se caracteriza por una morfología simple con brotes sin hojas aparentes y posee una tolerancia muy alta a la salinidad (>30 g/L) (Davy *et al.*, 2001; Ventura *et al.*, 2011; Ventura y Sagi, 2013; Bresdin *et al.*, 2016; Christiansen *et al.*, 2021). Su halotolerancia hace de esta especie una buena opción para la integración de su

cultivo en la acuicultura salobre y/o marina (Ventura *et al.*, 2011; Pinheiro *et al.*, 2020; Garza-Torres *et al.*, 2020). Esta especie se ha vuelto de gran interés económico y agrícola por su capacidad de producción de forrajes, aceites vegetales, harinas y alimento para consumo humano, así como productos cosmetológicos, producción de biocombustible y comprimidos a base de biomasa para la creación de artículos domésticos (Beltrán-Burboa *et al.*, 2017).

Desafortunadamente, la mayoría de los registros científicos de producción de biomasa y rendimiento de halófitas se refieren a experimentos en laboratorio bajo condiciones controladas, mientras que los estudios de campo son escasos. Además, el margen de tiempo para los ciclos de crecimiento y/o los periodos de cosecha pueden variar ampliamente entre especies de plantas, regiones y temporadas de crecimiento. Existe una baja calidad y alta variabilidad en los datos de rendimiento en el cultivo de halófitas, por lo tanto, se reduce en gran medida el valor de las comparaciones entre halófitas cultivadas (Ventura y Sagi, 2013). Bajo este contexto, es preciso generar más información sobre especies de halófitas con un alto potencial productivo, como *S. bigelovii*.

II. ANTECEDENTES

La camaronicultura practicada de forma tradicional ha sido blanco de duras críticas debido a diversos y numerosos impactos ambientales potencialmente negativos, mismos que incluyen la destrucción de humedales, la conversión de tierras agrícolas en estanques, la salinización del suelo, el uso excesivo de agua dulce, la fuga de especies no nativas, la propagación de enfermedades, el deterioro de la calidad del agua y la salinización aguas subterráneas (Páez-Osuna, 2001; Boyd y Thunjai, 2003; Cardoso-Mohedano *et al.*, 2018). En acción a contrarrestar los efectos de dicha actividad sobre los ecosistemas receptores, se han estudiado e implementado cultivos integrados de camarón y plantas con el fin de minimizar los impactos ambientales mediante la utilización de efluentes enriquecidos en nutrientes para la producción de frutas y hortalizas principalmente, y el uso de humedales construidos para mejorar la calidad del agua, permitir la reutilización del agua y evitar el deterioro de los humedales naturales.

2.1. Integración del cultivo de camarón con plantas

Por la gran importancia que ha alcanzado el cultivo de camarón dentro del sector acuícola, ha sido ampliamente estudiado en un esfuerzo por convertir a la camaronicultura en una actividad sostenible, que puede ser factible a través de la implementación de técnicas alternativas como la integración de cultivo mediante técnicas de hidroponía y sistemas RAS (acuaponía). En este sentido, diversos estudios se han realizado con el camarón como especie principal de la integración y un gran número de especies de plantas. La mayoría de estos estudios se han realizado en aguas dulces y de baja salinidad, considerando la capacidad de algunas especies de camarón para soportar amplios rangos de salinidades y así poder integrar hortalizas, hierbas de olor, flores y otros, que normalmente crecen en aguas con bajos niveles de salinidad (<1 ups).

Los estudios que se han presentado con integración de camarón y plantas en aguas dulces, son realmente escasos. Lo cual es evidente tomando en cuenta que no todas las especies de peneidos son consideradas eurihalinas y que los rangos en los cuales algunas especies de camarón pueden sobrevivir se encuentran entre los 0.5-60 ups (Saoud *et al.*, 2003)

para el caso de la especie *P. vannamei*. En este sentido, Miranda *et al.* (2008), lograron cultivar camarón *P. vannamei* a una salinidad de 0.42 ups, utilizando sus efluentes como solución nutritiva para el crecimiento de plantas de melón (*Cucumis melo*) y forraje verde (*Panicum máximum*).

Los primeros estudios de acuaponía con integración de camarón y plantas en aguas de baja salinidad, fueron realizados por Dufault *et al.* (1996; 1998; 2001), integrando el camarón con plantas de chile pimiento, brócoli y lechuga, usando efluentes camaronícolas de baja salinidad (~1.3 ups). A su vez, Dufault y Korkmaz (2000) lograron integrar forrajes verdes usando los efluentes de la camaronicultura a una salinidad similar. Unos años más tarde, McIntosh *et al.* (2003) consiguieron exitosamente la integración de camarón con el cultivo de aceitunas usando efluentes camaronícolas a 1.38 ups.

En el caso de los estudios que se han realizado con aguas salobres y marinas, la integración entre camarón y plantas también es escasa, debido a que las hortalizas, hierbas de olor, flores y forrajes, no son capaces de tolerar rangos de salinidad altos, debido a la alta concentración que dichas aguas tienen con respecto a elementos como el cloro y el sodio, que de acuerdo a Molineux (1996), en plantas de tipo glicófitas no deben sobrepasar los 400 y 250 mg/L, respectivamente. Con respecto a lo anterior, los estudios que se han realizado con este tipo de aguas se han limitado a la integración de camarón con plantas halófitas, mismas que pueden ser capaces de crecer en altos niveles de salinidad y sin presentar algún tipo de daño o limitación en su desarrollo y crecimiento. Entre estos estudios destacan los realizados por Costa (2006), quien aprovechó los efluentes camaronícolas de *P. vannamei* cultivado en agua salobre para irrigar la halófita *Salicornia guadichaudiana* en Brasil, estimando que los efluentes de una granja camaronícola de 1 ha contienen los suficientes nutrientes necesarios para irrigar 18 ha de halófitas durante un mes de producción o 1 ha de halófitas durante 18 semanas. En otros estudios de campo similares realizados en los estados de Ceará y Rio Grande do Sul, Brasil, se irrigaron plantas de *Sarcocornia ambigua* cultivadas en suelo con efluentes de granja de camarón blanco (*P. vannamei*) en rangos de salinidad de 22.3-25.6 ups, donde los rendimientos obtenidos fueron de 3.1 y 23.4 t/ha, respectivamente Costa *et al.* (2011).

2.2. Integración camarón-plantas en RAS

La integración de camarón con plantas en sistemas tipo RAS ha sido una práctica relativamente reciente, ya que la mayoría de los trabajos se enfocan en la integración con peces por su fácil adaptación en este tipo de sistemas y por las ventajas que ofrece en cuanto a compatibilidad con diversas especies de plantas. Sin embargo, recientemente este tipo de integración (camarón-plantas) se ha convertido en una práctica que ha ganado mayor interés debido a la importancia comercial que representa el camarón en el mundo. Sin embargo, los estudios en este segmento aún son escasos y se ven limitados precisamente porque ha sido complicado lograr acoplar plantas que puedan tolerar cierto rango de salinidad y al mismo tiempo evitar un limitado crecimiento en el camarón. Tomando en cuenta lo anterior, algunos de los estudios que se han realizado son los siguientes:

De acuerdo con los estudios llevados a cabo con aguas dulces y de baja salinidad, una de las primeras investigaciones que fueron realizadas con integración de camarón y plantas en sistemas tipo RAS, fue el trabajo reportado por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) quienes evaluaron la producción de camarón blanco (*P. vannamei*) y tomate (*Lycopersicon esculentum*) integrados en un sistema de recirculación intermitente de flujo semi-cerrado (1% de recambio diario) a una salinidad de 0.65 ups y una densidad de siembra de 50 PL/m³. Logrando obtener rendimientos de 3.9 ton/ha con una supervivencia mayor al 50% y un FCA de 1.6 para camarón y una biomasa total mayor a 33 kg/45 plantas de tomate.

Por otra parte, Fierro-Sañudo *et al.* (2015) evaluaron la integración de *P. vannamei* con tomate y lechuga en un sistema RAS mediante la técnica de acuaponía usando agua de baja salinidad (1.3-1.9 ups), con flujo constante (4 L/min) y recambio cero. Después de un ciclo de cultivo de 120 días a una densidad de 75 PL/m³, alcanzaron rendimientos de 6.1 ton/ha como camarón y una supervivencia del 90%, mientras que la producción para tomate y lechuga fue de 8.75-13.4 ton/ha y 16.8 ton/ha, respectivamente.

Estudios con condiciones similares fueron evaluados por Fierro-Sañudo *et al.* (2018) y León-Cañedo *et al.* (2019), quienes integraron camarón (*P. vannamei*) con los cultivos de albahaca (*Ocimum basilicum*) y lechuga (*Lactuca sativa*), respectivamente en un sistema de acuaponía a una salinidad de 1.7 ups y densidad de siembra de 75 PL/m³. En ambos estudios los rendimientos alcanzados fueron de 5.3-6.2 ton/ha con supervivencia de 85-89% para

camarón, mientras que para albahaca y lechuga fueron de 6.7-8.5 y 1.8-3.5 ton/ha, respectivamente.

Un estudio más reciente, es el que realizaron Armenta-Bojórquez *et al.* (2021), quienes integraron camarón blanco (*P. vannamei*) a una densidad de 125 juveniles/m³ con plantas de tomate (*Solanum lycopersicum L*) en un sistema acuapónico a diferentes salinidades (2, 4 y 6 ups), concluyendo que después de un ciclo de 175 días, las variables zootécnicas de camarón fueron mayores en la salinidad más alta (6 ups), con supervivencia mayor al 70% y biomasa final de 1.4 kg/m³, mientras que las variables de producción de tomate fueron mejores en salinidades más cercanas a los 2 ups, alcanzando rendimiento de 77.5 kg/m².

En la literatura existen algunos trabajos que han integrado especies de camarón con plantas en acuaponía acoplando diferentes técnicas de los sistemas RAS, tales como, policultivos, tecnología biofloc (BFT, *por sus siglas en inglés*), sistemas multitróficos (IMTAs, *por sus siglas en inglés*), entre otros.

En este sentido, en un estudio llevado a cabo en Campo Grande, Brasil. Barbosa *et al.* (2022) realizaron la integración de un policultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*) y camarón de río (*Macrobrachium rosenbergii*) en condiciones de acuaponía en agua dulce, utilizando como complemento la técnica biofloc (BFT) para irrigar plantas de lechuga (*Lactuca sativa*) y berro de agua (*Rorippa nasturtium-aquaticum*). En dicho estudio el crecimiento promedio de camarón de río (18.44 g) y biomasa de plantas (lechuga, 0.94 kg/m² y berro de agua, 1.98 kg/m²) usando el conjunto acuaponía-BFT fueron relativamente similares a los alcanzados en el sistema acuapónico sin BFT, sin embargo, en el caso del cultivo de tilapia hubo una mayor acumulación de grasa en los filetes de aquellas crecidas en el conjunto acuaponía-BFT (0.97%) en comparación con aquellos de peces criados en el sistema acuapónico sin BFT (0.76%), así como una menor oscilación de los niveles de nitrito.

Por su parte Pinheiro *et al.* (2017) lograron la integración de camarón blanco (*P. vannamei*) en conjunto con la halófito *Sarcocornia ambigua* (mejor conocida como esparrago de mar) en agua marina (36.4 ups), a través de un sistema acuapónico hiper-intensivo (250 juveniles/m³) acoplado con tecnología biofloc, concluyendo que la integración de la halófito no tuvo un efecto significativo sobre el crecimiento del camarón, comparado con el sistema

sin plantas, alcanzando una biomasa final de 2.1 kg/m³ con un FCA de 1.7 y una supervivencia mayor al 70%. Sin embargo, hubo un efecto positivo en cuanto a remoción de nutrientes y mantenimiento de la calidad del agua, así como también un incremento de biomasa adicional como *Sarcocornia ambigua*.

Un estudio similar evaluó el efecto de diferentes niveles de salinidad (8, 16, 24 y 32 ups) sobre el crecimiento de camarón (*P. vannamei*) y *S. ambigua* integrados en un sistema de acuaponía hiper-intensivo (300 juveniles/m³) en conjunto con la técnica biofloc, encontrando que después de un ciclo de 57 días la salinidad tuvo un efecto sobre la supervivencia de camarón, la cual fue menor en 8 ups (~56%), mientras que en rangos de 16-32 ups se lograron supervivencias mayores al 80%. A su vez, la salinidad no tuvo un efecto significativo sobre las variables de producción de las halófitas, sin embargo, la biomasa mayor fue obtenida en una salinidad de 16 ups, lo cual se argumenta es cercano al punto isostático de *S. ambigua* (Pinheiro *et al.*, 2020).

2.3. Cultivo de halófitas

La selección apropiada de una o más especies de plantas que puedan tolerar los niveles de salinidad empleados en el cultivo de camarón es un factor clave, pues de la salinidad o sales individuales depende el éxito de la integración de ambos cultivos (Zhu, 2001; Mahouachi, 2018). Los iones de sodio (Na⁺) y (Cl⁻) son los principales responsables del estrés salino en las plantas, causante de diversos efectos, los cuales incluyen el retraso del crecimiento, disminución en la producción, cambios anatómicos en las hojas y el potencial osmótico de la planta, alteraciones en los pigmentos fotosintéticos, iones y proteínas, así como cambios en la metabolización del nitrógeno (Parida y Das, 2005). En este sentido, el Na⁺ en altas concentraciones tiene efectos antagónicos con algunos macro y micronutrientes, lo que reduce la absorción de iones esenciales como potasio (K⁺), calcio (Ca²⁺) y magnesio (Mg²⁺), que confieren un valor nutricional al producto y en altas concentraciones de Cl⁻, la absorción de nitrógeno disminuye, causando deficiencias nutricionales en las plantas (Flowers y Colmer, 2008; Yousif *et al.*, 2010; Ventura *et al.*, 2011). En general, las plantas pueden absorber nitrógeno en forma de nitrato o amonio, pero en ambientes salinos, con altas concentraciones de Cl⁻, la absorción de NH₄⁺ puede

predominar y el uso de NO_3^- puede ser inhibido (Cartaxana *et al.*, 1999; Kudo y Fujiyama, 2010; Barker y Pilbeam, 2015).

Debido a que las especies de plantas tienen respuestas diferentes según a las salinidades a las que se exponen, se pueden clasificar en dos grupos: glicófitas y halófitas. El grupo de las glicófitas son aquellas plantas que no toleran altas concentraciones de sales ($\text{Na}^+ < 250 \text{ mg/L}$; $\text{Cl}^- < 400 \text{ mg/L}$) y que comprenden la mayoría de los cultivos agrícolas. Sin embargo, los intentos por cultivar plantas glicófitas bajo regímenes salinos usando programas de mejoramiento convencional han resultado en producciones con muy bajos rendimientos. Por otro lado, las halófitas que comprenden el 1% de la población mundial de flora existente, pueden soportar altas concentraciones de sal en su entorno sin mostrar daños aparentes (Quintã *et al.*, 2015; Fierro-Sañudo *et al.*, 2020; Armenta-Bojórquez *et al.*, 2021). Este grupo de plantas que crecen en las regiones costeras han sido recolectadas típicamente de forma silvestre desde la antigüedad como alimento, por sus cualidades medicinales y por su alto contenido nutricional (Davy *et al.*, 2001; Lieth *et al.*, 2002; Poli *et al.*, 2019; Alfheaid *et al.*, 2022).

En todas las plantas, tanto glicófitas como halófitas, la tolerancia a la salinidad se basa principalmente en la absorción controlada de iones por el sistema radicular, la compartimentación de iones tóxicos en la vacuola y la síntesis de compuestos denominados solutos orgánicos compatibles (Flowers y Colmer, 2008; Shabala y Mackay, 2011). Además, las plantas han desarrollado un sistema eficiente para contrarrestar el daño oxidativo causado por especies reactivas de oxígeno (ROS, por sus siglas en inglés). La regulación de enzimas antioxidantes que eliminan a las ROS y la síntesis de pequeñas moléculas no enzimáticas con propiedades antioxidantes, como ascorbato, glutatión, alfa-tocoferol, flavonoides, antocianinas, carotenoides y compuestos polifenólicos, constituyen las principales estrategias de desintoxicación (Türkan y Demiral, 2009). Particularmente, en el caso de las plantas halófitas, su halotolerancia se debe al control y la compartimentación de iones de Na^+ , K^+ y Cl^- en su anatomía y a la síntesis de compuestos no proteicos solubles que contienen altas concentraciones de nitrógeno, que favorecen el ajuste osmótico y mitigan el efecto tóxico de Na^+ y Cl^- en el citosol (Munns y Tester, 2008; Flowers y Colmer, 2008).

El fósforo es un nutriente que tiene una función esencial en la relación hídrica, regulación osmótica y movimiento estomático, lo que resulta en una mayor resistencia de la planta a la sequía, de tal modo que las plantas deficientes de P tienen una menor resistencia al estrés hídrico (Ashraf *et al.*, 2002). Afortunadamente, concentraciones relativamente bajas de ortofosfatos $\text{PO}_4^{3-} > 0.3 \text{ mg/L}$ son suficientes para el desarrollo de plantas halófitas (Buhmann *et al.*, 2015).

A diferencia de las plantas halófitas, en hortalizas la acumulación de iones minerales y solutos orgánicos difiere ampliamente entre especies y sus concentraciones varían sustancialmente a medida que la planta está expuesta a un aumento de la salinidad. Estos cambios en la composición bioquímica de las plantas, principalmente del tejido comestible, son responsables de la calidad del producto vegetal, lo que conlleva a una problemática para los productores de este tipo de plantas (Grieve *et al.*, 2001; Maggio *et al.*, 2011).

Así como se han desarrollado de manera exitosa los cultivos convencionales basándose en la domesticación de plantas silvestres, es deseable la incorporación de las halófitas a programas de mejoramiento y alto rendimiento (Flowers, 2004; Rozema y Flowers, 2008). Aunque este tipo de desarrollo agrícola aún está en sus inicios, el riego de plantas con agua salina para producción a pequeña escala utilizando agua de mar, agua de mar diluida o agua salobre ya se está practicando en algunos países como China, Bangladesh, Pakistán, Países Bajos, etc., mientras que en México se practica a escala experimental como modelo agrícola para incorporarse en zonas árido-desérticas (Glenn *et al.*, 1998; Lieth *et al.*, 2002; Beltrán-Burboa *et al.*, 2017).

La mayoría de las especies halófitas tienen una amplia halotolerancia (1.2 a 29.2 g/L de NaCl) (Silva *et al.*, 2007), sin embargo, cada especie puede mostrar un intervalo específico. El crecimiento óptimo de la mayoría se encuentra entre 50 y 250 mM NaCl, pero para algunos ejemplos extremos, el valor se encuentra entre 200 y 400 mM NaCl (Flowers y Colmer, 2008). Pueden lograr buenos rendimientos tanto como los cultivos convencionales, incluso cuando son irrigados con agua de mar (Glenn *et al.*, 1998; Ventura *et al.*, 2011). Por lo tanto, el potencial productivo de plantas halófitas puede estar determinado por la especie y la salinidad a la que es sujeta durante su cultivo (Ventura *et al.*, 2011; Ventura y Sagi, 2013).

La diversidad de las plantas halófitas conlleva una amplia variedad de posibles aplicaciones (Koyro *et al.*, 2011). Estas plantas han sido probadas como cultivos forrajeros (Bustan *et al.*, 2005; El-Shaer, 2010), como alimento para consumo humano (Ventura *et al.*, 2011), como recurso para energía renovable (biocombustible) (Eganathan *et al.*, 2006) y como plantas ornamentales de paisajismo. Su cultivo ha adquirido un importante valor ecológico por su aplicación en fitorremediación, permitiendo el aprovechamiento y recuperación de suelos ensalitrados y cuerpos de agua salinos que no pueden utilizarse en la agricultura tradicional (Panta *et al.*, 2014; Patel *et al.*, 2016; Nan *et al.*, 2017; Wu *et al.*, 2018).

Recientemente, su uso como biofiltrador para la remoción de nutrientes en efluentes de la acuicultura salina ha demostrado ser una práctica efectiva, removiendo >90% del nitrógeno y fósforo en los sistemas de producción (Brown *et al.*, 1999; Manousaki y Kalogerakis, 2011). Las plantas halófitas tienen la habilidad de absorber diferentes formas de N, dependiendo de diferentes factores que influyen en la capacidad de remoción de nutrientes, entre los que se incluyen la especie de la planta, la salinidad, periodo de irrigación o inundación, niveles de nutrientes, sistema radicular y técnica aplicada para el cultivo. Por ejemplo, algunas especies del género *Spartina* muestran una mayor afinidad por el NH_4^+ (Hessini *et al.*, 2013; Cott *et al.*, 2018), mientras que la halófito *Juncus maritimus* tiene una marcada preferencia por NO_3^- incluso en sustratos con alta disponibilidad de NH_4^+ (Jesus *et al.*, 2017).

Debido a que la salinidad es un factor de estrés que puede inhibir el crecimiento de la planta, la capacidad de remoción de nutrientes también puede ser inhibida (Brown y Glenn, 1999). El nivel en la concentración de sales influye directamente en la asimilación de nitrógeno, ya que, en algunos cultivos con condiciones moderadas de salinidad, la asimilación de nitrato puede decrecer y el uso de amonio puede favorecer más el crecimiento de las halófitas (Kudo y Fujiyama, 2010). Por ejemplo, en un estudio sobre el cultivo de *Suaeda esteroa* y *Atriplex barclayana* con potencial de producción de forraje y aceite, utilizando sistemas de humedales artificiales e irrigados con efluentes del cultivo intensivo de tilapia, se encontró que la salinidad inhibía la capacidad de remoción de nutrientes. A niveles altos de salinidad, mostraron una remoción de nitrato más baja, pero un alto contenido

de N en la planta, esto debido a una adaptación fisiológica a consecuencia del estrés salino almacenando compuestos osmorreguladores que contienen nitrógeno (Glenn *et al.*, 1998; Brown *et al.*, 1999). Por lo tanto, aunque una especie halófila es tolerante a la salinidad de los efluentes, la capacidad de filtrado puede reducirse y en términos de producción de biomasa, la salinidad óptima a menudo se encuentra en niveles más bajos (Flowers y Colmer, 2008).

Además de la salinidad, un inadecuado régimen de irrigación también inhibe el crecimiento y por ende la absorción de nutrientes, cuyo nivel puede influir en la eficiencia de filtración de la planta, pues diferentes especies de halófitas pueden tener diferentes concentraciones óptimas de nutrientes que influyen en la cantidad y la eficiencia (cantidad por unidad de tiempo) de remoción. Las características de la raíz de diferentes especies de plantas pueden influir en la capacidad de filtrado al proporcionar una trampa para sólidos en suspensión y una gran área superficial para microorganismos (proceso de amonificación y nitrificación). La técnica de cultivo y el volumen de efluentes de irrigación aplicados en un tiempo determinando también influye en los niveles de nutrientes (Buhmann y Papenbrock, 2013; Buhmann *et al.*, 2015).

Siguiendo la misma línea de investigación, en la Universidad Federal de Santa Catarina, Soares-Neto (2017) desarrolló un sistema híbrido de acuaponía y biofloc con el fin de establecer la biotecnología adecuada para producir camarón blanco (*P. vannamei*) y samphire brasileño (*S. ambigua*), en el cual, experimentó con estos sistemas a escala, encontrando que una tasa de alimentación promedio de 50 g/m² de plantas fue suficiente para obtener buenos rendimiento de camarón y samphire brasileño, así como para mantener la calidad del agua en valores óptimos. Por otro lado, Silva (2016) determinó que un tiempo de riego de 12 horas diarias puede influir en los rendimientos del camarón y *S. ambigua*, alcanzando altos niveles de concentración de compuestos bioactivos sin afectar la producción de ambos cultivos. Por su parte, Pinheiro *et al.* (2017), compararon entre los resultados obtenidos de la producción de *S. ambigua* y *P. vannamei* en sistemas acuapónicos con biofloc y los resultados obtenidos de un sistema similar sin plantas, encontrando que la producción de *S. ambigua* no afectó el crecimiento y rendimiento del camarón.

2.4. *Salicornia bigelovii*

Entre la gran diversidad de especies de halófitas existentes, aquellas con un mayor potencial económico como cultivo contribuirán a la estrategia prometedora para la agricultura sostenible en ambientes marginados (Koyro *et al.*, 2011; Lieth *et al.*, 2002). Para delimitar la gran reserva de halófitas disponibles a aquellas con el mayor potencial para su domesticación como cultivo hortícola, primero se debe evaluar el conocimiento existente sobre su uso y aplicaciones y estimar la demanda del mercado actual (Davy *et al.*, 2001; Guarrera *et al.*, 2006; Tardío *et al.*, 2006; Puccinelli *et al.*, 2022).

Hoy en día, las plantas del género *Salicornia* reciben una mayor atención por ser los ejemplos más exitosos de cultivo de halófitas. Los especímenes de este género anual con hábitos perennes en su crecimiento se caracterizan por una morfología simple con brotes tiernos y suculentos sin hojas aparentes (Davy *et al.*, 2001; Kadereit *et al.*, 2007; Ventura *et al.*, 2011). Como planta pionera de las marismas, *Salicornia* posee una extrema tolerancia a la sal y se puede cultivar con agua de riego salina cuya concentración de sal puede incluso ser tan alta como la del agua de mar pura (Ventura *et al.*, 2011). Para que *Salicornia* se convierta en un cultivo halófito comercial y económicamente viable, también debe tenerse una producción de alto rendimiento en condiciones salinas (Garza-Torres *et al.*, 2020). Actualmente, existen enfoques de mercado para las halófitas, especialmente para *Salicornia* spp., tanto como agente biofiltrador, así como también como un valioso vegetal y producto secundario a partir de las aguas residuales de la acuicultura (Ventura *et al.*, 2011; Garza-Torres *et al.*, 2020).

Los brotes de las plantas *Salicornia* tienen buena aceptación en el mercado debido a su peculiar sabor salado y su alto contenido en proteínas (>14%) y sus compuestos bioactivos, tales como, antioxidantes, vitamina C y β -caroteno (López-Corona *et al.*, 2020; Alfheaid *et al.*, 2022). Además, el alto contenido de aceites de *Salicornia* puede ser aprovechado como materia prima para la producción de biodiesel y su contenido en polisacáridos pueden contribuir a la industria farmacéutica (Falasca *et al.*, 2014; Christiansen *et al.*, 2021).

En las plantas el N se absorbe bajo dos formas químicas, nitrato (NO_3^-) y amonio (NH_4^+), pero en las halófitas la forma de este elemento utilizada bajo condiciones altas de salinidad varía entre el tipo de especie; en el caso de *S. bigelovii*, con bajos niveles de N y

alto NaCl el amonio es más benéfico para su crecimiento (Nikalje *et al.*, 2019). Sin embargo, bajo diferentes niveles de N, como nitrato y amonio, *S. bigelovii* presenta un crecimiento de 21 a 27 % mayor bajo la forma de NH_4^+ que NO_3^- , ya que la absorción de nitrato puede ser inhibida por el Cl^- ; esto sugiere que *S. bigelovii* ha mejorado sus mecanismos para sobrellevar la toxicidad del amonio y lo utiliza para evitar la competencia entre el cloruro y el nitrato (Kudo y Fujiyama, 2010).

En América, África y Asia, especies del género *Salicornia* se cultivan para la producción de aceite y forraje para pollo, pescado y oveja y para consumo humano (Attia *et al.*, 1997; Glenn *et al.*, 1998; Belal y Al-Dosari 1999; Costa *et al.*, 2014). Recientemente en México, Beltrán-Burboa *et al.* (2017) y Garza-Torres *et al.* (2020) han implementado el cultivo de *S. bigelovii* en suelo a escala agroindustrial, principalmente en los estados de Baja California, Baja California Sur y Sonora, dentro del esquema de producción de forrajes para ganado. Sinaloa y Sonora, al ser los principales estados productores de camarón en el país, cuentan con la posibilidad de producción a gran escala de *S. bigelovii*, que constituye una oportunidad para la integración de ambas especies en sistemas sostenibles.

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Con un descontrolado crecimiento de la población mundial, se requieren mayores esfuerzos para cumplir con el aumento de la demanda de alimentos, por lo que se vuelve cada vez más complicado garantizar una seguridad alimentaria a través de métodos de producción convencionales. Además, la sobreexplotación de los recursos naturales, la erosión, desertificación y empobrecimiento del pequeño porcentaje de suelos aptos para la actividad agrícola, aunado a la contaminación y eutrofización de los cuerpos de agua a causa de la acuicultura tradicional, han dirigido a la humanidad hacia una crisis socioeconómica, así como también, a fuertes impactos negativos al ambiente.

Debido a la limitación que existe en la actualidad, con respecto a la disponibilidad de agua dulce para consumo humano y el incremento de la salinización de suelos en zonas donde la agricultura o la ganadería no son viables, ha surgido un gran interés por encontrar nuevos recursos vegetales con potencial productivo que posean una inherente tolerancia a la salinidad, especialmente aquellas especies de plantas halófitas, como *S. bigelovii*, con la capacidad de lograr altos rendimientos económicamente lucrativos. La integración del cultivo de *S. bigelovii* irrigada con efluentes de la camaronicultura permite dar una solución a la problemática de contaminación ocasionada por el vertimiento desmedido de dichos efluentes. Para lograr una exitosa integración de cultivos, es necesaria la implementación de técnicas alternativas de producción acuícola como los sistemas acuapónicos, mismos que representan una estrategia práctica y funcional para satisfacer las necesidades alimenticias de la población con un aprovechamiento más eficiente de los recursos. Su gran adaptabilidad a diferentes escalas permite lograr producciones agroindustriales o ser fuente alternativa de alimento para las comunidades rurales o a nivel de autoconsumo, incentivando a la economía local y familiar. Siguiendo los criterios de la problemática ambiental planteada y la tendencia por encontrar nuevos recursos con potencial productivo, en este estudio evaluó la capacidad de remoción de nutrientes (N y P) por especímenes de plantas *S. bigelovii* para el mejoramiento de la calidad de agua en el cultivo del camarón *P. vannamei*, así como los efectos de diferentes niveles de salinidad sobre el crecimiento y supervivencia en el cultivo de ambas especies bajo condiciones de acuaponía.

3.1. Preguntas de investigación

1. ¿En términos de producción, es viable la integración del cultivo de *S. bigelovii* y *P. vannamei* en condiciones de acuaponía a diferentes niveles de salinidad?
2. ¿El nivel de salinidad tiene un efecto directo sobre el crecimiento y la supervivencia de *S. bigelovii* y el co-cultivo *P. vannamei*?
3. ¿La capacidad de absorción/remoción de nutrientes por *S. bigelovii* es afectada significativamente por el nivel de la salinidad?
4. ¿En términos de eficiencia de uso de agua y nutrientes (N y P), es viable la integración de camarón-salicornia en un sistema acuapónico con respecto de las diferentes salinidades?

IV. HIPÓTESIS

La integración de los cultivos de *P. vannamei* y *S. bigelovii* en condiciones de acuaponía, es viable considerando la producción de biomasa y el buen acoplamiento de ambos cultivos, así como el uso eficiente de agua y nutrientes (N y P) en el sistema; a su vez, la capacidad de absorción/remoción de nutrientes por *S. bigelovii* se ve afectada por el nivel de salinidad, comprometiendo el crecimiento y la supervivencia de ambos cultivos.

V. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general

Evaluar la viabilidad de la integración de la halófito *S. bigelovii* y camarón blanco (*P. vannamei*) en un sistema acuapónico a diferentes niveles de salinidad, en términos de producción, calidad del agua y uso eficiente de agua y nutrientes (asimilación/remoción).

5.2. Objetivos particulares

1. Determinar las variables zootécnicas y de producción de *P. vannamei* y *S. bigelovii*, respectivamente, cultivados a 15, 25 y 35 ups.
2. Analizar las variables fisicoquímicas de calidad de agua (OD, pH, temperatura, conductividad eléctrica, SST, materia orgánica) en los diferentes tratamientos de salinidad durante el ciclo de cultivo del sistema de acuaponía.
3. Evaluar la dinámica de N y P y calcular su remoción en los diferentes componentes del sistema acuapónico para los distintos tratamientos.
4. Calcular la eficiencia del uso de agua y nutrientes (N y P) a partir del incremento de la biomasa y la asimilación de *S. bigelovii* a diferentes salinidades en condiciones de acuaponía.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1. Área de estudio

Para llevar a cabo la metodología y cumplir con los objetivos planteados dentro de este trabajo de investigación. Se implementó un módulo a escala experimental de sistemas acuapónicos dentro de las instalaciones de la Facultad de Ciencias del Mar – Universidad Autónoma de Sinaloa, en el área experimental de Acuicultura, ubicada en el municipio de Mazatlán, Sinaloa, México (23°20'9391" N, 106°42'6212" O).

6.2. Diseño experimental

El diseño experimental (Figura 1) constó de tres tanques de geomembrana para el cultivo de camarón. Cada uno con una capacidad de 3.14 m³ con constante recirculación de agua y aireación. Los sistemas acuapónicos se dividieron en tres tratamientos con salinidades de 15 (T₁₅), 25 (T₂₅) y 35 (T₃₅) ups, respectivamente. Cada tratamiento fue conectado a un clarificador (0.2 m³) y un tanque reservorio para la separación y sedimentación del exceso de sólidos suspendidos en el agua (1.5 m³), además, dicho reservorio tenía la función de almacenar agua para la reposición de niveles (pérdida de agua por evaporación en el cultivo) y como unidad de desgasificación/remineralización. Posteriormente, con una bomba sumergible, el agua fue transportada a un biofiltro con capacidad de 0.15 m³ para llevar a cabo la transformación de los compuestos nitrogenados por acción de bacterias nitrificantes, mismas que proliferan de manera natural en los ambientes acuáticos y en presencia de condiciones favorables, ya sea ambientales, así como de disponibilidad de nutrientes. Dichas bacterias fueron fijadas a un sustrato artificial ingresado en el interior de dicho biofiltro, que fue llenado a 2/3 (100 L) de su capacidad total con sustrato tipo peletizado de polipropileno (75 L) y grava fina (25 L) en una proporción 3:1, tomando como referencia los procedimientos indicados en Sommerville *et al.* (2022). Una vez que el flujo de agua pasó a través de estos elementos, irrigó el cultivo de *S. bigelovii* por gravedad. Para ello, se implementó en cada tratamiento un triplicado de sistemas hidropónicos mediante la Técnica de Película de Nutrientes (NFT) para cumplir con el número mínimo de réplicas recomendable.

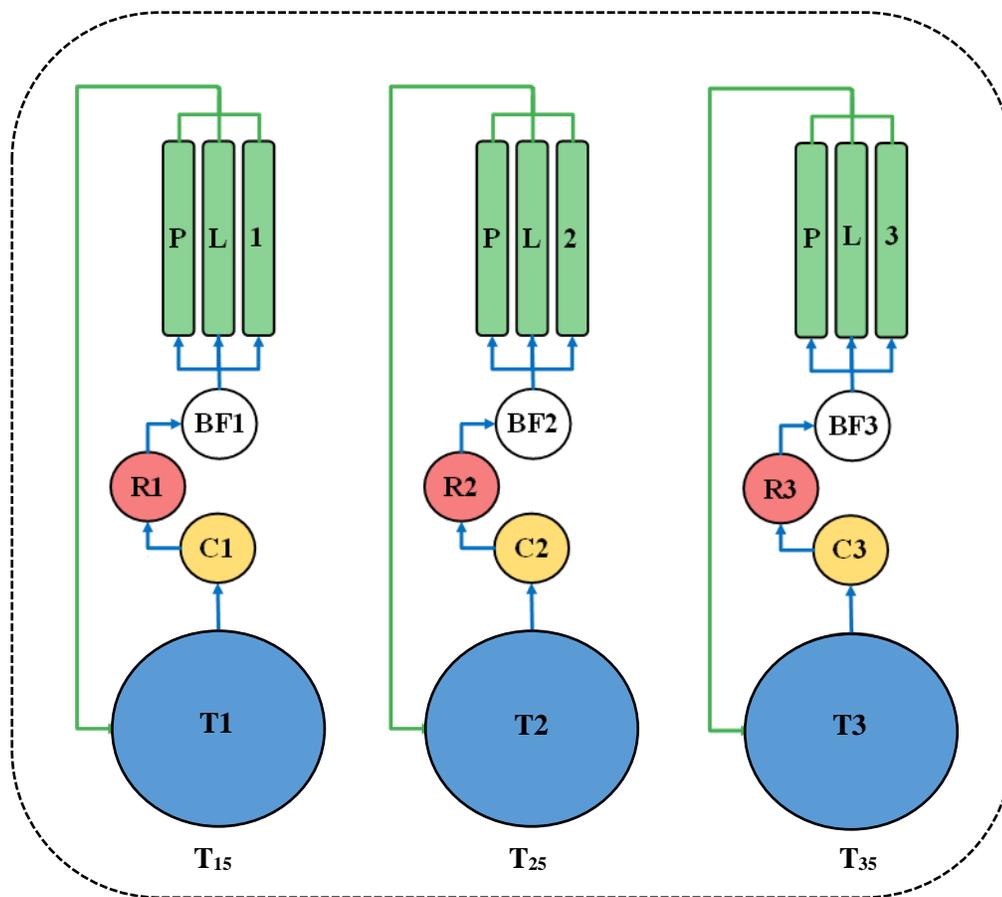


Figura 1. Unidad experimental de sistemas acuapónicos utilizando diferentes niveles de salinidad. Tratamientos (agua a 15, 25 y 35 ups, respectivamente). T, tanques de camarón; C, clarificadores; R, tanque reservorio con bomba sumergible; BF, biofiltros; PL, sistema hidropónico con tres replicas para el cultivo de plantas de *S. bigelovii*.

6.3. Cultivo de camarón

Los juveniles de camarón blanco fueron obtenidos del laboratorio “Larvas Oceánicas del Pacífico, S.A de C.V.”, ubicado en Isla de la Piedra km 20, Mazatlán, Sinaloa. Se transportaron organismos con un peso promedio >2 g en un tanque de 1,000 L de agua a una salinidad de 18 ups. El proceso de aclimatación se realizó con base en los procedimientos descritos por McGraw y Scarpa (2004), en donde los organismos se mantuvieron en bolsas de plástico con oxigenación hasta lograr que la diferencia entre la temperatura del agua utilizada para su transporte y la temperatura del agua en los tanques de aclimatación fuera menor a 1 °C. Posteriormente, se suministró agua dulce paulatinamente para reducir el nivel de salinidad a las 15 ups requeridas para el tratamiento 1, mientras que en el caso de los

tratamientos 2 y 3 se suministró agua de mar filtrada aumentando de 2 a 3 ups cada 8 horas (gradualmente) hasta alcanzar las salinidades propuestas de 25 y 35 ups, respectivamente. Una vez transcurrida una semana desde el inicio de la aclimatación, se procedió a la siembra de los juveniles de camarón a una densidad de 80 juveniles/m³ con un total de 240 organismos por tanque. Para fines de este proyecto, se realizó un ciclo corto de producción de 63 días (nueve semanas), iniciando el 06 de noviembre de 2021 y finalizando el 09 de enero de 2022.

Para la alimentación de los camarones en cultivo, se utilizó alimento balanceado comercial tipo pellet (CAMARONINA, 35% proteína, Nestlé Purina PetCare Company, St. Louis, Missouri, USA). La ración diaria se determinó con base en el porcentaje de la biomasa de los organismos durante sus distintas etapas de crecimiento y fue dosificada en tres porciones suministradas en diferentes horarios: 1) mañana (7:00 h), 2) tarde (13:00 h) y 3) tarde-noche (19:00 h), con porciones de 35, 20 y 45% del total, respectivamente (Reid y Arnold, 1992; Davis y Arnold, 1998; Van Wyk, 1999).

Las raciones se proporcionaron en una charola de alimentación por cada tanque de cultivo y se monitoreó su consumo para verificar la existencia de posibles remanentes (Tabla I) y hacer ajustes en la ración, de ser necesario (Tabla II). El método de alimentación por charolas o comederos es una forma eficiente de administrar el alimento, además, proporciona un mayor control sobre el estado biológico y de salud de la población de camarones (Casillas-Hernández *et al.*, 2007; Jiménez-Cabrera y Guerra-Aznay, 2011).

Tabla I. Escala para tipificar la cantidad de alimento remanente antes de cada ración.

Cantidad de alimento observado	Valor
Sin remanente	0
Poco remanente (< 12.5%)	1
Moderado remanente (12.5 – 25.0 %)	2
Considerable remanente (> 25.0%)	3

Tomado de Zendejas-Hernández (1994).

Tabla II. Recomendación para ajustes de tasa de alimentación.

Valor promedio procedente de los comederos	Ajuste 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 <1	Incrementar la tasa de alimentación en 10%

Tomado de Zendejas-Hernández (1994).

Para estimar el crecimiento de los camarones, se llevaron a cabo biometrías semanales mediante tomas de muestras de 50 camarones/tanque, registrando peso (g) y talla (cm) de los organismos con el propósito de monitorear su desarrollo y verificar su estado de salud. Una vez transcurridos 63 días de cultivo, se realizó la cosecha de camarón. El agua de los tanques de cultivo siguió utilizándose para el riego de las plantas de *S. bigelovii*. Se contaron y pesaron el total de los organismos de cada tanque para calcular las variables de producción (Lezama-Cervantes *et al.*, 2010; Alatorre-Jacome *et al.*, 2012; Alarcón-Silvas, 2013; León-Cañedo, 2013), como se muestran a continuación:

$$\text{TCE-Tasa de crecimiento específico (\%/día)} = \frac{(\text{Ln peso final} - \text{Ln peso inicial}) \times 100}{\text{Días de cultivo}}$$

$$\text{PI-Peso individual promedio (g)} = \frac{\text{Biomasa cosechada}}{\text{Número de camarones cosechados}}$$

$$\text{SP-Supervivencia (\%)} = \frac{\text{Número de camarones cosechados} \times 100}{\text{Número de camarones sembrados}}$$

$$\text{TCS-Tasa de crecimiento semanal (g/semana)} = \frac{\text{Peso final} - \text{peso inicial}}{\text{Semanas de cultivo}}$$

$$\text{FCA-Factor de Conversión Alimenticio} = \frac{\text{Alimento aplicado}}{\text{Biomasa cosechada}}$$

$$\text{UA-Eficiencia de uso agua (m}^3\text{/kg)} = \frac{\text{Volumen de agua utilizada (m}^3\text{)}}{\text{Biomasa cosechada (kg)}}$$

6.4. Cultivo de salicornia

La zona de colecta de las plantas de *S. bigelovii* se ubicó en el estero de Urías en el extremo sur del puerto de Mazatlán, coordenadas: 23°11'40.3"N, 106°21'29.2"O (Figura 2). Con el propósito de lograr un óptimo aprovechamiento y absorción de los nutrientes presentes en el agua de cultivo por parte de *S. bigelovii*, se consideró la recolección de ejemplares en etapas tempranas y que presentaran desarrollo de su sistema radicular. Al momento de su extracción del suelo, se evitó cualquier daño en la raíz que pudiera comprometer su adaptación y supervivencia durante el transporte y trasplante. Todos los ejemplares de las plantas fueron desinfectados con solución salina (agua de mar diluida a 15 ups y filtrada) y

posteriormente lavados con agua desionizada antes de su trasplante, esto para evitar crecimiento de microorganismos no deseados.

Se procedió a la siembra de las halófitas una vez transcurridas las primeras cuatro semanas desde el inicio del ciclo de producción de camarón, esto para asegurar la maduración de los biofiltros y una adecuada disponibilidad de nutrientes para la integración de ambos cultivos. En el trasplante se emplearon recipientes desechables de poliestireno, utilizando zeolita como sustrato, la cual es una piedra porosa de origen volcánico que ha sido ampliamente estudiada y aprovechada en los cultivos hidropónicos debido a que es un material inerte que presenta una alta capacidad de intercambio catiónico y retención de humedad. Para el cultivo de *S. bigelovii*, se implementó un sistema hidropónico NFT utilizando tubería de PVC de 3 pulgadas de diámetro x 3 m de largo con una capacidad de siembra de 10 plantas (25 cm de separación entre tallos) por tramo de tubería. Cada sistema NFT se reprodujo por triplicado dando un total de 30 plantas de *S. bigelovii* por tratamiento (Figura 3).

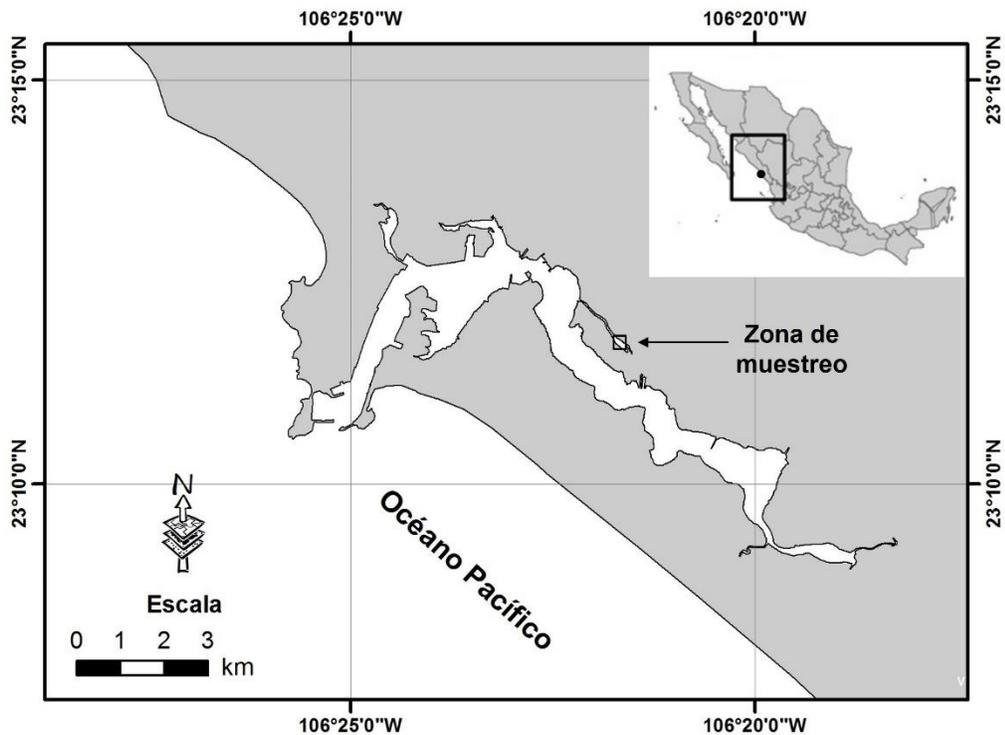


Figura 2. Mapa del Estero de Uriás, zona de colecta de *S. bigelovii*.



Figura 3. Módulo experimental de sistemas acuapónicos para el cultivo de camarón-salicornia. De izquierda a derecha los tratamientos con niveles de salinidad de 15, 25 y 35 ups.

Los triplicados de salicornias fueron irrigados con agua al nivel de salinidad correspondiente según su tratamiento, con el fin de evaluar en qué salinidades se obtienen mejores rendimientos en la remoción de nutrientes y en producción de la halófito en forma de biomasa. Para la estimación del crecimiento de las plantas, se realizaron biometrías de manera semanal midiendo el tallo desde su base hasta la parte terminal del mismo donde se presentan los nuevos brotes.

6.5. Calidad del agua

El monitoreo de la calidad del agua permite corroborar que las condiciones del agua sean óptimas para el desarrollo del organismo, llevar un control adecuado de los parámetros fisicoquímicos y poder tomar acciones en caso de presentar fluctuaciones o cambios en la calidad del agua que representen un riesgo a la salud de los organismos, por lo tanto, se llevó un registro de las variables de calidad del agua medidas, así como su frecuencia (Tabla III).

Las variables de temperatura, pH y oxígeno disuelto fueron monitoreadas dos veces diariamente (7:00 y 18:00 horas) dentro de los tanques para el cultivo de camarón, una vez sembrados los organismos. Mientras que los muestreos para el análisis de nutrientes, sólidos suspendidos totales y materia orgánica en el agua se realizaron semanalmente (12:00 – 13:00 horas). La salinidad fue monitoreada cada 15 días solo para mantener constantes los niveles propuestos para este trabajo durante el ciclo de cultivo.

Tabla III. Variables de calidad del agua y frecuencia de monitoreo durante el ciclo de cultivo.

Variable	Frecuencia
Temperatura (°C)	2 veces – Diario
pH	2 veces – Diario
Oxígeno disuelto (OD, mg/L)	2 veces – Diario
Conductividad eléctrica (mS/cm)	2 veces – Diario
Nitrógeno amoniacal total (NAT, µg/L)	Una vez – Semanal
N-Nitritos (N-NO ₂ ⁻ , µg/L)	Una vez – Semanal
N-Nitratos (N-NO ₃ ⁻ , µg/L)	Una vez – Semanal
Nitrógeno Total (NT, µg/L)	Una vez – Semanal
Ortofosfatos (PO ₄ ³⁻ , µg/L)	Una vez – Semanal
Fósforo total (PT, µg/L)	Una vez – Semanal
Sólidos suspendidos totales (SST, mg/L)	Una vez – Semanal
Materia orgánica (SSV, mg/L)	Una vez – Semanal

El agua inicial que se utilizó para el llenado de los sistemas acuapónicos, así como el agua final del experimento se analizaron para su caracterización fisicoquímica. La toma de muestras de agua se divide en tres puntos de muestreo: 1) en los tanques de camarón a una profundidad de 20 – 30 cm por debajo de la superficie; 2) en los efluentes de los biofiltros y; 3) en la salida de cada réplica de sistema hidropónico. Se tomó un duplicado por punto de muestreo utilizando frascos de plástico. Para el análisis de nutrientes, se filtró la primera muestra de agua con filtros GF/F, con poro de 0.45 µm y 47 mm de diámetro para determinar los nutrientes disueltos, y el duplicado permaneció sin filtrar para determinar el N y P total. Con el residuo capturado por los filtros GF/F se determinaron los sólidos suspendidos totales (SST) y los sólidos suspendidos volátiles (SSV) representados como materia orgánica. La determinación de los nutrientes se realizó de acuerdo con los procedimientos descritos por Grasshoff *et al.* (1999) y los Métodos Estándar para analizar agua y agua residual (APHA, 2012).

La concentración de nitrógeno amoniacal total (NAT) se analizó mediante la técnica del fenato (formación del compuesto azul de indofenol) descrita por Solórzano (1969); la cuantificación de nitritos (N-NO₂⁻) se basó en la formación de grupos azo (N=N) y los nitratos (N-NO₃⁻) se analizó de manera similar después de una previa reducción en una columna de

cadmio activo, según Strickland y Parsons (1972); la suma de estas especies nitrogenadas se expresa como nitrógeno inorgánico disuelto (NID).

La determinación de fósforo reactivo ($P-PO_4^{-3}$) se efectuó por el método de molibdato-ascorbato (formación de azul de molibdeno) según Murphy y Riley (1962). El nitrógeno y fósforo total (NT y PT) se analizaron mediante la técnica de digestión alcalina (oxidación de las especies de nitrógeno a nitratos y descomposición de los compuestos orgánicos de fósforo a fosfatos), según describe Valderrama (1981). Los SST se determinaron mediante evaporación a peso constante, seguido de una calcinación (550 ± 50 °C) para determinar la cantidad de materia orgánica (MO).

6.6. Remoción y eficiencia en el uso de nutrientes

La eficiencia en el uso de nutrientes (NUE, *por sus siglas en inglés*) se utiliza como indicador comúnmente en el sector agrícola para demostrar la eficiencia de un sistema de producción para transformar N y P en biomasa comestible con relación a los productos de cosecha. La NUE se puede calcular en acuaponía a través de la relación entre el aporte total de N y P, principalmente proporcionado por el alimento para los organismos acuícolas de cultivo y el N y P total recuperado como biomasa de los cultivos (acuícola y agrícola). Para estimar la eficiencia en la remoción de nutrientes por parte de *S. bigelovii* dentro del sistema acuapónico, se utilizó la ecuación propuesta por Calone *et al.* (2019), donde se estableció una relación entre la biomasa total cosechada de la planta y el total de N y P proporcionado por el alimento al sistema. Además, se calculó el porcentaje de eficiencia de remoción de nutrientes de acuerdo con las ecuaciones propuestas por Gichana *et al.* (2019) y Alarcón-Silvas *et al.* (2022).

$$NUE \text{ (g/mg)} = \frac{\text{Biomasa total comestible (g)}}{\text{Aporte total de nutriente}_{N,P} \text{ (mg)}}$$

$$ER \text{ (\%)} = \frac{C_e - C_s}{C_e} \times 100$$

$$ER_f = \frac{(C_i V U_1 + C_i V U_2 + C_i V U_3) - (C_f V U_1 + C_f V U_2 + C_f V U_3)}{(C_i V U_1 + C_i V U_2 + C_i V U_3)} \times 100$$

Donde N y P = nitrógeno y fósforo, respectivamente; C_e y C_s = concentración del nutriente (mg L^{-1}) en la entrada y salida, respectivamente; C_i y C_f = concentración inicial y final del nutriente (mg L^{-1}), respectivamente y VU_1 , VU_2 , VU_3 = volumen (L) en la unidad U_1 , U_2 y U_3 , respectivamente.

6.7. Análisis estadístico

Se llevó a cabo un análisis exploratorio de las variables de calidad del agua y de producción. Los datos de las muestras fueron sometidos a pruebas de normalidad y homocedasticidad y al no cumplir con los supuestos de normalidad e igualdad de varianza, se aplicaron pruebas no paramétricas a las variables. Para realizar comparaciones entre tratamientos y componentes, se aplicaron pruebas de Kruskal-Wallis (ANOVA no paramétrico) y pruebas de comparaciones múltiples entre rangos. Se utilizaron los paquetes estadísticos Excel y el del programa STATISTICA (STATSOFT versión 11) a un nivel de significancia del 5% ($\alpha = 0.05$).

VII. RESULTADOS

7.1. Producción y zootecnia de camarón

De manera general, los juveniles de *P. vannamei* fueron sembrados en los tanques de cultivo correspondientes a cada tratamiento con pesos promedio iniciales que variaron entre 1.5 a 3.5 g (2.3 ± 0.4 g) en el tratamiento a 15 ups (T_{15}), entre 1.5 y 3.9 g (2.3 ± 0.5 g) para el tratamiento de 25 ups (T_{25}), y con variación de 1.5 a 3.8 g (2.1 ± 0.4 g) en el tratamiento de 35 ups (T_{35}). Durante la semana 0 de cultivo de camarón, la biomasa total inicial por tanque de cada tratamiento fue de 0.12, 0.11 y 0.11 kg para T_{15} , T_{25} y T_{35} , respectivamente. Al finalizar el ciclo de cultivo de 9 semanas (63 días) de *P. vannamei*, se realizó la cosecha de todos los organismos para cada tratamiento y fueron calculadas las variables zootécnicas y de producción (Anexo 1). En el caso de los juveniles sembrados a la salinidad de 15 ups, al final del ciclo de producción, se alcanzó un peso individual promedio de 9.8 ± 1.2 g, obteniéndose una biomasa final total de 0.93 kg. En los organismos del segundo tratamiento (25 ups), el peso promedio individual fue de 10.3 ± 1.4 g y una biomasa total final de 1.8 kg. por su parte, el tratamiento de 35 ups creció hasta un peso individual de 9.3 ± 1.2 g, alcanzando una biomasa final de 0.93 kg, respectivamente. No se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los pesos promedios iniciales ni tampoco entre los finales por tratamientos (Figura 4). Con respecto a la biomasa final como camarón, la tendencia entre los tratamientos fue $T_{25} > T_{15} \geq T_{35}$, presentandose diferencias entre el tratamiento con salinidad de 25 ups, con respecto de los otros dos.

La figura 5, muestra la tendencia de crecimiento a lo largo del ciclo de cultivo (9 semanas), en la cual se puede apreciar como en las primeras dos semanas de cultivo, la tendencia en el crecimiento de los camarones fue similar entre tratamientos. Sin embargo, partir de la semana tres, se aprecia un incremento en el crecimiento de los organismos del tratamiento T_{25} , con respecto de los tratamientos T_{15} y T_{35} . En este sentido, el crecimiento semanal promedio de los camarones cultivados a 15 ups fue de 0.83 ± 0.11 g/semana (TCE, 2.3 ± 0.3 %/día), permaneciendo por debajo del promedio semanal con relación al tratamiento con salinidad de 25 ups, el cual promedió una TCS de 0.88 ± 0.12 g/semana (TCE, 2.4 ± 0.7 %/día), mientras que el tratamiento de agua de mar a 35 ups, registró el menor promedio al

obtener una TCS 0.80 ± 0.05 g/semana (TCE, 2.4 ± 0.9 %/día). A pesar de la tendencia registrada entre las tasas de crecimiento de los diferentes tratamientos, no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los mismos para TCS ni tampoco para TCE.

En cuanto a supervivencia, los camarones a la salinidad de 25 ups registraron el mayor porcentaje, con un 70%, el cual estuvo por encima de los porcentajes registrados en los tratamientos T₁₅ y T₃₅, con supervivencias de 38% y 40%, respectivamente.

Las variables de producción correspondientes a rendimiento, FCA y el consumo de agua fueron calculados con base en la biomasa final total de camarón (kg) en cada tanque y tomando en cuenta el total de alimento suministrado (kg) y el volumen total de agua utilizado durante el ciclo de producción en cada sistema acuapónico (m³). De acuerdo con lo anterior, el tratamiento T₂₅ obtuvo el mayor rendimiento con 0.57 kg/m³ y un factor de conversión alimenticia de 1.4, lo que indica que para producir un kg de biomasa de camarón fueron necesarios 1,400 g de alimento balanceado. En cuanto al consumo de agua, un total de 5.23 m³ fueron utilizados en el tratamiento T₂₅, lo cual indica que tomando en cuenta la biomasa total cosechada como camarón, fueron necesarios 2,900 L de agua por cada kg de biomasa producida como camarón. Lo anterior contrasta con los tratamientos T₁₅ y T₃₅, los cuales presentaron resultados menores pero similares entre sí, ambos con rendimientos de 0.3 kg/m³ y FCA de 2.3 en ambas salinidades. El consumo de agua total para los tratamientos T₁₅ y T₃₅ fue de 5.31 y 5.21 m³, respectivamente, indicando que por cada kg de biomasa cosechada como camarón se necesitaron 5,310 L de agua para T₁₅ y 5,208 L para T₃₅, respectivamente.

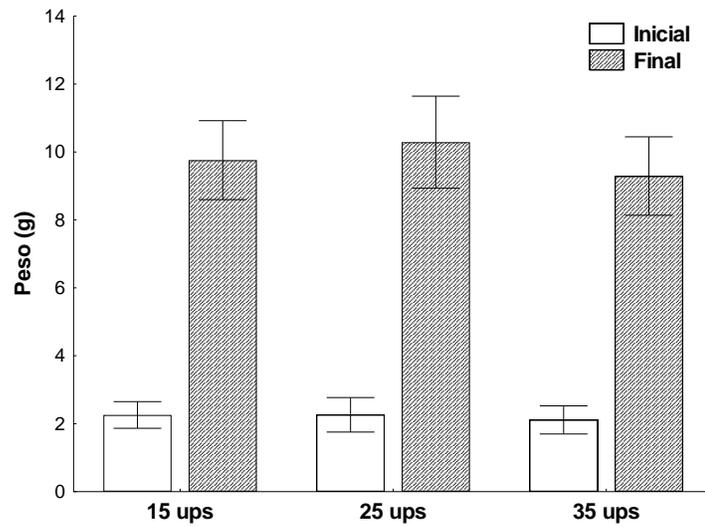


Figura 4. Peso inicial y final (promedio \pm desviación estándar) de *P. vannamei* cultivado a diferentes salinidades. Sin diferencias significativas ($p > 0.05$) entre tratamientos.

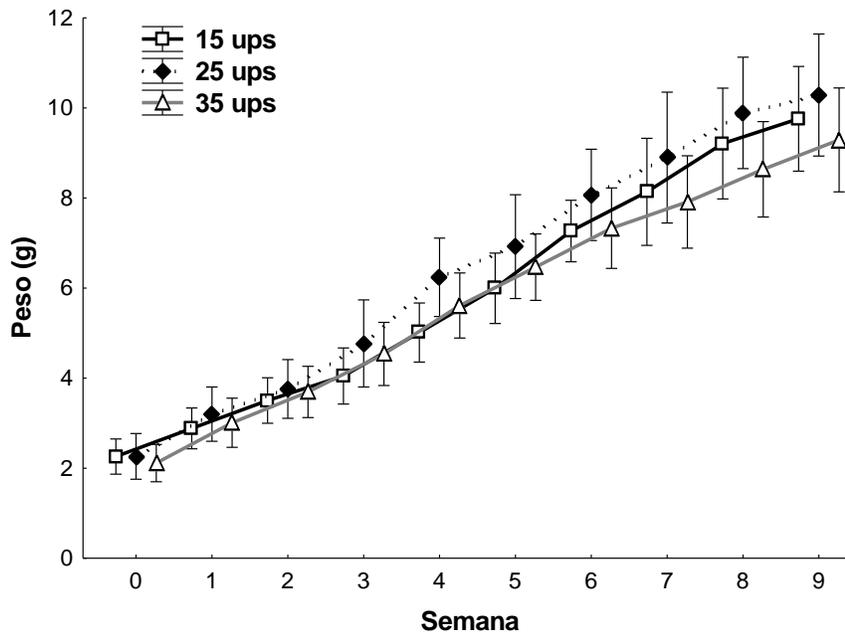


Figura 5. Crecimiento semanal (Promedio \pm desviación estándar) de *P. vannamei* durante el ciclo de cultivo a diferentes salinidades. Sin diferencias significativas ($p > 0.05$) entre tratamientos.

7.2. Cultivo de *Salicornia bigelovii*

El día 07 de diciembre del 2021, se llevó a cabo el trasplante de *S. bigelovii*, iniciando su ciclo de cultivo un mes después de la siembra de los juveniles de *P. vannamei*. Cabe mencionar que las plantas se recolectaron una semana previa a su trasplante, para someterlas a un periodo de aclimatación para evitar su estrés en el nuevo ambiente y sustrato.

La cosecha de las plantas se realizó el 07 de febrero del 2022, resultando en un ciclo de cultivo de nueve semanas de duración. Se sembraron un total de 90 plantas de *S. bigelovii*, mismas que fueron distribuidas de forma homogénea entre los tres tratamientos (30 plantas por tratamiento) a las salinidades correspondientes. Durante el ciclo de producción, en las primeras dos semanas las plantas de salicornia pasaron por un periodo de adaptación en los sistemas acuapónicos donde experimentaron cambios drásticos de temperatura y salinidad, con respecto a las condiciones ambientales encontradas en su medio natural. Una vez transcurrida esta etapa de adaptación, las plantas completaron su ciclo de producción en el sistema NFT y fueron cosechadas, registrando porcentajes de supervivencia del 67, 63 y 47% en los tratamientos T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente. Diferencias significativas ($p < 0.05$) fueron encontradas entre las salicornias irrigadas a 15 y 25 ups, con respecto de las crecidas con agua marina (35 ups) provenientes de los efluentes camaronícolas (Tabla IV).

Las plantas de salicornia presentaron un peso inicial entre 2.6 y 16.8 g en el T₁₅, entre 2.4 y 22.1 g para el T₂₅ y en el T₃₅ el peso inicial estuvo entre 2.7 y 31.8 g, sin embargo, tomando en cuenta la variación entre los pesos promedio de las plantas de cada uno de los tratamientos, no existieron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos ($H=1.32$, $p > 0.05$). Con respecto del peso individual final, las salicornias del tratamiento a 35 ups registraron el menor crecimiento con 83 g por planta, mientras que el tratamiento a 15 ups fue el que mayor crecimiento exhibió con 273 g por planta. De acuerdo con esta variable, diferencias significativas ($p < 0.05$) fueron encontradas entre los tratamientos T₁₅ y T₂₅, con respecto del tratamiento a 35 ups (Tabla IV).

La biomasa final en la cosecha de salicornias en el T₁₅ tuvo una variación entre 0.03 y 0.54 kg, con un porcentaje de ganancia del 98%, mientras que en el T₂₅ las plantas pesaron entre 0.03 y 0.56 kg, incrementando su biomasa en un 97%, mientras que, con un menor intervalo de biomasa, en el T₃₅ la variación fue de 0.02 a 0.16 kg, con un incremento de

biomasa también menor (90%) en relación con los otros tratamientos. La biomasa en plantas promedio del T₃₅ fue significativamente menor (H=18.1; p<0.0001) a la biomasa promedio de los tratamientos a salinidades de 15 y 25 ups (Tabla IV).

Tabla IV. Variables de producción postcosecha de *S. bigelovii*, obtenidas del ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades.

Variables	Tratamientos		
	15 ups	25 ups	35 ups
Peso inicial promedio (g)	6.0 ± 3.4 ^a	7.1 ± 4.3 ^a	8.3 ± 8.2 ^a
Peso final promedio (g)	273 ± 135 ^a	246 ± 166 ^a	83 ± 43 ^b
Biomasa total inicial (kg)	0.12 ± 0.01 ^a	0.14 ± 0.03 ^a	0.11 ± 0.01 ^a
Biomasa total final (kg)	5.45 ± 2.33 ^a	4.67 ± 1.03 ^a	1.08 ± 0.36 ^b
Supervivencia (%)	67.7 ± 11.5 ^a	63.3 ± 7.6 ^a	43.3 ± 11.5 ^b
Rendimiento (kg/m ²)	1.8 ± 0.8 ^a	1.6 ± 1.0 ^a	0.4 ± 0.1 ^b
*Uso de agua monocultivo (m ³ /kg)	1.1 ± 0.5 ^a	1.7 ± 1.5 ^a	5.2 ± 1.6 ^b

*El cálculo para consumo de agua contempla únicamente la biomasa cosechada como salicornia. Letras distintas indican diferencias significativas (p<0.05) entre los promedios por tratamiento.

La biomasa final total de las salicornias cultivadas a 35 ups fue aproximadamente cuatro veces menor a la obtenida en los tratamientos a 15 y 25 ups. Lo anterior, influyó también sobre las variables de rendimiento y consumo de agua, ya que las salicornias crecidas a 35 ups registraron el rendimiento más bajo, mientras que el mayor se presentó en las irrigadas a 15 ups. Esta misma tendencia se presentó para la variable de uso del agua, tomando en cuenta solo la producción de biomasa como salicornia. Al comparar estadísticamente dichas variables entre tratamientos, diferencias significativas fueron encontradas entre los tratamientos de T₁₅ y T₂₅, con respecto de T₃₅, para ambos casos (Tabla IV).

La talla inicial promedio de las halófitas fue de 16.7±5.4 cm (15 ups), 18.3±5.3 cm (25 ups) y 17.9±4.9 cm (35 ups), estadísticamente similares en los tres tratamientos al momento de su siembra en cada sistema NFT (H=0.88, p> 0.05). Las plantas de *S. bigelovii* mostraron cambios en la media de talla final promedio entre salinidades, siendo las salicornias cultivadas a 15 ups con un promedio de 39.1±8.6 cm y las cultivadas a 25 ups con 40.3±9.5 cm, las que tuvieron una tasa de crecimiento semanal significativamente mayor con 2.5±0.7 y 2.4±0.8 cm/semana, respectivamente (H=9.37, p<0.01), en comparación con las salicornias irrigadas con agua de mar con una talla final promedio de 31.1±5.0 cm y una tasa de crecimiento de 1.5±0.4 cm/semana. Aunque las medias de tallas en los primeros dos

tratamientos mantuvieron una tendencia a incrementarse de manera constante a lo largo de las nueve semanas del ciclo de cultivo, se puede apreciar en la curva de crecimiento (Figuras 6 y 7) que el incremento fue significativamente mayor hasta las últimas dos semanas, superando a la media de tallas de las plantas a la salinidad de 35 ups.

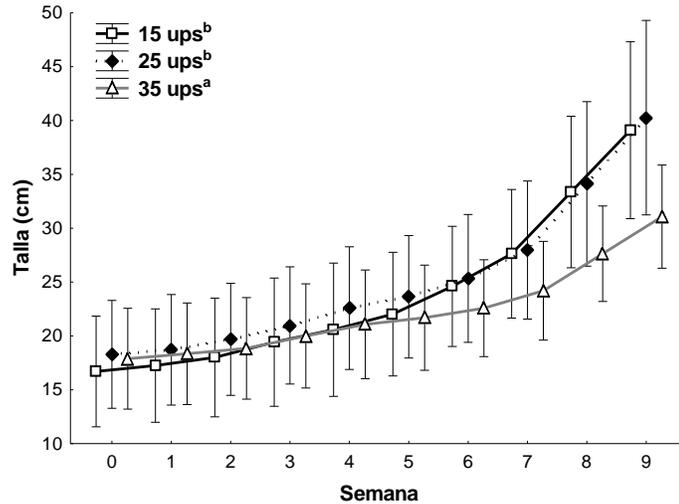


Figura 6. Crecimiento semanal en talla de *S. bigelovii* durante el ciclo de cultivo a diferentes salinidades (15, 25 y 35 ups). Distintas letras indican diferencias significativas entre tratamientos ($p < 0.05$).



Figura 7. Comparación a través del tiempo de ejemplares de *S. bigelovii* en el módulo experimental de sistemas acuapónicos; izquierda semana 1 y derecha semana 7 a salinidad 25 ups.

7.3. Monitoreo de la calidad del agua

7.3.1. Temperatura

En los tres tratamientos a distintas salinidades se puede observar un comportamiento descendente en el promedio semanal de temperaturas en los módulos experimentales (Figura 8). Esta disminución va desde el inicio del ciclo de cultivo y se acentúa durante el mes de

diciembre, debido a las condiciones ambientales y climatológicas típicas del invierno (semana 7) en la región de Mazatlán, Sinaloa. De forma general, es notorio que las temperaturas registradas a las 7 am fueron menores a las temperaturas diurnas en los tres tratamientos, sin embargo, estas no fueron iguales en los tanques a diferentes salinidades (Tabla V).

Por lo tanto, las medias de temperatura general más cálidas se registraron en la primera semana, en T₁₅ con 27.6±1.0 °C, en T₂₅ con 27.5±1.0 °C y en T₃₅ promediando 26.6±0.9 °C. Mientras que los promedios más bajos tuvieron lugar en la semana 14 (T₁₅: 21.9±1.8 °C; T₂₅: 22.1±1.7 °C; T₃₅: 21.3±1.4 °C), debido a la estacionalidad. Aunque las variaciones ambientales afectaron considerablemente la estabilidad en la temperatura promedio del agua en los tres módulos experimentales, los tratamientos T₁₅ (22.6±2.3 °C) y T₂₅ (22.8±2.1 °C) mostraron, a lo largo de los 93 días de cultivo, un promedio ligeramente mayor con respecto al que se registró en el tratamiento T₃₅ (21.9±1.9 °C). De manera general, durante el ciclo de cultivo de camarón se registraron temperaturas cercanas al límite inferior letal (15 °C) durante las últimas 2 semanas, lo cual pudo ocasionar una disminución en el crecimiento y afectar el porcentaje de supervivencia.

Tabla V. Temperaturas registradas durante el ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades y horas del día.

Horario	Temperatura (°C)		
	15 ups	25 ups	35 ups
7 am			
Mínimo	16.3	15.7	16.3
Máximo	26.8	26.6	25.8
Promedio	21.6 ± 2.2	21.9 ± 1.9	21.3 ± 1.8
6 pm			
Mínimo	19.3	18.7	19.3
Máximo	28.8	28.9	27.7
Promedio	23.6 ± 1.9	23.7 ± 1.8	22.6 ± 1.8

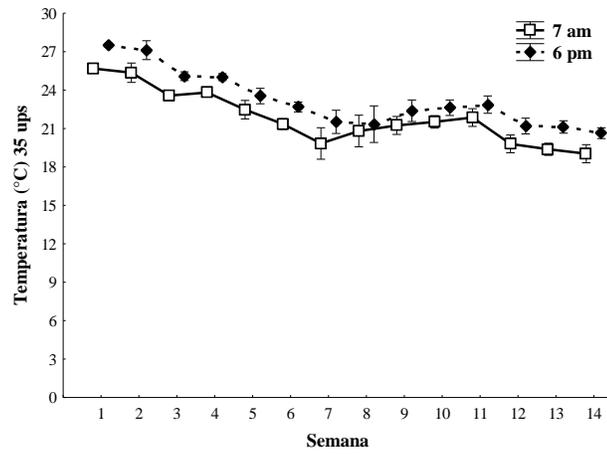
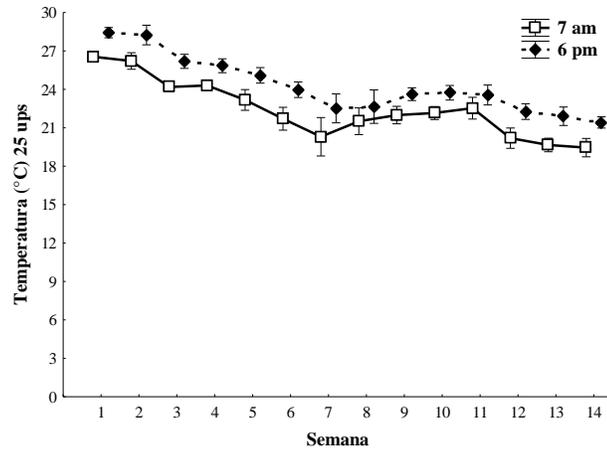
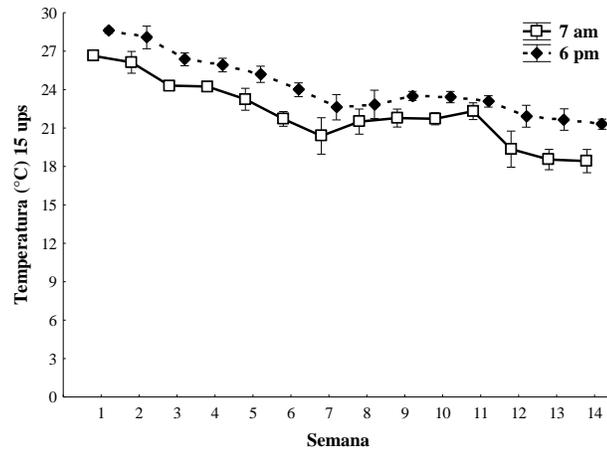


Figura 8. Variación de la temperatura semanal durante el día en el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* a diferentes salinidades.

7.3.2. pH

De acuerdo con los valores de pH registrados durante el ciclo de cultivo de camarón, se observa un incremento en los valores medios semanales tomados a las 7 am y 6 pm conforme transcurre el cultivo de *P. vannamei* (semana 1 – 9), y decrecen una vez que los organismos fueron cosechados (Figura 9). Este es un comportamiento esperado ya que cuando el agua entra en la dinámica de un cultivo camaronícola, las concentraciones de los nutrientes y la intensidad de algunos procesos biológicos como la respiración (producción de CO₂) y la fotosíntesis (consumo de CO₂) pueden afectar los niveles de pH.

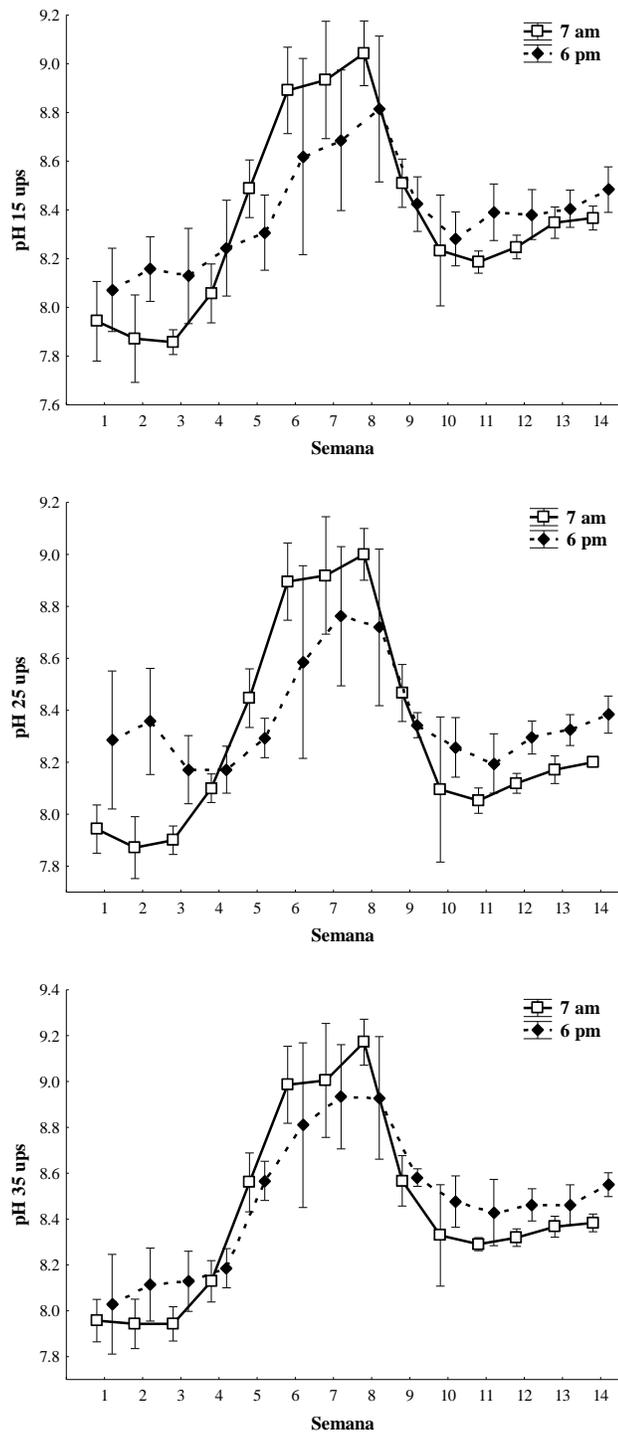


Figura 9. Variación del pH semanal durante el día en el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* a diferentes salinidades.

Se presentaron variaciones en los promedios de pH registrados a las dos distintas horas del día, sin embargo, fueron muy similares entre los tratamientos (Tabla VI). El promedio general de pH en los sistemas acuapónicos durante las 14 semanas fue de 8.5 ± 0.3 (T₁₅), 8.4 ± 0.3 (T₂₅) y 8.5 ± 0.4 (T₃₅). Los valores durante el ciclo de cultivo de camarón para los tres tratamientos se mantuvieron dentro en un intervalo aceptable para el crecimiento óptimo del camarón.

Tabla VI. Valores de pH registrados durante el ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades y horas del día.

Horario	pH		
	15 ups	25 ups	35 ups
7 am			
Mínimo	7.7	7.7	7.8
Máximo	9.5	9.5	9.5
Promedio	8.5 ± 0.4	8.4 ± 0.4	8.5 ± 0.4
6 pm			
Mínimo	7.8	8.0	7.8
Máximo	9.2	9.3	9.6
Promedio	8.4 ± 0.3	8.4 ± 0.3	8.6 ± 0.3

7.3.3. Oxígeno disuelto

Durante el ciclo de cultivo, se aprecia una tendencia ascendente en los promedios semanales de oxígeno disuelto en el mismo periodo de tiempo en que ocurre la disminución en las temperaturas en cada uno de los tratamientos (Figura 10). Este comportamiento entre variables es constante hasta las últimas semanas de cultivo cuando se registraron las temperaturas más bajas y las concentraciones de OD más altas. Además, la diferencia entre las concentraciones de oxígeno disuelto entre los horarios de la mañana y tarde, se debe en gran medida a los procesos de respiración-fotosíntesis que ocurren durante las 24 horas del día, presentándose las concentraciones más altas durante la tarde-noche (mayor tasa de fotosíntesis) y las más bajas durante la mañana (mayor tasa de respiración durante la madrugada).

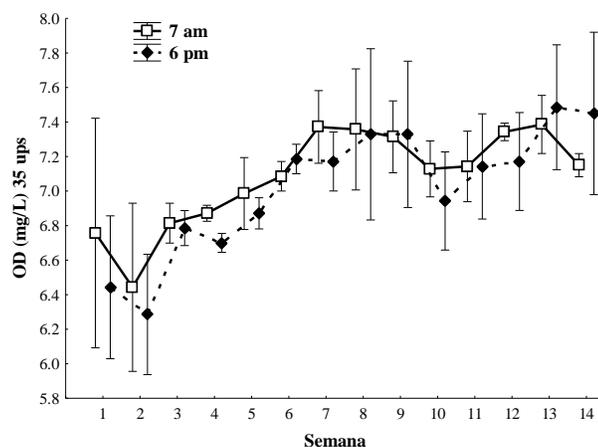
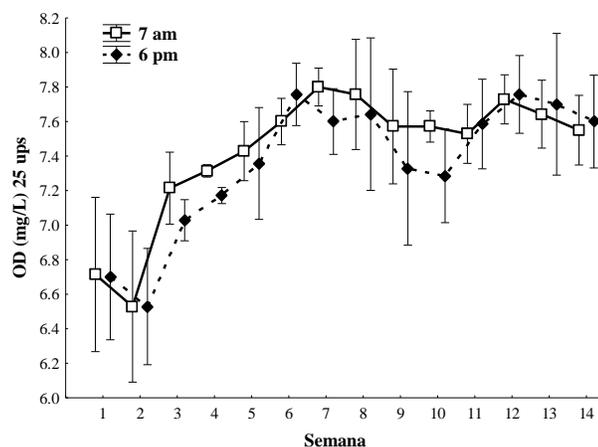
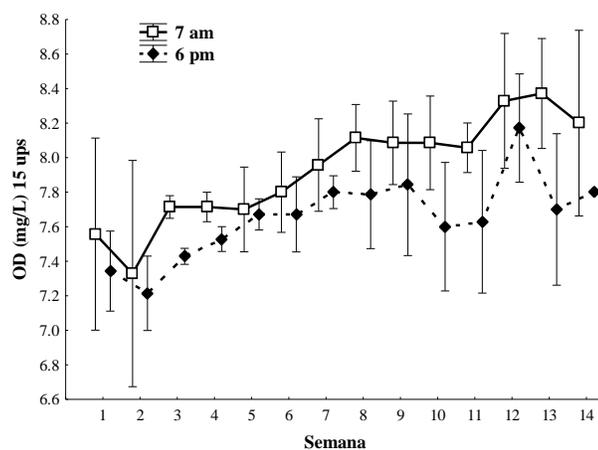


Figura 10. Variación del oxígeno disuelto semanal durante el día en el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* a diferentes salinidades.

La presencia del oxígeno está sujeta a la temperatura y salinidad del agua que afectan la solubilidad de este gas. Por tal motivo, al incrementar la salinidad en el agua entre

tratamientos, el OD disminuye, lo cual sucedió en este estudio (Tabla VII), presentándose los promedios más bajos en el T₃₅, así como la mayor concentración promedio de OD en el tratamiento a 15 ups en ambos horarios al día.

El tratamiento T₁₅ con un promedio general durante las 14 semanas de cultivo de 7.8±0.4 mg/L de oxígeno disuelto, fue mayor que el promedio del T₂₅ (7.4±0.5 mg/L), y aún menor fue la concentración en T₃₅ con una media de 7.0±0.4 mg/L.

Tabla VII. Valores de oxígeno disuelto registrados durante el ciclo de cultivo acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades y horas del día.

Horario	OD (mg/L)		
	15 ups	25 ups	35 ups
7 am			
Mínimo	6.4	6.0	6.1
Máximo	8.4	8.2	8.1
Promedio	7.9 ± 0.4	7.4 ± 0.4	7.1 ± 0.4
6 pm			
Mínimo	6.9	6.1	6.0
Máximo	8.5	8.4	8.3
Promedio	7.6 ± 0.4	7.3 ± 0.5	7.0 ± 0.3

7.3.4. Sólidos suspendidos totales y volátiles

Los niveles de SST en los tratamientos fluctuaron desde 14 mg/L en los tanques de T₁₅, hasta niveles de 151.0 mg/L en los tanques de T₃₅, mientras que los SSV también presentaron este mismo comportamiento, mostrando su menor nivel durante la semana 10 y un notable aumento en las últimas semanas del ciclo de cultivo (Figura 11). En el tratamiento a 15 ups, el máximo de SST alcanzado en el agua de los tanques fue de 66.7 mg/L, con un promedio de 38.2±13.1 mg/L, mientras que en los biofiltros el intervalo estuvo entre 14.7-69.3 mg/L y un promedio de 41.6±19.2mg/L; en el agua de las salicornias los niveles de SST que se presentaron fueron de 26.7 a 88.3 mg/L y un promedio mayor que en los otros componentes (46.4±14.6 mg/L). Sin embargo, no hubo diferencias significativas entre sus medias (H=3.8, p>0.05).

Los SST a una salinidad de 25 ups fueron más altos que los del primer tratamiento, con intervalos de 33.3 a 73.3 (promedio 54.3±12.4 mg/L), 16.7 a 76.3 (promedio 58.0±14.6

mg/L) y 33.3 a 83.3 (promedio 59.5 ± 12.1 mg/L), en el agua de los tanques, biofiltros y de las plantas, respectivamente, sin diferencias significativas entre sus medias ($H=3.0$, $p>0.05$). Mientras que, en el T_{35} , todos los resultados de SST fueron mayores a los dos tratamientos previos (Figura 11). En el agua de los tanques los SST promedio fue de 74.1 ± 28.0 mg/L (intervalo 40.0-151.0), en los biofiltros 72.6 ± 21.0 mg/L (intervalo 33.7-100.0) y en las plantas 77.8 ± 21.8 mg/L (rango 33.3-106.7) sin diferencias significativas ($H=1.3$, $p>0.05$).

El promedio de los sólidos suspendidos totales presentó diferencias significativas al comparar cada componente con el factor de la salinidad (Figura 12). En el agua de los tanques, el contenido de SST fue significativamente mayor ($H=34.9$, $p<0.0001$) en el T_{35} , estadísticamente igual a T_{25} y menor en T_{15} . En el agua del biofiltro, los SST fueron significativamente más elevados ($H=18.4$, $p<0.001$) a una salinidad de 35 ups, con respecto a los otros dos tratamientos. Finalmente, en el agua de las plantas, también los SST fueron significativamente más altos ($H=32.5$, $p<0.0001$) a una salinidad de 35 ups con respecto a 15 y 25 ups (Figura 12).

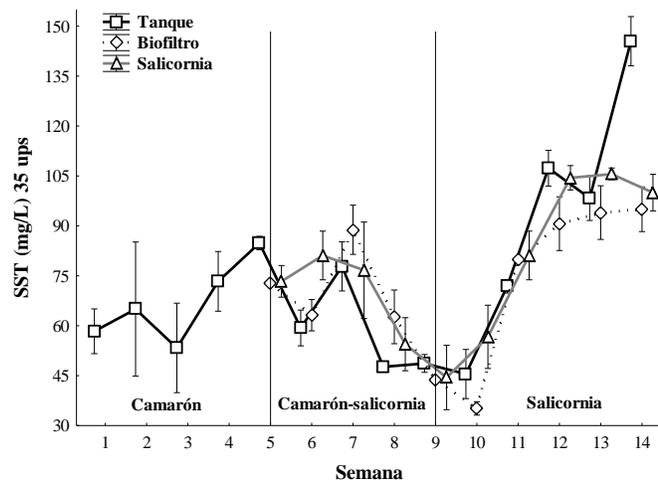
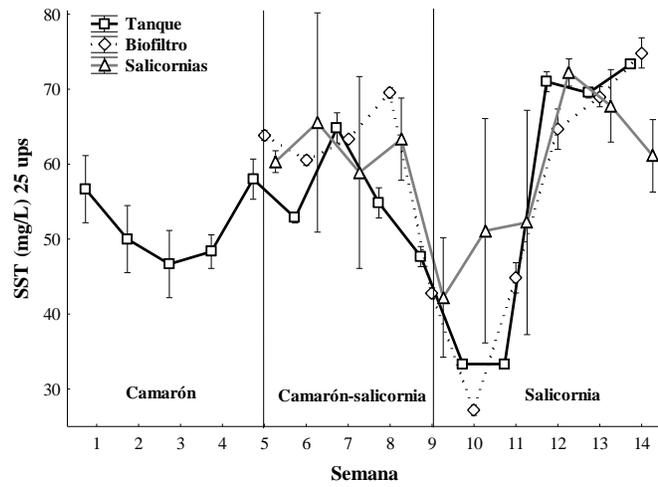
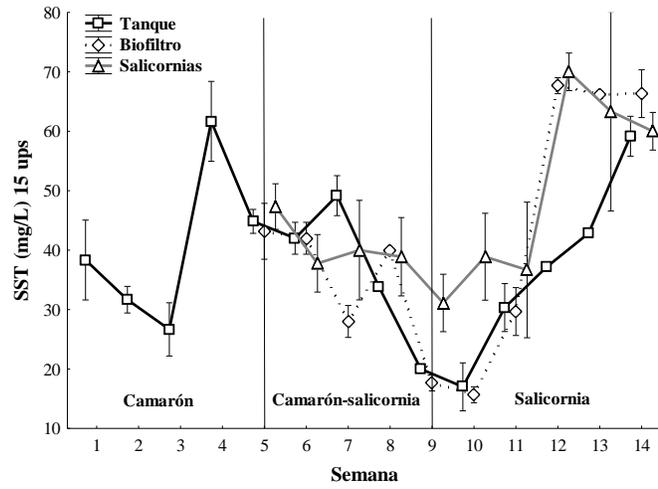


Figura 11. Variación semanal de niveles de SST durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento a diferentes salinidades. No se presentan diferencias significativas ($p>0.05$).

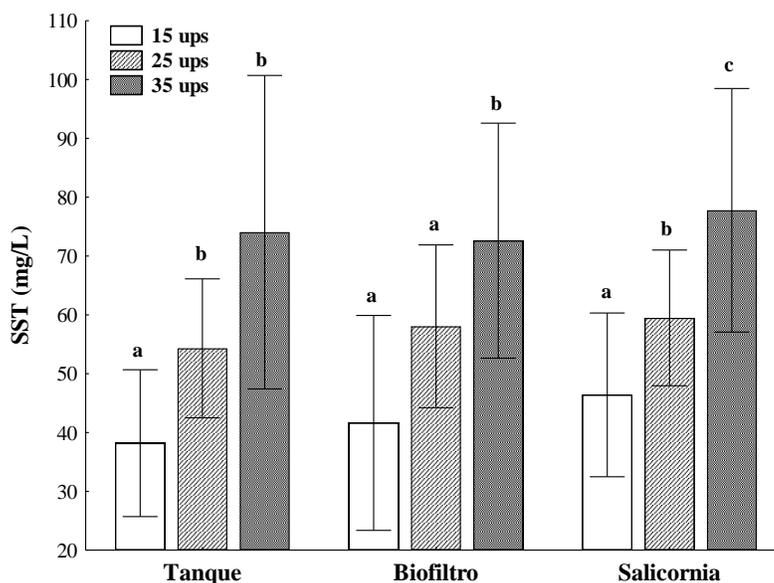


Figura 12. Comparación de concentraciones promedio de SST en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre componentes por tratamientos ($p < 0.05$).

El contenido de materia orgánica promedio, medido como SSV, (Figura 13) tuvo un comportamiento similar que los SST, ya que en los tanques y los biofiltros fueron significativamente ($H=5.9$ y $H=6.4$, respectivamente, $p < 0.05$) más altos en T_{35} , y a su vez fueron estadísticamente igual a T_{25} , en ambos casos. Los SSV del agua proveniente de las plantas tuvieron el valor promedio más alto en el tratamiento a 35 ups ($H=13.0$, $p < 0.01$).

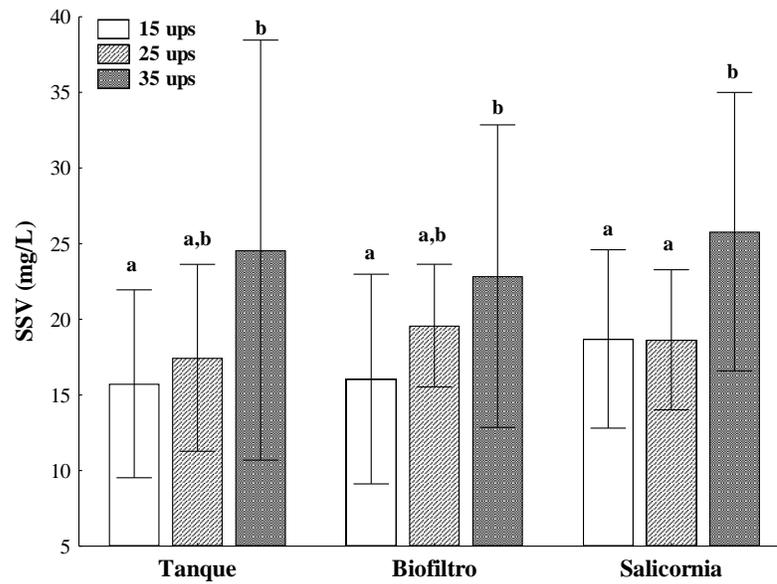


Figura 13. Comparación de concentraciones promedio de SSV en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre componentes por tratamientos ($p < 0.05$).

En cuanto al comportamiento de los SSV durante todo el ciclo de cultivo, se observan fluctuaciones y una disminución de este parámetro en la semana 10, y apreciándose un incremento durante las últimas semanas del cultivo (Figura 14). Cabe mencionar que no se presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en cuanto a los componentes (tanque, biofiltro y plantas) del sistema acuapónico para cada uno de los tratamientos.

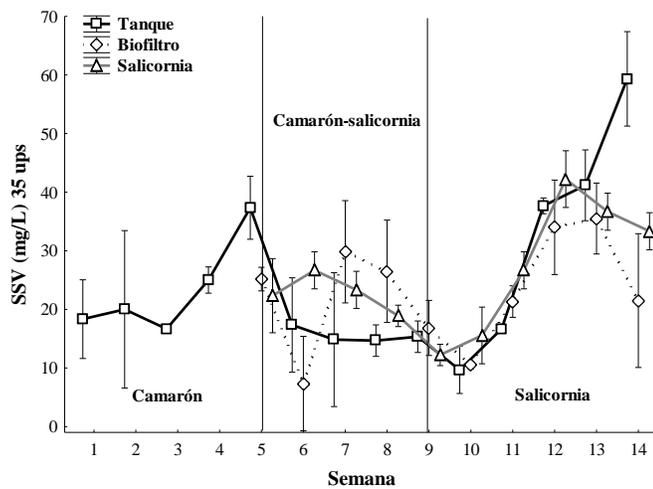
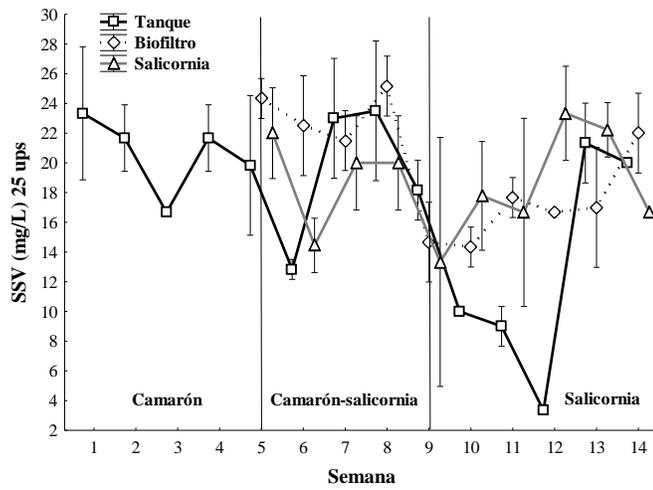
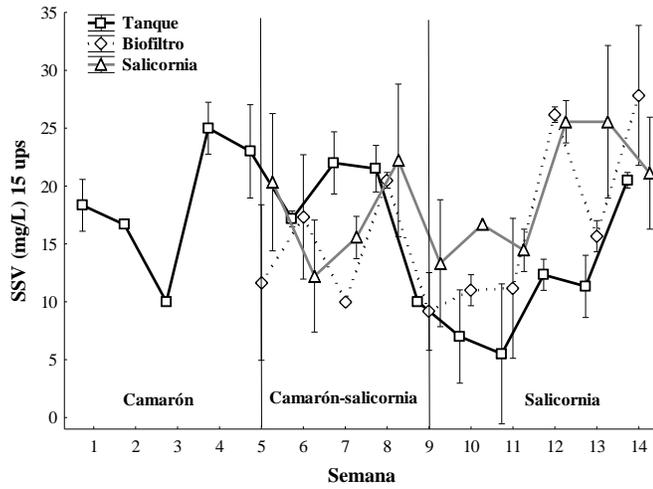


Figura 14. Variación semanal de niveles de SSV durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento a diferentes salinidades. No se presentan diferencias significativas ($p > 0.05$).

7.3.5. Nitrógeno amoniacal total (NAT)

Las concentraciones de NAT registradas en el tratamiento T₁₅ (Figura 15) presentaron promedios de 14.4 ± 12.9 µg/L en tanque de cultivo de camarón, 13.0 ± 16.9 µg/L en biofiltro y 11.4 ± 11.3 µg/L en las salidas del sistema NFT, oscilando de 0.03 µg/L a 56.6 µg/L de NAT a lo largo del ciclo de cultivo, sin diferencia significativa entre sus valores promedios (H=1.30, p>0.05). Con respecto al tratamiento T₂₅, las concentraciones de NAT oscilaron entre 0.02 µg/L y 34.9 µg/L durante todo el ciclo de producción, con medias de 10.6 ± 8.9 µg/L en tanque de camarón, 4.2 ± 5.9 µg/L y 7.5 ± 9.0 µg/L en las salidas de biofiltro y de sistema NFT, respectivamente; el promedio de NAT en el agua del biofiltro fue significativamente mayor (H=7.13, p<0.05) que en el agua de los biofiltros. El tratamiento de agua de mar (T₃₅) registró concentraciones desde 0.3 µg/L a 69.9 µg/L de NAT y promedios de 8.9 ± 8.8 µg/L en los tanques de cultivo, 8.5 ± 12.9 µg/L y 9.1 ± 14.5 µg/L en las salidas del biofiltro y del sistema NFT, respectivamente (Figura 15), sin diferencias significativas entre las medias (H=2.03, p>0.05). De manera general, se aprecia una disminución en la concentración promedio del NAT proveniente de los biofiltros y del sistema NFT de plantas con respecto de las registradas en los tanques de cultivo de camarón (Figura 15). Al comparar los promedios de NAT entre los componentes del sistema acuapónico de los diferentes tratamientos (Figura 16), solo se observaron diferencias significativas entre los biofiltros de los tratamientos T₁₅ y T₂₅ (H=6.60, p<0.05).

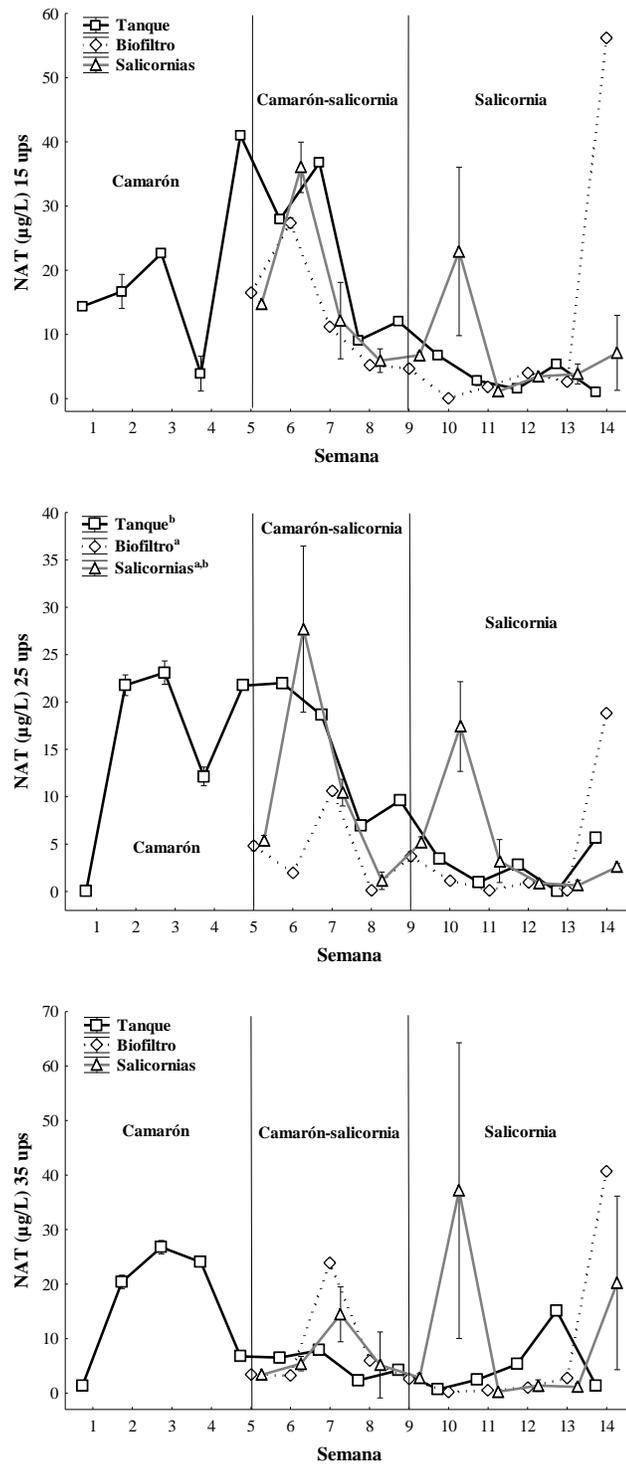


Figura 15. Variación semanal de niveles de NAT durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre componentes ($p < 0.05$).

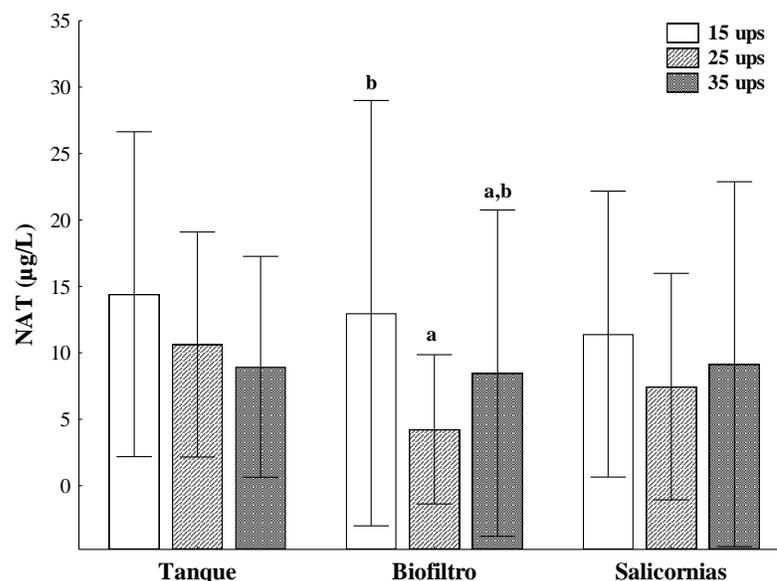


Figura 16. Comparación de concentraciones promedio de NAT en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre salinidades por componente ($p < 0.05$).

7.3.6. Nitritos ($N-NO_2^-$)

La dinámica de las concentraciones de $N-NO_2^-$ durante el ciclo de cultivo completo para los diferentes tratamientos presentó variaciones (Figura 17). En el T_{15} , los niveles de $N-NO_2^-$ oscilaron entre 0.06 en la semana 1 y hasta 17.2 $\mu g/L$ en la semana 8 del cultivo de camarón, alcanzando un promedio general de $8.6 \pm 6.8 \mu g/L$ durante las 14 semanas del ciclo de cultivo acuapónico. No se encontraron diferencias significativas ($H=2.41$, $p > 0.05$) en los promedios de $N-NO_2^-$ en el agua de los tanques ($7.2 \pm 6.5 \mu g/L$), de los biofiltros ($8.9 \pm 7.0 \mu g/L$) y de las plantas ($9.8 \pm 7.0 \mu g/L$). En el tratamiento T_{25} las concentraciones de nitritos durante el cultivo de camarón-salicornias oscilaron entre 0.02 y 25.4 $\mu g/L$ en las semanas 1 y 6, respectivamente (Figura 17), alcanzando un promedio general de $9.7 \pm 9.2 \mu g/L$. Al igual que el tratamiento anterior, no se encontraron diferencias significativas ($H=0.78$, $p > 0.05$) en los promedios de $N-NO_2^-$ en el agua de los tanques ($8.1 \pm 9.2 \mu g/L$), de los biofiltros ($10.0 \pm 9.1 \mu g/L$) y de las plantas ($11.0 \pm 9.2 \mu g/L$). En este sentido, el tratamiento T_{35} registró concentraciones de N -nitritos que fluctuaron entre 0.02 y 22.0 $\mu g/L$, con un promedio general de $9.7 \pm 8.6 \mu g/L$, sin diferencias significativas ($H=0.68$, $p > 0.05$) en los promedios de cada componente.

En la figura 17 se puede apreciar como a través del tiempo y del ciclo de los diferentes cultivos, existe una variabilidad en cuanto a las concentraciones de los nitritos, iniciando por un incremento durante las semanas en las que el cultivo de camarón permaneció sin integración con plantas. Posteriormente a partir de la semana 6 y hasta la 9, se empiezan a presentar los máximos niveles de las concentraciones.

La tendencia de los N-NO_2^- fue de un incremento entre las semanas 4 y 6 durante el cultivo de camarón, donde se presentaron los niveles más altos en los tratamientos T_{25} y T_{35} , mientras que el T_{15} presentó una tendencia de incremento con altas y bajas hasta la semana 9. En todos los casos, una vez cosechado el camarón (semana 9) se presentó una tendencia de disminución en la concentración de los N-NO_2^- a partir de la semana 10.

La concentración promedio de N-nitritos entre los distintos componentes del sistema acuapónico (tanque, biofiltro y sistema NFT de plantas) fue muy similar en todos los tratamientos, no encontrándose diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los componentes de un mismo tratamiento (Figura 18).

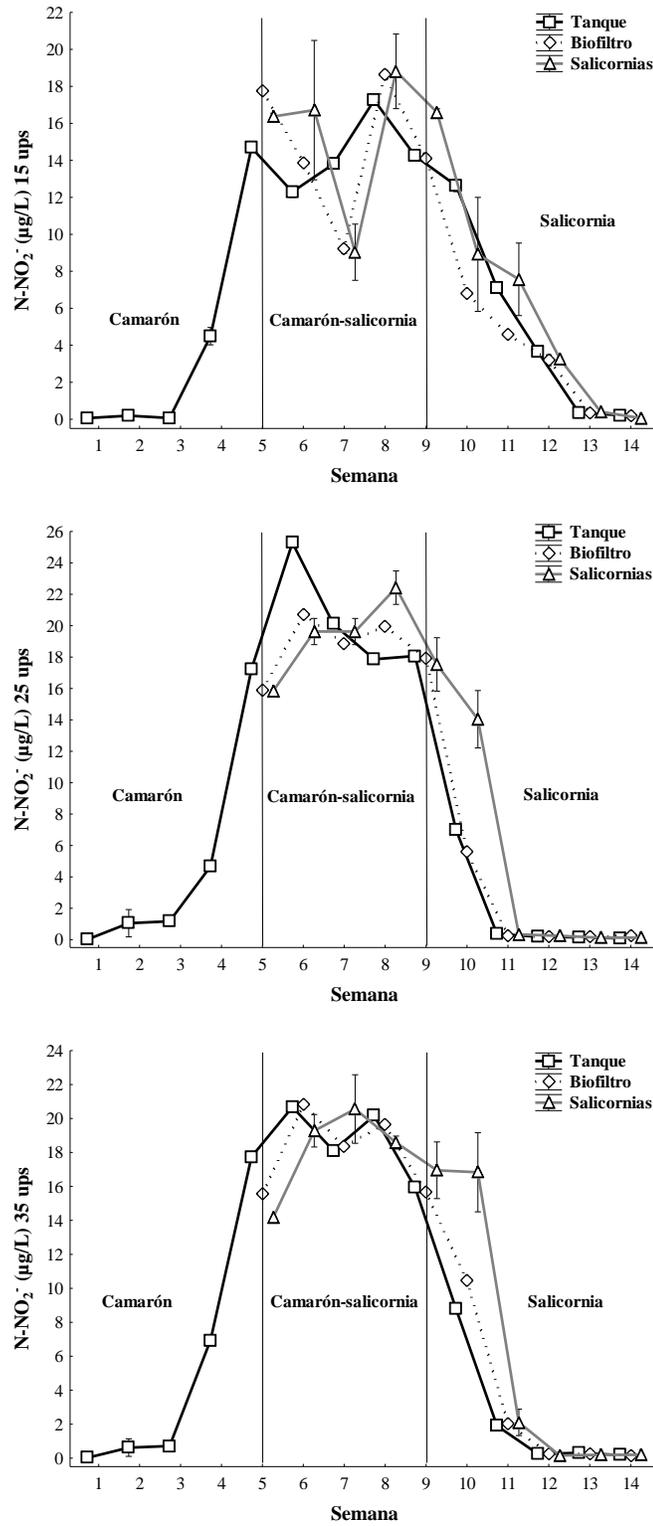


Figura 17. Variación semanal de niveles de N-nitritos durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento. Sin diferencias significativas ($p > 0.05$) entre componentes por tratamiento.

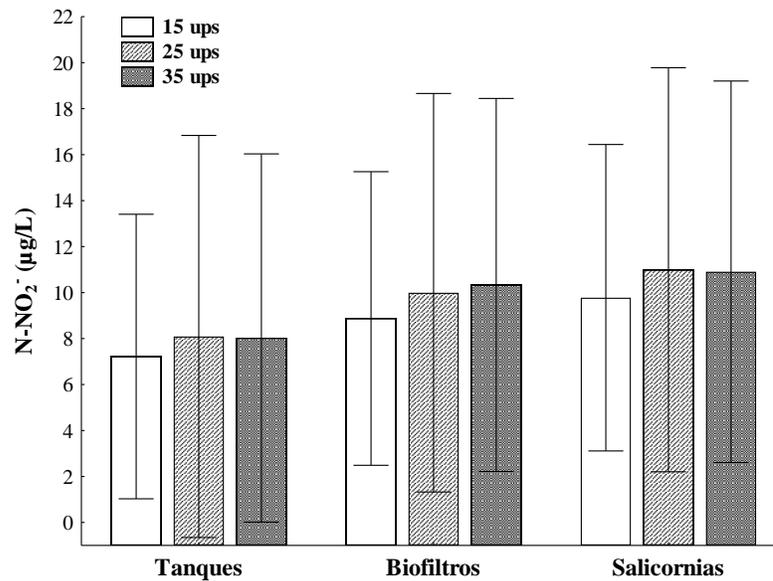


Figura 18. Comparación de concentraciones promedio de N-nitritos en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Sin diferencias significativas ($p>0.05$) entre tratamientos por componente.

7.3.7. Nitratos (N-NO_3^-)

El comportamiento de la concentración de N-nitratos no presentó una tendencia clara a lo largo del ciclo de cultivo del sistema acuapónico en los tres tratamientos, pero se puede observar que durante el ciclo de cultivo de camarón (9 semanas) de la semana 1 hasta la 9 la tendencia fue al aumento y después de la cosecha de camarón empieza a decrecer en los tratamientos T₂₅ y T₃₅ hasta la semana 12, donde vuelve a presentarse un incremento (Figura 19). El tratamiento T₁₅ tuvo un incremento desde la semana 1 hasta la 6 durante el ciclo de cultivo de camarón y luego se mantuvo su concentración hasta la cosecha de camarón (semana 9), con niveles mínimos de 4.5 y máximos de 643.2 µg/L, además los promedios de N-nitratos en los tanques (158.9 ± 135.5 µg/L), biofiltros (221.0 ± 129.1 µg/L) y las salicornias de sistema NFT (220.5 ± 161.5 µg/L) no presentaron diferencias significativas entre los componentes ($H=3.23$, $p>0.05$). En el tratamiento a 25 ups, se presentó el valor mínimo en los tanques (0.6 µg/L) y el mayor en las salicornias (852.3 µg/L), con tendencia al aumento, decayendo en la semana 10 para subir de nuevo a partir de la semana 12. El promedio de N-nitratos en T₂₅ en el agua de los tanques (272.3 ± 245.7 µg/L) fue significativamente menor ($H=9.32$, $p<0.05$) que en los biofiltros (420.1 ± 208.7 µg/L) y las salicornias (436.6 ± 231.4

$\mu\text{g/L}$). El T_{35} presentó la misma tendencia de N-nitratos que el tratamiento anterior, con un intervalo de 2.7 a 436.8 $\mu\text{g/L}$, con un promedio significativamente mayor ($H=11.37$, $p>0.05$) en el agua de las plantas ($287.0\pm 76.2 \mu\text{g/L}$), seguido por los biofiltros ($236.1\pm 68.3 \mu\text{g/L}$) y los tanques ($180.9\pm 123.9 \mu\text{g/L}$).

La concentración promedio de N-nitratos entre los distintos componentes del sistema acuapónico (tanque, biofiltro y sistema NFT de plantas) presentó variaciones (Figura 20); en los tanques no se encontraron diferencias significativas ($H=2.89$, $p>0.05$) entre tratamientos, pero en los biofiltros el T_{25} fue significativamente mayor ($H=14.32$, $p<0.001$) que T_{15} y T_{35} . En el componente NFT de plantas (salicornias), los niveles promedio de N-nitratos a 25 ups fueron significativamente mayores ($H=26.52$, $p <0.001$), seguido de T_{35} y de T_{15} (Figura 20).

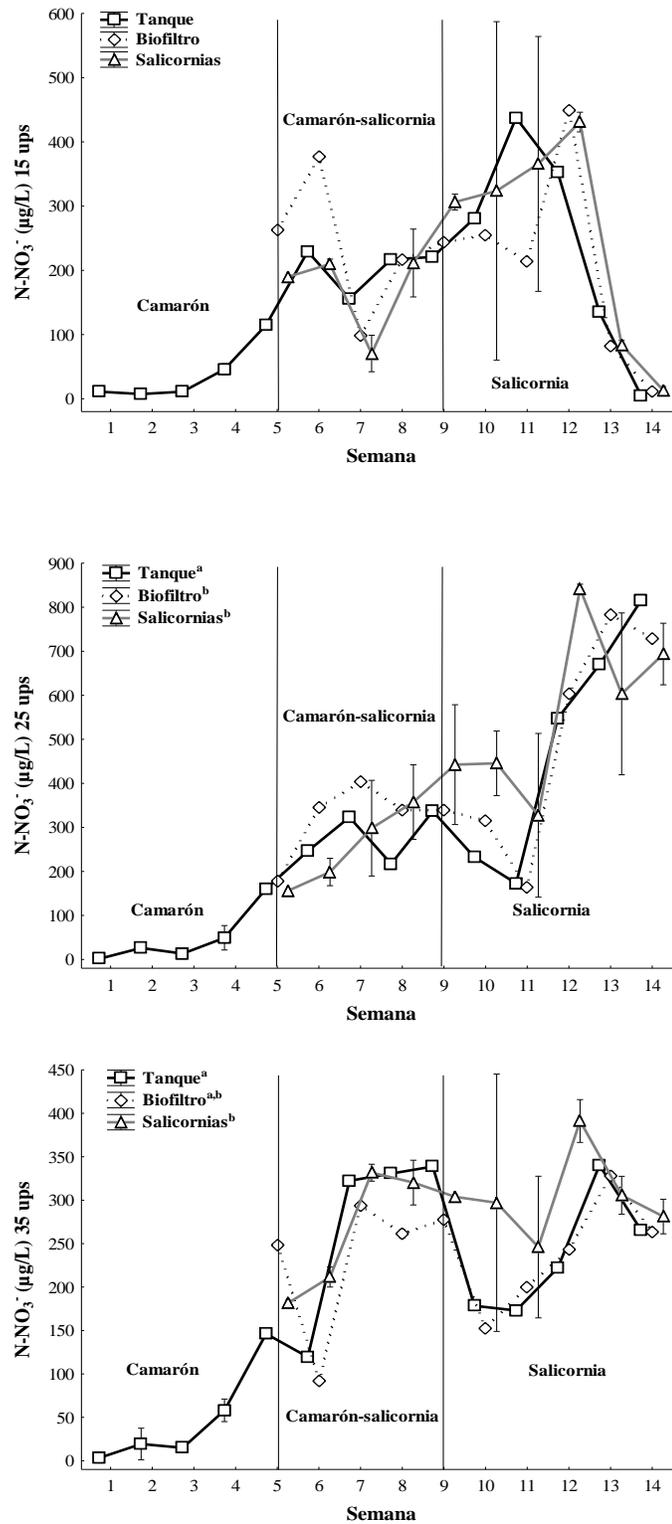


Figura 19. Variación semanal de niveles de N-nitratos durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento. Distintas letras indican diferencias entre componentes ($p < 0.05$).

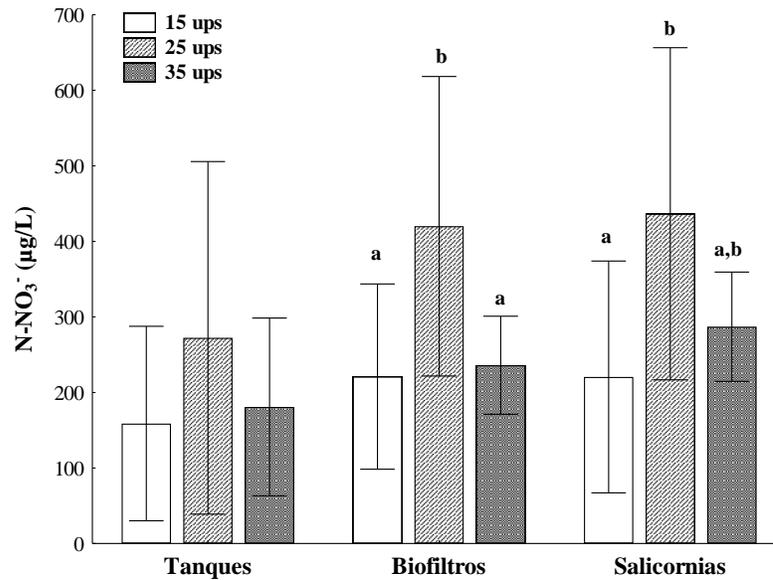


Figura 20. Comparación de concentraciones promedio de N-nitratos en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre salinidades por componente ($p < 0.05$).

7.3.8. Nitrógeno total (NT)

El contenido de NT a lo largo de todo el ciclo de cultivo por tratamiento presentó variaciones (Figura 21). En el T₁₅ los valores menores fueron durante la semana 1, 7 y 14 de todo el ciclo, con intervalos de concentración de 63.3 en los tanques, hasta 1004.8 µg/L en el sistema NFT de las plantas, sin diferencias significativas ($H=1.466$, $p > 0.05$) entre los promedios de NT en los tanques (415.4 ± 149.8 µg/L), en los biofiltros (505.9 ± 187.3 µg/L) y las plantas (495.0 ± 246.7 µg/L). El tratamiento a salinidad de 25 ups fluctuó notablemente durante todo el ciclo alcanzando un valor máximo de 1312.1 µg/L de NT, con un promedio en el agua del tanque de 593.9 ± 250.8 µg/L, y en los biofiltros de 758.6 ± 312.2 µg/L y en las salicornias de 708.6 ± 288.4 µg/L, sin diferencias significativas entre ellos ($H=3.75$, $p > 0.05$). El nivel máximo de NT en los tratamientos fue de 1441.6 µg/L de las salicornias del T₃₅, y el valor mínimo encontrado a esta salinidad fue de 161.3 µg/L registrado en los tanques, sin embargo, las medias de los tres componentes (423.8 ± 159.3 , 550.4 ± 233.0 , 562.9 ± 269.8 , en tanques, biofiltros y plantas, respectivamente) fueron estadísticamente iguales ($H=5.07$, $p > 0.05$).

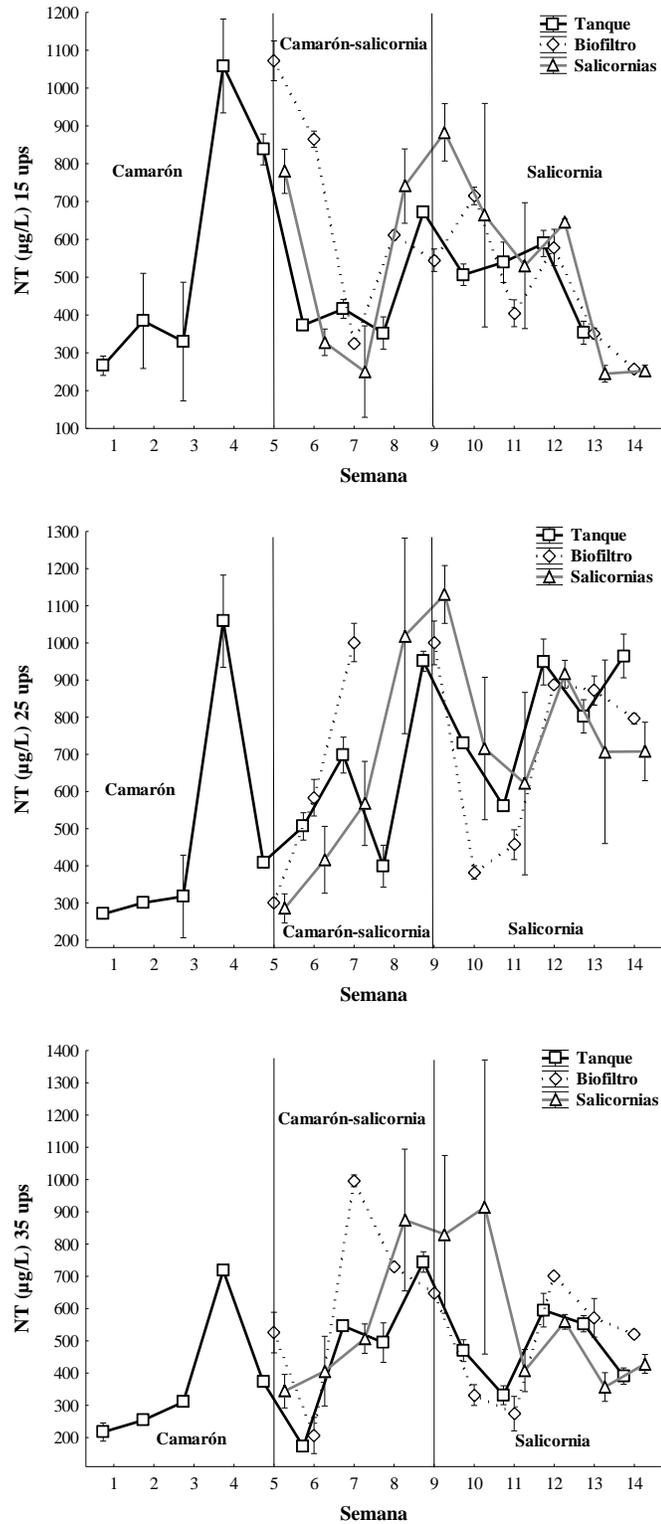


Figura 21. Variación semanal de niveles de nitrógeno total durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento. No se presentan diferencias significativas ($p > 0.05$).

En los tres tratamientos se presentó una tendencia del NT a disminuir durante la etapa de integración de los cultivos (camarón-salicornia), lo cual hace suponer que *S. bigelovii* removió nitrógeno para incorporarlo a la biomasa. Sin embargo, después de la cosecha aparentemente se presenta una resuspensión de material orgánico durante la extracción de los camarones por acción del manejo de los estanques, lo cual podría asociarse a una remineralización de este nutriente e incrementar su concentración durante esas últimas semanas (Figura 21).

El promedio de NT que se presentó en los tanques fue significativamente mayor ($H=7.75$, $p<0.05$) en el tratamiento a 25 ups que el T15 y T25 (Figura 22), lo cual también se presentó en el biofiltro de T₂₅ ($H=7.81$, $p<0.05$) y en el sistema NFT de las salicornias ($H=9.55$, $p<0.05$).

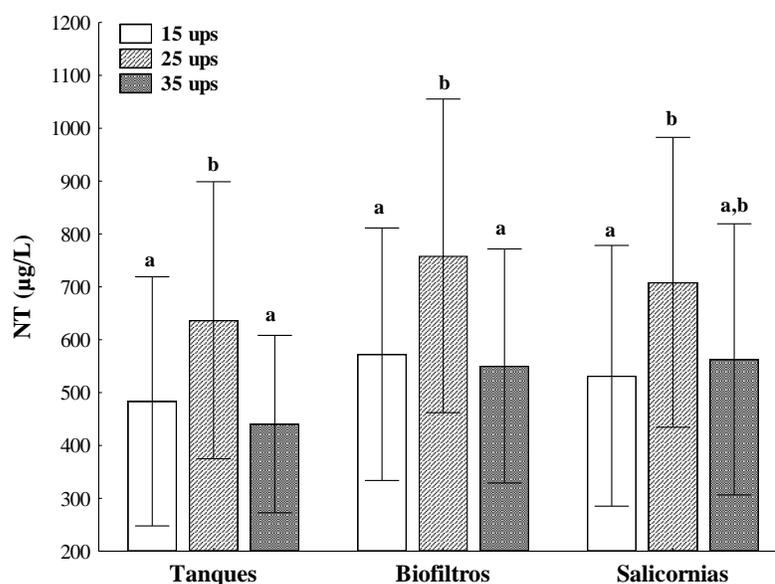


Figura 22. Comparación de concentraciones promedio de nitrógeno total en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre salinidades por componente ($p<0.05$).

7.3.9. Fósforo disuelto ($P-PO_4^{3-}$)

Las concentraciones de $P-PO_4^{3-}$ en T₁₅ oscilaron entre 0.1 y 2.8, alcanzando su máximo nivel en la semana 12 y con un promedio general de 1.2 ± 0.8 µg/L en los tanques de

cultivo de camarón, $1.8 \pm 0.5 \mu\text{g/L}$ en los biofiltros y $1.6 \pm 0.5 \mu\text{g/L}$ en el agua del sistema NFT, sin diferencias significativas entre componentes ($H=4.96$, $p>0.05$).

En el tratamiento T_{25} para los tanques de camarón se registraron mínimos y máximos de 0.1 y hasta $2.6 \mu\text{g/L}$ en la semana final (semana 14), con un promedio general de $1.4 \pm 1.0 \mu\text{g/L}$, mientras que en los biofiltros los niveles de ortofosfatos estuvieron entre 0.7 y $2.6 \mu\text{g/L}$ y en el sistema NFT de las salicornias de 0.8 a $2.8 \mu\text{g/L}$, con promedios de 1.9 ± 0.7 y $1.6 \pm 0.5 \mu\text{g/L}$, en biofiltros y plantas, respectivamente. No se encontraron diferencias significativas entre componentes ($H=5.57$, $p>0.05$).

Por su parte, los registros de ortofosfatos en el T_{35} , presentaron las concentraciones más bajas en el tanque de cultivo de camarón, con fluctuaciones de 0.1 y hasta $2.2 \mu\text{g/L}$ en la semana 12, con un promedio general de $1.2 \pm 0.7 \mu\text{g/L}$. En los biofiltros, los niveles de P-PO_4^{-3} fueron de 0.7 a 2.2 y en las plantas de 1.0 a $2.5 \mu\text{g/L}$, siendo el promedio de las plantas ($1.8 \pm 0.4 \mu\text{g/L}$) estadísticamente mayor que el del biofiltro ($1.6 \pm 0.7 \mu\text{g/L}$) y el tanque de cultivo de camarón (Figura 23).

La tendencia en las concentraciones de fósforo disuelto u ortofosfatos (P-PO_4^{-3}) va en aumento a través del tiempo durante las 14 semanas del ciclo de cultivo acuapónico para los tres tratamientos (Figura 23), lo que se asocia con el suministro diario de alimento para el cultivo de camarón hasta la semana 9, sin embargo, posterior a la cosecha se mantiene dicho incremento, lo cual, podría estar asociado a la remineralización de lodos orgánicos resuspendidos en el tanque de cultivo.

El promedio de fósforo disuelto no presentó diferencias significativas en los tanques entre las tres salinidades ($H=1.09$, $p>0.05$) ni en los biofiltros ($H=4.58$, $p>0.05$), sin embargo, el promedio de PO_4^{-3} en el sistema NFT de las salicornias a 25 ups fue significativamente mayor (Figura 24) que en el T_{35} y T_{15} ($H=8.7$, $p<0.05$).

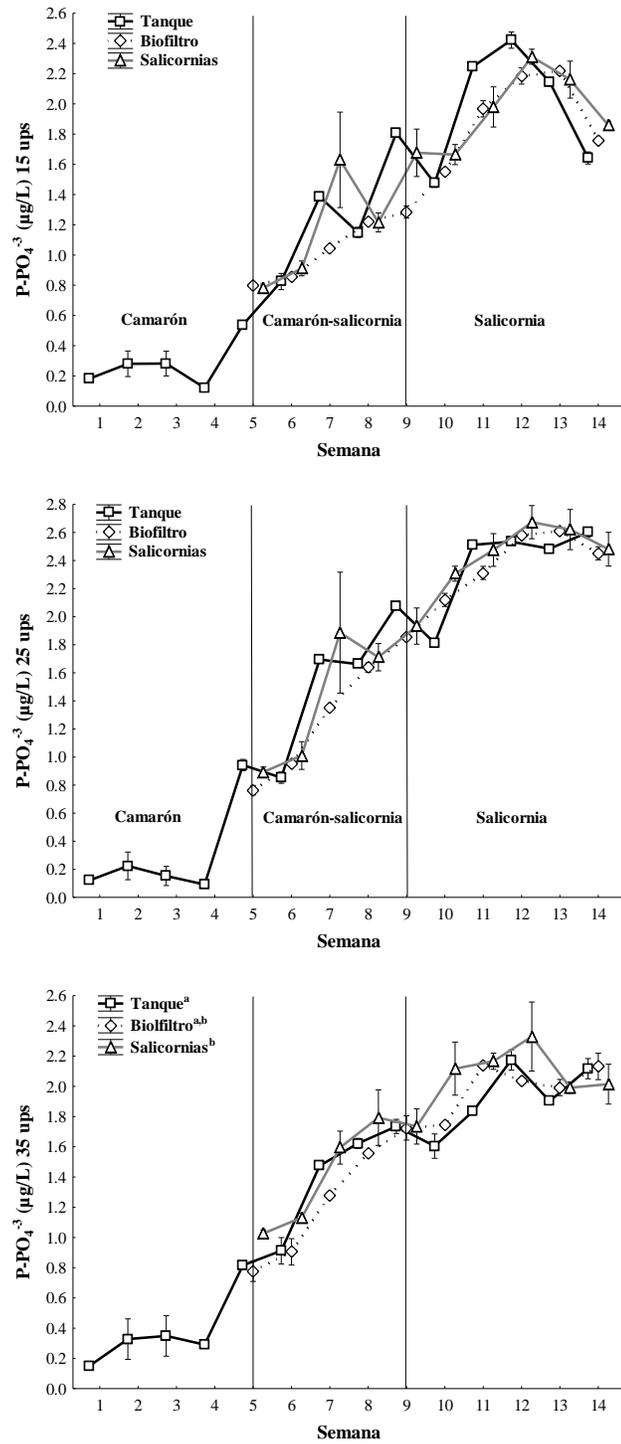


Figura 23. Variación semanal de niveles de ortofosfatos durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento. Distintas letras indican diferencias entre componentes ($p < 0.05$).

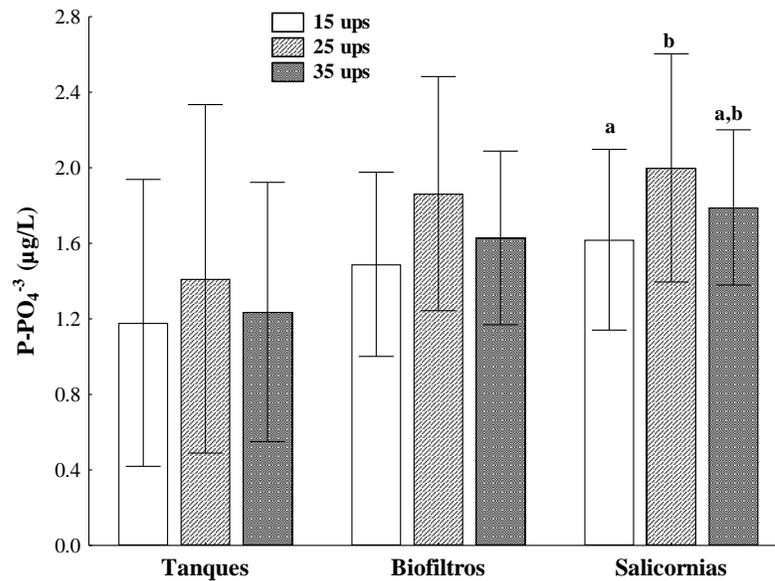


Figura 24. Comparación de concentraciones promedio de ortofosfatos en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre salinidades por componente ($p < 0.05$).

7.3.10. Fósforo total

El fósforo total presentó el mismo comportamiento que el fósforo disuelto, con una tendencia a incrementarse hasta la semana 9, y decreciendo después de la cosecha del camarón (semana 10), para volver a incrementar hasta la semana 14 (Figura 25). Las concentraciones promedio para T₁₅ fueron de 1.41 ± 0.8 , 1.8 ± 0.6 y 2.0 ± 0.7 µg/L, para tanque, biofiltro y plantas, respectivamente. Mientras que en el tratamiento T₂₅ fueron 1.8 ± 1.1 , 2.3 ± 0.8 y 2.5 ± 0.9 µg/L en ese mismo orden, con un intervalo desde 0.2 a 3.7 µg/L. En los tratamientos a 15 y 25 ups, los niveles de PT en el tanque fueron estadísticamente menores con respecto a los dos componentes ($H=7.58$ y $H=6.15$, $p < 0.05$, para T₁₅ y T₂₅, respectivamente). Por su parte, el tratamiento T₃₅ registró promedios de 1.7 ± 1.0 µg/L en los tanques, 2.1 ± 0.7 µg/L en los biofiltros y 2.3 ± 0.7 µg/L en el agua de las plantas, con promedios estadísticamente iguales entre sí ($H=4.57$, $p > 0.05$).

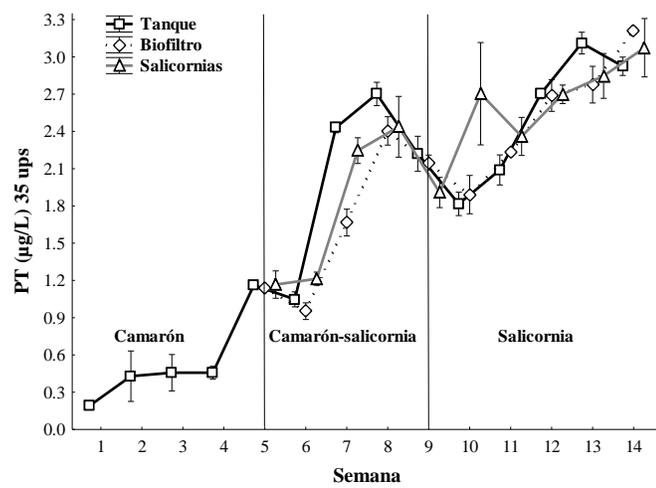
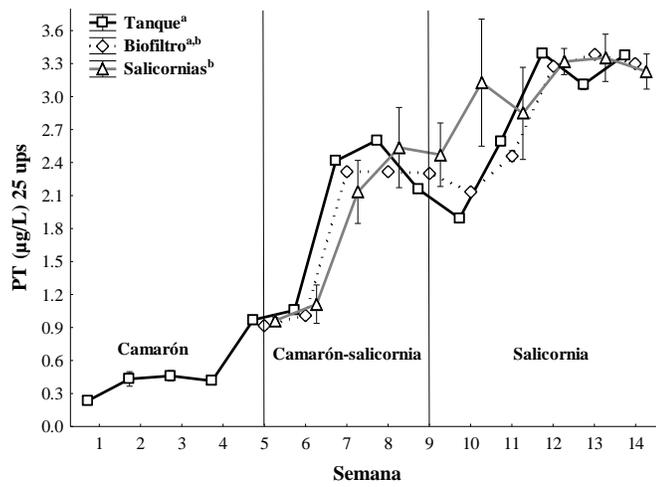
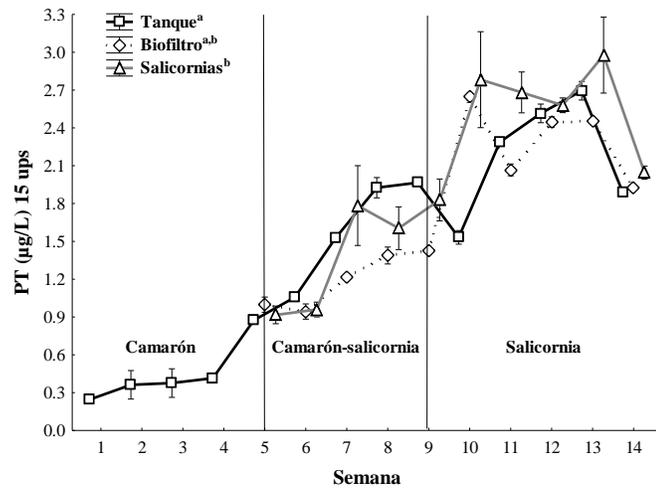


Figura 25. Variación semanal de niveles de fósforo total durante el ciclo de cultivo *S. bigelovii* – *P. vannamei* por tratamiento. Distintas letras indican diferencias entre componentes ($p < 0.05$).

El fósforo total presentó una tendencia similar a los $P-PO_4^{-3}$, incrementando su concentración a partir de la semana 5 en donde la ración del alimento es mayor e inicia la etapa de la integración del camarón y las plantas. En dicha etapa, se puede notar para los tres tratamientos una ligera disminución del fósforo total por parte del biofiltro y las plantas con respecto de la concentración en el tanque de cultivo de camarón, lo cual sugiere que existe una remoción de este nutriente. Sin embargo, una vez cosechado el camarón, se presenta un incremento de PT a partir de la semana 11 en los tres tratamientos, evento que podría relacionarse con la resuspensión del material orgánico del fondo al momento de realizar las cosechas de *P. vannamei*.

Entre componentes, solo se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos del agua del sistema NFT de las plantas ($H=6.82$, $p<0.05$, Figura 26).

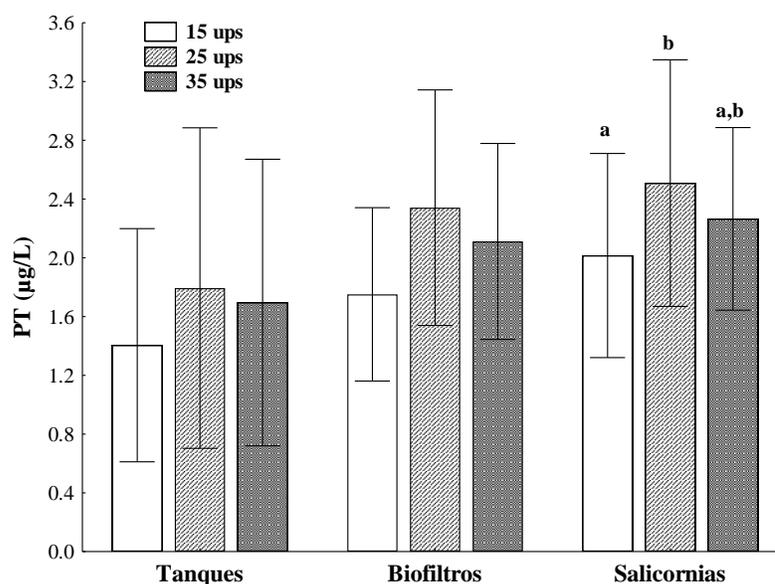


Figura 26. Comparación de concentraciones promedio de fósforo total en los componentes del sistema acuapónico por tratamiento. Distintas letras indican diferencias significativas entre tratamientos por componente ($p<0.05$).

7.4. Eficiencia de remoción de N y P

Para determinar el correcto funcionamiento del sistema, se calculó la eficiencia de remoción de nutrientes (RE) tanto para los tratamientos en general como para cada unidad

del sistema acuapónico (Tabla VIII). Adicionalmente, se calculó la remoción de N y P (RE_f) del agua durante la etapa de reutilización (solo cultivo de salicornia una vez cosechado el camarón) para determinar el beneficio en cuanto a remoción que representó dicha etapa. Los resultados fueron calculados con respecto a los registros de las concentraciones de NT y PT en cada unidad (TC, BF y PL) y únicamente tomando en cuenta el periodo de integración de los dos cultivos (*P. vannamei* y *S. bigelovii*) y el periodo de reúso de agua residual (solo cultivo de *S. bigelovii*).

De acuerdo con los resultados (Tabla VIII), durante la etapa de la integración de *P. vannamei* y *S. bigelovii*, la unidad BF fue el componente principal que redujo las concentraciones de SST (4.6 y 2.2%) y las de SSV (12.0 y 2.9%) en los tratamientos T₁₅ y T₃₅, respectivamente. Las concentraciones de las mismas variables incrementaron en 8.1 y 6.4% en el tratamiento T₂₅ (SST y SSV, respectivamente) al paso de la unidad BF, sin embargo, al pasar a través de las plantas, se registró una disminución de 2.0 y 12.7 % para SST y SSV, respectivamente. Por otra parte, las unidades BF y PL fueron las que presentaron la mayor remoción de NT para los tres tratamientos, siendo la unidad de las plantas la que tuvo los mayores porcentajes de remoción con 20.6, 30.2 y 5.7 % para T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente. En el caso del PT, los resultados indican que en todas las unidades del sistema acuapónico hubo remoción, aunque en menor proporción, ya que tanto biofiltros como también plantas no representaron la ruta principal para la captación y remoción de fósforo en el sistema. Únicamente la variable de SST presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las concentraciones del tratamiento T₁₅, con respecto de los otros dos.

Tabla VIII. Concentración y remoción de nutrientes en el sistema acuapónico a diferentes salinidades.

Variable	Concentración ($\mu\text{g/L}$)			Remoción (%)			Sistema total
	TC	BF	PL	TC-BF	BF-PL	*PL	
T₁₅							
**SST	36.8 \pm 9.5 ^{a,1}	35.1 \pm 13.1 ^{a,1}	39.1 \pm 5.9 ^{a,1}	4.6	-11.5	-10.9	-6.3
**SSV	16.6 \pm 5.3 ^{a,1}	14.6 \pm 4.4 ^{a,1}	16.5 \pm 4.1 ^{a,1}	12.0	-13.0	-11.4	0.6
NT	500 \pm 225 ^{a,1}	700 \pm 296 ^{a,1}	597 \pm 287 ^{a,1}	-40.0	14.7	20.6	-19.4
PT	1.44 \pm 0.50 ^{a,1}	1.42 \pm 0.23 ^{a,1}	1.39 \pm 0.46 ^{a,1}	1.7	2.1	2.1	3.8
T₂₅							
**SST	55.3 \pm 6.1 ^{a,2}	59.8 \pm 8.8 ^{a,2}	58.6 \pm 9.5 ^{a,2}	-8.1	2.0	2.2	-5.9
**SSV	19.8 \pm 3.4 ^{a,1}	21.0 \pm 3.5 ^{a,1}	18.4 \pm 4.4 ^{a,1}	-6.4	12.7	13.5	7.1
NT	550 \pm 245 ^{a,1}	859 \pm 414 ^{a,1}	693 \pm 360 ^{a,1}	-56.3	19.3	30.2	-26.1
PT	1.82 \pm 0.75 ^{a,1}	1.75 \pm 0.73 ^{ab,1}	1.72 \pm 0.70 ^{a,1}	3.7	1.7	1.7	5.4
T₃₅							
**SST	64.5 \pm 22.0 ^{a,1,2}	63.1 \pm 15.9 ^{a,1,2}	68.0 \pm 17.5 ^{a,1,2}	2.2	-78	-7.7	-5.5
**SSV	19.2 \pm 9.7 ^{a,1}	18.6 \pm 5.0 ^{a,1}	22.0 \pm 6.6 ^{a,1}	2.9	-17.8	-17.3	-14.3
NT	452 \pm 178 ^{a,1}	621 \pm 262 ^{a,1}	595 \pm 242 ^{a,1}	-37.2	4.1	5.7	-31.5
PT	1.89 \pm 0.73 ^{a,1}	1.68 \pm 0.63 ^{a,1}	1.66 \pm 0.59 ^{a,1}	11.1	1.2	1.1	12.2

Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre unidades de un mismo tratamiento; números distintos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos para una misma variable; *Porcentaje de remoción solo por PL del total del sistema, calculado a partir de la concentración inicial (TC) y la diferencia entre BF-PL; (-) incremento (transformación/mineralización) y (+) disminución (remoción); **Concentraciones en mg/L.

La eficiencia de remoción de fósforo por parte de salicornia no fue la esperada, ya que *S. bigelovii* únicamente logró remover entre 1-2 % de PT a través de generación de biomasa, aunque el sistema completo removió porcentajes entre 3.8-12 % a través del sedimentador y el biofiltro.

Cabe destacar que, al considerar la etapa de reutilización, es decir, el uso del efluente final del camarón después de su cosecha para el cultivo de *S. bigelovii*, la eficiencia de remoción final (ER_f) por parte del sistema para nitrógeno fue de 71.5% en T₁₅, seguido de 38.5 % en T₃₅ y 20.2 % en T₂₅. Para el caso del fósforo, el cálculo de remoción final (ER_f) por parte del sistema total no presenta buenos resultados, ya que solo en T₁₅ se registra remoción del 17%, mientras que los tratamientos T₂₅ y T₃₅ no exhiben remoción.

7.5. Eficiencia en uso de agua y nutrientes

La eficiencia de uso de agua estimada para este estudio fue de 5.7, 2.9 y 5.6 m³/kg para T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente, si solo se considera la biomasa de camarón, mientras que cuando se considera la biomasa alcanzada mediante la integración de *P. vannamei* y *S. bigelovii* la eficiencia aumenta en 81% (1.1 m³/kg), 62% (1.1 m³/kg) y 48% (2.9 m³/kg) para T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente (Tabla IX). Lo anterior indica que, al incrementar la biomasa cosechada por unidad de volumen en un sistema de cultivo, se optimiza el uso del agua, generando un beneficio ambiental.

Tabla IX. Eficiencia en el uso de agua y nutrientes a partir de monocultivos de camarón y salicornia, y su integración en un sistema acuapónico a diferentes salinidades.

Sistema de cultivo	Eficiencia en uso de agua (m ³ /kg)		
	15 ups	25 ups	35 ups
Monocultivo de camarón	5.7±0.0 ^{a,1}	2.9±0.0 ^{b,1}	5.6±0.0 ^{a,1}
Monocultivo de salicornia	1.4±0.6 ^{a,2}	2.2±2.0 ^{a,2}	6.2±1.9 ^{b,1}
Sistema integrado	1.1±0.4 ^{a,2}	1.1±0.6 ^{a,2}	2.9±0.5 ^{b,2}
	Eficiencia en el uso de nutrientes (g/mg)		
	Fósforo		
Monocultivo de camarón	0.05±0.0 ^{a,1}	0.07±0.0 ^{b,1}	0.05±0.0 ^{a,1}
Monocultivo de salicornia	0.22±0.14 ^{a,2}	0.16±0.15 ^{a,2}	0.05±0.02 ^{b,1}
Sistema integrado	0.27±0.14 ^{a,2}	0.23±0.15 ^{a,2}	0.09±0.02 ^{b,2}
	Nitrógeno		
	Monocultivo de camarón	0.008±0.0 ^{a,1}	0.012±0.0 ^{b,1}
Monocultivo de salicornia	0.04±0.02 ^{a,2}	0.03±0.02 ^{a,2}	0.01±0.0 ^{b,1}
Sistema integrado	0.04±0.02 ^{a,2}	0.04±0.02 ^{a,2}	0.02±0.0 ^{b,2}

Letras distintas indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos de un mismo sistema de cultivo; números distintos indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre diferentes tipos de sistema de cultivo para un mismo tratamiento.

En el caso de la eficiencia de utilización de nutrientes (NUE) para este estudio se encontraron los siguientes hallazgos (Tabla IX). Tomando en cuenta únicamente la biomasa fresca como camarón cosechado, la NUE para fósforo (NUE-P) fue significativamente mayor en T₂₅, considerando que por cada miligramo de nitrógeno ingresado al sistema es posible producir 0.07 g de biomasa como camarón. Por otra parte, al considerar solo la biomasa como *S. bigelovii* se encontró que las NUE-P en los tratamientos T₁₅ (0.22 g/mg) y T₂₅ (0.16 g/mg),

resultaron ser significativamente mayores a T₃₅ (0.05 g/mg), por lo cual se hace evidente un mejor aprovechamiento de fósforo por *S. bigelovii* en salinidades de 15 y 25 ups.

A su vez, al tomar en cuenta la integración de camarón y salicornias, se puede notar una mejora sustancial en la eficiencia del uso de P en todos los tratamientos, tomando como referencia de comparación la biomasa cosechada como camarón. En este sentido, las NUE-P alcanzadas en este estudio mediante la integración de los cultivos fueron mayores con 0.27, 0.23 y 0.09 gramos de biomasa como camarón y salicornia por miligramo de fósforo ingresado en el sistema, para T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente, lo anterior, con respecto a las NUE-P calculadas para el monocultivo de camarón.

Los resultados de la NUE calculada para nitrógeno (NUE-N) muestran que, considerando la biomasa del monocultivo de camarón, el tratamiento con la salinidad de 25 ups (T₂₅), muestra una mejor eficiencia de uso del nutriente siendo significativamente ($p < 0.05$) mayor que en T₁₅ y T₃₅, mientras que cuando se toma en cuenta la biomasa del monocultivo de *S. bigelovii*, los tratamientos T₁₅ y T₂₅ registran una mejor eficiencia de uso de N, siendo significativamente mayores a T₃₅. En cuanto a la suma de las biomásas de los cultivos en integración (camarón + salicornia) por el sistema acuapónico, se obtuvieron NUE-N de 0.04 g biomasa/mg N para las salinidades de 15 y 25 ups y 0.02 g biomasa/mg N para la de 35 ups. De manera general, al realizar la integración de los cultivos por parte del sistema acuapónico y calcular las NUE (P y N), es evidente que existe una mejora sustancial en la eficiencia del uso de ambos nutrientes, puesto que al compararlo con la eficiencia que representa solamente el monocultivo de camarón, en la integración se alcanzan porcentajes de mejora de 488, 218 y 100% para los tres tratamientos, respectivamente.

VIII. DISCUSIÓN

De los datos de producción de camarón, los organismos que se desarrollaron a una salinidad de 25 ups tuvieron un 70% de supervivencia, así como mayor rendimiento y FCA, en comparación con los otros dos tratamientos. Lo anterior, concuerda con lo reportado por Valdez *et al.* (2008), quienes demostraron que los requerimientos energéticos de los juveniles de *P. vannamei*, necesarios para cubrir los procesos metabólicos de rutina, son menores en salinidades cercanas a 26 ups. Esta condición causa un efecto significativo en la producción de energía a través del consumo de alimentos, ya que los organismos que se encuentran en un medio isosmótico no requieren de procesos activos para compensar los cambios en la presión osmótica del medio interno en relación con el medio externo, acumulando así el máximo de energía para canalizarlo a su crecimiento. Las mayores demandas energéticas se registran en aguas de salinidades hiposmóticas (≥ 32 ups) y valores intermedios en condiciones hiperosmóticas (≤ 20 ups), lo cual concuerda con los datos de producción del camarón expuesto a las salinidades de 15 y 35 ups, respectivamente (Díaz *et al.*, 2001; Gong *et al.*, 2004).

Las variaciones en el crecimiento que se presentaron durante todo el ciclo de cultivo a las tres diferentes salinidades (Figura 5) pueden asociarse a los cambios de temperatura que ocurren comúnmente durante los meses de diciembre y enero en que se realizó este proyecto. En este estudio, las temperaturas promedio que fueron registradas en los tanques de cultivo de los tratamientos, estuvieron entre el rango de 20-25°C. En este sentido, dentro de las variables ambientales, la temperatura y salinidad son las que más influyen sobre la fisiología de los camarones, ya que la temperatura afecta directamente a todos los procesos biológicos, mientras que la salinidad afecta la demanda osmorregulatoria (Yan *et al.*, 2007, Valdez *et al.*, 2008). Ambas variables afectan el contenido de oxígeno del medio y tanto el efecto de una sola variable como la interacción de ambas, salinidad y temperatura, puede ser complejo, ya que una variable puede actuar como factor modulador del efecto de la otra y por tal motivo limitar el crecimiento de los organismos (Vernberg, 1983). De acuerdo a lo anterior, Valenzuela-Quñonez *et al.* (2011) indican que el punto isosmótico (punto de menor gasto energético) del camarón puede variar con respecto de la temperatura, y sugieren que a bajas

salinidades (15 ups) el gasto energético es menor cuando los organismos se cultivan a temperaturas mayores (~30°C). A pesar de la variación en las condiciones ambientales, los organismos bajo condiciones de 25 ups mostraron un patrón constante en su crecimiento, con diferencias significativas ($p < 0.05$) a los otros tratamientos (T_{15} y T_{35}), manteniéndose así durante las nueve semanas que duró el ciclo de cultivo de camarón (Figura 5). Lo anterior puede asociarse con la cercanía del tratamiento a 25 ups con el intervalo óptimo de salinidad donde *P. vannamei* alcanza su equilibrio isosmótico (20 - 30 ups) (Van Wyk y Scarpa, 1999; Boyd *et al.*, 2010). Sin embargo, en los tratamientos T_{15} y T_{25} si parece haber un efecto negativo sobre el crecimiento y la supervivencia de camarón y que puede estar relacionado no solo a la salinidad, si no a la combinación de ambos factores (salinidad y temperatura). Con respecto a la supervivencia, los resultados indican que el tratamiento con salinidad más cercana al punto isosmótico (25 ups) obtuvo el porcentaje más alto con un 70%. Mientras que los otros tratamientos (T_{15} y T_{35}) presentaron los porcentajes menores, lo cual pudiese relacionarse también a un efecto combinado entre las variables de temperatura y salinidad. Esto contrasta con los resultados obtenidos por Pinheiro *et al.* (2020) en sistemas integrados de acuaponía, quienes registraron porcentajes de supervivencia mayores al 80% entre rangos de salinidad de 16-32 ups, presentándose un efecto negativo únicamente en aquellos organismos crecidos a una salinidad de 8 ups. En dicho caso, la temperatura no influyó sobre las variables zootécnicas ya que fue mantenida en un rango de 28-30°C, aproximadamente.

La biomasa final que fue cosechada como *S. bigelovii* después del ciclo de producción registró una tendencia de $T_{15} > T_{25} > T_{35}$, al ser comparada entre tratamientos. Sin embargo, únicamente las plantas irrigadas con efluentes camaronícolas a una salinidad de 35 ups presentó diferencias significativas con respecto de los otros dos tratamientos (T_{15} y T_{25}), observándose un posible efecto directo negativo de la salinidad en la halófito (Tabla IV). De manera general, contemplando las variables de producción registradas para las plantas de *S. bigelovii* irrigadas en diferentes salinidades, se puede observar que tanto la generación de biomasa, el crecimiento y la supervivencia son inversamente proporcionales con el aumento de la salinidad, evidenciando que entre mayor es la salinidad en la solución irrigadora, los valores de dichas variables de producción tienden a disminuir. Lo anterior también se ve reflejado en el uso eficiente del agua, ya que, al generarse menor biomasa por unidad de

volumen con respecto al aumento de la salinidad, la eficiencia tiende a ser menor. En este sentido, el tratamiento con la menor salinidad (15 ups) refleja una mayor eficiencia en el uso del recurso hídrico, puesto que también la biomasa como halófitas que se generó a partir de sus efluentes fue mayor. Sin embargo, solo presenta diferencias con respecto de la salinidad más alta (35 ups), cuya biomasa fue muy inferior. Lo anterior concuerda con la información expresada por Kudo y Fujuyama (2010), quienes indican que la alta concentración de las sales en la solución irrigadora influye directamente sobre la asimilación de nitrógeno por parte de la planta y por ende en la generación de biomasa.

No existe evidencia científica o estudios donde se haya realizado la integración de esta especie de halófitas (*S. bigelovii*) con camarón blanco, sin embargo, existen algunos estudios en condiciones similares con diferentes tipos de halófitas y camarón, como es el estudio de Pinheiro *et al.* (2020), quienes lograron integrar *P. vannamei* con la halófitas *Sarcocornia ambigua* en un sistema acuapónico a distintas salinidades (8, 16, 24 y 32 ups) durante un ciclo productivo de 8 semanas. Los resultados reportados en dicho estudio son comparables a los registrados en el trabajo actual, ya que parece existir una tendencia de las plantas a disminuir la supervivencia con relación al aumento de la salinidad. En este sentido, Pinheiro *et al.* (2020) reportan supervivencias de 61-67%, encontrándose las más altas en salinidades <15 ups y las más bajas en salinidades >15 ups, misma tendencia que se reporta en el trabajo actual con supervivencias de 67, 63 y 47% para los tratamientos T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente. En cuestión de rendimiento de plantas, el trabajo actual con *S. bigelovii* registra mayores valores (rendimientos de 0.4 a 1.8 kg/m²) que los reportados para *Sarcocornia ambigua* (con rendimientos de 0.38 a 0.61 kg/m²), lo cual sugiere que *S. bigelovii* podría desempeñar mejor adaptación a los diferentes ambientes y niveles de salinidad que su homóloga, sin embargo, es necesaria más información y mayores investigaciones sobre este tema. En este estudio, los resultados de los rendimientos fueron comparables a la producción evaluada en cultivos de *S. bigelovii* en los Emiratos Árabes Unidos a diferentes salinidades, donde se usaron aguas de pozo dulce, de pozo salobre y de mar, e incluso mezclas de las anteriores, reportando rendimientos de 0.78, 0.95, 1.28 y 2.37 kg/m², respectivamente (Robertson *et al.*, 2019); en cambio, fueron mayores a los reportados en el noroeste de Egipto por El-Nwehy *et al.* (2020), donde halófitas de la especie *S. bigelovii*

fueron cultivadas al 50% (~18 ups) de agua de mar sin fertilizar, alcanzando un rendimiento de 0.41 kg/m².

En cuanto a la calidad del agua, esta no es una condición estática en un sistema, ni puede ser definida por la medición de un parámetro en particular, se requiere ser monitoreada rutinariamente para detectar patrones espaciales y cambios en el tiempo. Existen factores químicos, físicos y biológicos que la afectan. Las variables que se cuantifican con mayor frecuencia son la temperatura, pH, oxígeno disuelto, compuestos de nitrógeno y fósforo, materia orgánica, etc. Esta se determina mediante la comparación de estas variables con respecto a estándares específicos y con el tipo de agua o a su uso. Por ejemplo, en el cultivo de camarón existen estándares o directrices basados en niveles aceptables de toxicidad, científicamente evaluados para los organismos acuáticos en cuestión para asegurar un cultivo exitoso (Páez-Osuna y Alonso-Rodríguez, 2017).

La temperatura es una variable ambiental que incide directamente en la fisiología de los organismos, principalmente en el proceso metabólico energético. Los camarones *P. vannamei* son una especie considerada euritérmica, por la capacidad de adaptarse a un amplio intervalo en sus primeras etapas de vida (larva y postlarva). Un intervalo entre 28 y 32°C es el recomendado, según la literatura científica, para el cultivo exitoso de *P. vannamei*, pero valores menores a 23°C y mayores a 34°C, pueden afectar negativamente la tasa de crecimiento (Van Wyk y Scarpa, 1999). El límite letal inferior es de aproximadamente 15°C, sin embargo, puede sobrevivir a temperaturas frías por periodos cortos de tiempo. Mientras que el límite máximo es de 35°C para periodos prolongados, o hasta 40 °C por periodos breves (Ramírez-Rochín *et al.*, 2017). Además, las variaciones bruscas son suficientes para comprometer el sistema inmune de los organismos, volviéndolos más susceptibles a patógenos, y en mayor medida cuando estas variaciones ocurren por debajo de los 22°C (Cheng *et al.*, 2005; Jia *et al.*, 2019). En diversos estudios, se ha reportado que el camarón es capaz de desarrollarse en temperaturas cercanas a las que predominan en su hábitat natural y a las cuales se han adaptado, y esto es un factor fundamental para que en ciertas regiones se realicen dos o más ciclos de producción en el año. En Centroamérica, los productores llevan a cabo dos ciclos por año caracterizados como temporada de lluvias y temporada de secas

entre los cuales el factor determinante para que se lleven a cabo es la temperatura de la región (Teichert-Coddington *et al.*, 1994; Ponce-Palafox *et al.*, 1997).

Los valores de temperatura promedio registrados en este estudio en los diferentes tratamientos oscilaron entre 21.3-23.7°C, mismos que estuvieron por debajo de los rangos considerados como óptimos o recomendables (28-32°C) para el cultivo de camarón, lo cual pudo afectar de forma negativa en el crecimiento de los organismos, sin embargo, nunca estuvieron por debajo del límite letal inferior (15°C). En este estudio, el efecto combinado de la salinidad y la temperatura fue notorio de acuerdo a los resultados registrados para crecimiento y supervivencia. Por una parte, la temperatura fue un factor determinante para el crecimiento de los organismos en todos los tratamientos, pero también pudo verse un efecto negativo en la supervivencia y otras variables zootécnicas de los organismos cuando estos fueron expuestos a crecer en salinidades alejadas de su punto isosmótico (15 y 35 ups).

Para lograr rendimientos óptimos en el cultivo de *S. bigelovii*, no existe un estudio contundente que sugiera una temperatura o intervalo adecuado. Esta especie se encuentra de manera natural en zonas estuarinas del sur del estado de Sinaloa, donde predomina un clima tropical y subtropical, de tipo cálido sub-húmedo. La temperatura ambiental, específicamente en el área de muestreo del estero de Urías donde se recolectaron los ejemplares de salicornia, oscila entre 26 °C y 33 °C, lo que corresponde al promedio mínimo y máximo de irradiación solar en los meses de enero y agosto, respectivamente (Sánchez-Rodríguez y Calvario-Martínez, 2018). *Salicornia bigelovii* es una planta halófila adaptativa, capaz de crecer todo el año incluso en condiciones extremas. De acuerdo con Wiggins (1980), en la zona de las marismas y estuarios de las costas del Pacífico de América (desde el centro hasta el sur de California) esta planta tiene su mayor etapa de florecimiento entre los periodos de julio a noviembre, cuando las temperaturas son mayores, sin embargo, todo el año pueden sobrevivir debido a su excelente capacidad de adaptación a diferentes ambientes y condiciones.

En cuanto a la variable de pH, el cual se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones hidrógeno (H^+) en el agua expresado en moles por litro (M); entre más bajo es este valor, la concentración de iones hidrógeno en el agua es mayor y viceversa. La escala logarítmica comprende de 0 a 14 (10^{-14} M H^+), siendo el 7 (10^{-7} M H^+) un valor considerado como pH neutro (Boyd, 1990; Van Wyk y Scarpa, 1999). El camarón parece

tener un óptimo desarrollo cuando se mantienen en valores de pH entre 6 y 9 (Boyd, 1990), pero cuando se presentan niveles de pH <6 se observan tasas de crecimiento lento y muerte ácida en pH<4. Por otro lado, en valores de pH>9 se corre el riesgo de presentar mortalidades provocadas por una alta alcalinidad (concentración de carbonato y bicarbonato). Además, los niveles de pH elevados favorecen la proporción de amonio no ionizado (NH_3^-), especie química de mayor interés entre los compuestos amoniacales (NH_3^- - NH_4^+) debido a su toxicidad (Ramírez-Rochín *et al.*, 2017). En este estudio los niveles de pH para todos los tratamientos fueron similares entre sí, manteniéndose entre rangos de 8.4-8.6 en promedio, solo alcanzándose en semanas puntuales (semanas 6-8) los valores más altos entre rangos de 9.2-9.6, lo cual es lo esperado de acuerdo a los procesos de respiración y fotosíntesis de los organismos y a la naturaleza de las aguas con las que se trabajó, mismas que al ser base agua de mar, presentan una alcalinidad alta. Cabe mencionar que durante el periodo mencionado se presentó un incremento importante en la biomasa y por ende mayor cantidad de materia orgánica, por lo que los procesos biológicos tuvieron mayor actividad y esto influye sobre la variabilidad en los niveles de pH. De manera general, el pH promedio registrado durante el ciclo de producción de camarón *L. vannamei* estuvo dentro del rango de 6-9, considerado como recomendable para efectos de obtener el mejor crecimiento de los organismos de cultivo (Ulloa-Tello, 2015).

La concentración y saturación de OD en el agua depende de la demanda de oxígeno que requieren los procesos de respiración, descomposición de materia orgánica (oxidación) y la producción de oxígeno mediante fotosíntesis y aireación. Es importante destacar que el nivel de oxígeno disuelto presente en un estanque de acuicultura es el parámetro más importante en la calidad del agua. Si no hay una buena concentración de OD, los organismos pueden ser vulnerables a enfermedades, parásitos, o morir por falta de este elemento. Además, se ha comprobado que no aceptan el alimento cuando se presentan niveles bajos de oxígeno, lo cual conlleva a la pérdida de este insumo, afectando el crecimiento y la tasa de conversión alimenticia (Van Wyk y Scarpa, 1999). A bajas concentraciones, los organismos acuáticos gastan más energía en su respiración comprometiendo su crecimiento. El intervalo óptimo para el cultivo de camarón es de 5 a 7 mg/L; valores por debajo o superiores a los límites pueden afectar los procesos metabólicos y fisiológicos de los crustáceos ocasionando

incluso la muerte (Ramírez-Rochín *et al.*, 2017). En este estudio los niveles de OD se mantuvieron en este intervalo, suministrando oxígeno de forma continua, asegurando que, durante el ciclo de producción de camarón, estos no fueran expuestos a condiciones hipóxicas y generar algún tipo de estrés en ellos que limitara su crecimiento.

Los sólidos son partículas de tamaño variable generadas en el ambiente de cultivo y compuestas por heces, bacterias, microorganismos vivos y muertos y alimento no consumido, metabolitos de peces, desprendimiento de perifiton y bioflóculos (Paniagua-Michel, 2020). En los cultivos acuícolas, los sólidos suspendidos totales pueden afectar directamente la calidad del agua de un efluente o un proceso y están constituidos por los sólidos sedimentables y sólidos suspendidos y coloidales. Este parámetro puede variar de acuerdo con la cantidad de alimento administrado a los tanques de cultivo, a los recambios y por la influencia del fitoplancton e incide directamente en la turbidez y potenciales consecuencias; lo mismo sucede con los SSV o materia orgánica, la cual tiene un impacto directo sobre el equilibrio fotosíntesis-respiración (Alarcón-Silvas, 2013). En sistemas RAS, generalmente las principales fuentes de sólidos son el alimento no consumido, las heces y el biofilm (Bao *et al.*, 2019). Se ha reportado que, en los sistemas acuícolas intensivos, del alimento que es suministrado diariamente el 25 al 30% es convertido en biomasa (Ebeling y Timmons, 2012). El alimento no consumido, el nitrógeno, fósforo y demás compuestos de la dieta que no son asimilados, se convierten en desechos y son transferidos al medio de cultivo como material particulado, que degrada rápidamente la calidad del agua de los sistemas de producción acuícola (Castine *et al.*, 2013; Jasmin *et al.*, 2020). Estos compuestos en altas concentraciones y mal gestionados ocasionan eutrofización, aumento en la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), obstrucción en branquias de organismos de cultivo, limitan el crecimiento del fitoplancton, generan toxicidad y promueven el crecimiento de microorganismos patógenos; afectando así la vida de los organismos de cultivo y la de los ecosistemas acuáticos receptores de sus efluentes (Santaella *et al.*, 2018). Estudios como el de Boyd y Gautier (2000) proponen concentraciones recomendables de 100 mg/L de SST para el crecimiento de camarón marino. Por su parte, Avnimelech (2012) menciona que en sistemas de producción intensivos con concentraciones de sólidos suspendidos entre 200-500 mg/L, son necesarias medidas de control para su disminución y evitar efectos negativos sobre

los organismos de cultivo. La concentración de estos sólidos depende en gran medida del tipo de estanque (de tierra o recubiertos), de la intensificación y el manejo de los diferentes tipos de sistemas de producción, por tal motivo no existe una concentración óptima que de forma general se deba mantener para evitar problemas asociados con la acumulación de SST, de acuerdo con las diversas características de los sistemas de producción. En este sentido, Milstein *et al.* (2005) reportaron concentraciones de sólidos suspendidos del orden de 113 mg/L en estanques de tierra con bajas densidades (2 PL/m²). Mientras que para sistemas de tipo semi-intensivo, Casillas-Hernández *et al.* (2007), encontraron una concentración de 123.9 mg/L, también en estanques de tierra con densidades de 15 PL/m². Por otra parte, Burford *et al.* (2003), reportaron una concentración de sólidos suspendidos de 59.5 mg/L en estanques recubiertos de geo-membrana en sistemas intensivos con densidades de 120 PL/m². Este hecho se debe a que en sistemas que manejan estanques de tierra, existe un aporte de partículas suspendidas provenientes del suelo, mientras que, en los estanques recubiertos, el material suspendido proviene principalmente de los desechos de los organismos, restos orgánicos de algas, depositación de polvos atmosféricos y alimento no consumido. En nuestro estudio, las concentraciones de SST oscilaron entre 14-151 mg/L para los tres tratamientos durante el ciclo de producción de camarón, con promedios de 38.2±13.1, 54.3±12.4 y 74.1±28.0 mg/L en los tanques de cultivo para T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente. Manteniéndose entre los niveles indicados arriba (100 mg/L; Boyd y Gautier, 2000) como recomendables y los considerados como concentraciones de seguridad (200-500 mg/L; Avnimelech, 2012) para evitar problemas con los organismos de cultivo. A su vez, los promedios de SST registrados en este estudio en los tanques de cultivo de camarón, son similares a los reportados por Burford *et al.* (2003) en sistemas de cultivo intensivos. Cabe mencionar que, en dicho estudio se empleó remoción de sedimentos a través de sifones, recambios y purga de sólidos, lo que impidió que dichas partículas fueran re-suspendidas en la columna de agua e incrementaran su concentración. Entre los diferentes componentes (tanque, biofiltro y plantas) del sistema de acuaponía, la tendencia con respecto a la concentración de SST en los diferentes tratamientos es; tanque < biofiltro < salicornias, lo cual indica que los componentes de filtración mecánica (clarificador) y biológica (biofiltro y plantas) a través del sistema de recirculación, actúan de forma efectiva en la separación de

sólidos provenientes de los efluentes camaronicolas. Por su parte, la comparación entre tratamientos de diferente salinidad para dichos componentes indica que existen diferencias significativas (Figura 12). En la mayoría de los casos, los componentes del tratamiento T₁₅ presentaron las menores concentraciones de SST; con excepción del biofiltro, donde la concentración únicamente fue menor al biofiltro de T₃₅. En condiciones naturales, el aumento de la salinidad puede tener un efecto sobre los procesos de aglutinación y formación de agregados, permitiendo que ciertos materiales (orgánicos e inorgánicos) formen conglomerados y se facilite la sedimentación de partículas más grandes y que la fracción suspendida disminuya por consecuencia (Millero, 2013). Sin embargo, en el caso de los sistemas de producción acuícola controlados tipo RAS, la principal composición de los sólidos que se generan es a partir de materia orgánica por lo que dicho comportamiento podría variar entre las diferentes salinidades de los tratamientos en este estudio. Lo anterior, sugiere que la salinidad al tener un efecto directo sobre la supervivencia y el crecimiento de camarón, indirectamente genera condiciones variables en cuanto a cantidad de alimento suministrado, generación de desechos orgánicos, disponibilidad de nutrientes, entre otros, para que la disponibilidad del material particulado (SST y materia orgánica) sea mayor o menor en las diferentes circunstancias del sistema de cultivo.

El amonio no ionizado o comúnmente conocido como amoniaco (NH_3^-), se presenta en el agua de forma equilibrada con el ion amonio (NH_4^+), siendo la suma de estas dos especies lo proporcional al nitrógeno amoniacal total (NAT). La proporción en la que cada una de estas especies se encuentra disponible en el agua, depende principalmente de variables como el pH y la temperatura. Cuando existen condiciones elevadas de pH y temperatura en un cuerpo de agua, normalmente el equilibrio de disociación es desplazado hacia la forma NH_3^- , especie que suele ser más tóxica para el camarón en cultivo, y cuya toxicidad se relaciona directamente con variables fisicoquímicas (pH, temperatura, alcalinidad, salinidad, etc.) y estadio de crecimiento del camarón. Por otro lado, cuando las condiciones de pH y temperatura son menores, la reacción se desplaza hacia las formas de NH_4^+ , siendo una forma menos tóxica para los organismos (Ramírez-Rochín *et al.*, 2017).

El NAT suele ser uno de los principales productos de desecho que excreta el camarón después de su alimentación y procesos metabólicos y es una de las formas de nitrógeno que

representan mayor demanda por las comunidades fitoplanctónicas (Lin y Chen, 2003). A su vez, las concentraciones de amonio en los estanques de cultivo se encuentran fuertemente influenciadas por las reacciones redox, ya que estas controlan la especiación química del nitrógeno, por lo tanto, es importante mantener el oxígeno en concentraciones mayores a 5 mg/L, ya que una concentración menor podría incrementar los niveles de amonio (Páez-Osuna y Ruíz-Fernández, 2001). La exposición de *P. vannamei* a salinidades que se encuentran por debajo de su punto isosmótico puede incrementar la excreción de amonio por acción de buscar el equilibrio osmótico, en donde suele intercambiarse el amonio por iones de sodio (Na^+) para compensar la pérdida en medios diluidos. La absorción de sodio de los organismos expuestos a dichas condiciones suele ser activa, por lo que realiza un mayor gasto energético para mantener la concentración osmótica en la hemolinfa y, por tanto, retarda su crecimiento (Díaz *et al.*, 2001). En este estudio, la disminución en la concentración promedio del NAT proveniente de los biofiltros y del sistema NFT de plantas (Figura 15) con respecto de las registradas en los tanques de cultivo de camarón, puede indicar que existe una transformación de las formas de nitrógeno como NAT hacia formas oxidadas por parte de dichos componentes del sistema acuapónico. A su vez, el tratamiento T₁₅, presentó las mayores concentraciones con respecto a los otros tratamientos (T₂₅ y T₃₅), lo cual confirma lo descrito por Díaz *et al.* (2001) para organismos expuestos a salinidades menores al punto isosmótico.

En cuanto a los niveles recomendables, para el caso de amonio no ionizado (NH_3^-), Van Wyk (1999), proponen una concentración óptima $\leq 30 \mu\text{g/L}$ y una adecuada $\leq 100 \mu\text{g/L}$ para el cultivo de camarón, ya que a niveles mayores pueden provocar efectos negativos crónicos o letales en el mismo. Por su parte Boyd (1990), indica que hasta $150 \mu\text{g/L}$ de NH_3^- son tolerables para *P. vannamei*. En este estudio, las concentraciones de NAT durante el ciclo de cultivo de camarón (9 semanas) se mantuvieron en su mayoría por debajo del valor propuesto como óptimo ($\leq 30 \mu\text{g/L}$), además, no sobrepasaron en ninguna semana los niveles adecuados de 100 y $150 \mu\text{g/L}$ propuestas por los autores citados anteriormente.

Los nitritos, suelen ser el producto intermedio derivado de la transformación de las formas reducidas de nitrógeno (NH_3^- y NH_4^+) a formas oxidadas en presencia de oxígeno por parte de las bacterias nitrificantes o como uno de los productos de la desnitrificación en

ausencia de oxígeno. Los nitritos pueden ser tóxicos para el camarón, incluso en bajas concentraciones y es una de las variables que representan mayor peligro en los cultivos acuícolas y por tanto su constante monitoreo es de suma importancia a fin de mantener los niveles por debajo de los considerados como seguros. La toxicidad de los nitritos está influenciada por diversos factores, tales como el pH, la salinidad, el oxígeno, la edad de los organismos y los niveles de amonio en el estanque de cultivo. En sistemas de cultivo donde la salinidad y el pH son bajos suelen presentarse eventos de toxicidad que pueden ser crónicos o incluso letales para los organismos, a su vez, estos tienden a incrementarse con el tiempo en el cultivo y cuando el organismo demanda mayor cantidad de alimento y existe mayor generación de materia orgánica y nutriente. Lo anterior, ocasiona un deterioro en la calidad del agua, provocando que el camarón incremente su demanda de oxígeno y por tanto la excreción de amonio al estanque, reduciendo como consecuencia el crecimiento de este (Van Wyk y Scarpa, 1999; Lin y Chen, 2003; Alarcón-Silvas *et al.*, 2021).

A diferencia de los peces que son vertebrados, los organismos invertebrados como el camarón contienen hemolinfa en vez de sangre como líquido circulatorio y a su vez esta se compone por una proteína llamada hemocianina que es la encargada del transporte de oxígeno a las células y tejidos del organismo. La presencia de N-NO_2^- en el agua provoca que los organismos lo ingieran a través de las branquias y que, a su vez, estos reaccionen con la hemocianina presente en la hemolinfa formando metahemocianina, lo cual hace que se reduzca la afinidad por el oxígeno y se limite su transporte a las células y los tejidos. Los sistemas de cultivo con aguas de bajo contenido en cloruros representan un mayor riesgo ante la presencia de nitritos, debido a que los cloruros tienen un efecto antagónico en la toxicidad de nitritos, ya que estos iones también compiten por los sitios de transporte a través de las branquias, reduciendo así la entrada de estas formas oxidadas de nitrógeno en los organismos (Ramírez-Rochín *et al.*, 2017).

Durante el ciclo de cultivo (Figura 17), fue notorio el incremento de N-NO_2^- a partir de la semana 3, durante el periodo en el que el cultivo de camarón aun no era integrado al de *S. bigelovii*, presentándose los máximos picos de concentración entre las semanas 6 y 9 (periodo de integración entre camarón y salicornia), siendo este el periodo en el cual hubo una mayor tasa de alimentación y mayor aporte de nitrógeno al sistema, sin embargo, también

se pudo notar una variación importante entre altas y bajas de las concentraciones de nitritos, ya que los sistemas de filtración (mecánica y biológica) empezaron a funcionar y a realizar transformaciones mediante los procesos biológicos por parte de las bacterias nitrificantes. En estos procesos, las formas amoniacales empiezan a ser mayormente transformadas a formas oxidadas como nitritos. Sin embargo, después de la semana 9 y una vez cosechado el camarón, empieza a notarse la sucesión biológica de bacterias nitrificantes (*Nitrosomonas* a *Nitrobacter*) y los niveles de nitritos empiezan a disminuir por acción de un segundo proceso de oxidación en el cual estos son transformados a nitratos. Además, la tendencia a la disminución de N-NO_2^- a partir de la semana 10 (Figura 17) puede asociarse con una transformación por oxidación de nitritos a nitratos y que, al no haber organismos, se interrumpió el suministro de alimento en los tanques. De manera general, las concentraciones de N-NO_2^- en los tres tratamientos, se encontraron por debajo de los límites seguros (1000 $\mu\text{g/L}$) reportados en la literatura (Van Wyk y Scarpa, 1999) e incluso son menores a las concentraciones seguras reportadas para cultivo de *P. vannamei* en aguas de baja salinidad (530 $\mu\text{g/L}$, Ramírez-Rochín *et al.*, 2017; 620 $\mu\text{g/L}$, Valencia-Castañeda *et al.*, 2019).

En el caso de los nitratos (N-NO_3^-), estos se consideran virtualmente no tóxicos, ya que el camarón puede sobrevivir a concentraciones altas de estos, sin embargo, pueden ser un problema cuando se acumulan y la exposición de tiempo es prolongada. En este sentido, Kuhn *et al.* (2010) proponen que los N-NO_3^- deben mantenerse menores a 220 mg/L para evitar los efectos adversos, independientemente de la salinidad a la que se cultive, mientras que Valencia-Castañeda *et al.* (2019) proponen como nivel de seguridad una concentración de 45 mg/L . Todos los niveles de esta especie de nitrógeno, a las tres salinidades y durante todo el ciclo de cultivo (Figura 19 y 20), estuvieron muy por debajo de los niveles de seguridad presentados anteriormente. Durante el ciclo de producción del sistema de acuaponía, se presentaron las variaciones esperadas en cuanto a estas formas de nitrógeno, ya que en las primeras semanas de cultivo (semanas 1-5) cuando aún no se daba la integración entre camarón y salicornia, existió un ligero incremento, producto de las transformaciones de los nitritos a nitratos, sin embargo, los picos más altos de concentración fueron alcanzados una vez que el camarón fue cosechado y el suministro de alimento fue suspendido. Lo anterior, se debe a la sucesión biológica natural que se da a partir de que se alcanza el máximo

pico de nitritos y las bacterias nitrificantes del género *Nitrobacter* entran en acción para realizar la transformación a nitratos en un segundo proceso de oxidación descrito anteriormente. Los resultados indican que los procesos de nitrificación para transformar el NAT hasta nitratos fueron más efectivos en el tratamiento de 25 ups. En este sentido, se sabe que la salinidad del agua puede influir en la actividad y el crecimiento de las bacterias nitrificantes, ya que estas tienen requerimientos específicos de salinidad para su óptimo funcionamiento. Por lo tanto, una salinidad demasiado baja como una salinidad demasiado alta pueden afectar negativamente su actividad y, por consecuencia, los procesos de nitrificación. En condiciones de salinidad baja, las bacterias nitrificantes pueden tener dificultades para mantener su estructura celular y actividad metabólica adecuadas, lo que puede resultar en una disminución de la nitrificación. Por otro lado, en condiciones de salinidad alta, las bacterias nitrificantes pueden experimentar un estrés osmótico y una reducción en su actividad enzimática, lo que también puede afectar negativamente la nitrificación. Es importante tener en cuenta que la tolerancia a la salinidad puede variar entre las diferentes especies y cepas de bacterias nitrificantes. Algunas cepas pueden ser más resistentes a cambios en la salinidad, mientras que otras pueden ser más sensibles. Además, otros factores como la temperatura, pH, disponibilidad de oxígeno y presencia de sustancias tóxicas también pueden interactuar con la salinidad y afectar la nitrificación bacteriana (Huang *et al.*, 2022).

En lo que respecta al nitrógeno total, la tendencia fue muy similar a las especies de N, presentándose los incrementos de concentración a partir de la semana 3, sin embargo, durante el periodo de la integración (semana 5-9) se pudo notar que en los tres tratamientos se presentó una disminución importante de esta variable. Lo anterior, puede asociarse a una remoción por parte de los componentes de filtración mecánica (clarificador) y biológica (biofiltro y plantas) en el sistema de acuaponía, mismos que durante la etapa de integración removieron parte del nitrógeno total para transformarlo en biomasa como plantas y/o conformación de biofilm en los diferentes componentes del sistema. En la figura 22, se registran las concentraciones más elevadas de NT en el tratamiento de 25 ups, lo cual es lo esperado ya que al ser el tratamiento con un mayor porcentaje de supervivencia, tuvo mayor cantidad de alimento comercial suministrado durante el ciclo de producción.

El fósforo es un elemento de importancia biológica, ya que en los estanques acuícolas y cuerpos de agua dulce es considerado el nutriente limitante para la productividad primaria (fitoplancton), y su aumento produce en consecuencia, un aumento de la misma. El fósforo solo representa un problema en los estanques cuando alcanza niveles que favorecen el crecimiento de cianobacterias o que provoquen un fuerte florecimiento algal, que, en consecuencia, cause hipoxia y mortalidad (Páez-Osuna y Ruíz-Fernández, 2001). En un sistema de acuaponía, la fuente principal de fósforo es el alimento proporcionado a los organismos acuáticos del cultivo. Estos metabolizan los nutrientes del alimento y excretan fósforo en forma de heces y excreciones, mismas que contienen fósforo en forma orgánica. A medida que el agua de los estanques del cultivo acuícola se dirige hacia el sistema de cultivo de plantas, se produce un proceso de mineralización donde las bacterias descomponen los compuestos orgánicos y liberan fósforo inorgánico soluble que las plantas pueden absorber y utilizar para su crecimiento y desarrollo (Cerozi y Fitzsimmons, 2017).

En este estudio, los niveles de fósforo disuelto como ortofosfatos ($P-PO_4^{-3}$) y PT en todos los tratamientos, presentaron una tendencia a incrementar durante todo el ciclo de producción, incluso cuando se realizó la cosecha de camarón y las plantas de salicornia se mantuvieron sin integración y como agentes removedores de nutrientes. Lo anterior, puede asociarse a una remineralización de la fracción orgánica acumulada en los sedimentos atrapados en el clarificador y en el tanque remineralizador, por lo cual, la disponibilidad de este elemento fue incrementada posterior al periodo de integración. En este estudio, las concentraciones de fosforo, estuvieron muy por debajo de las concentraciones propuestas por Samperio-Ruiz (1999), consideradas como adecuadas (10-50 mg/L) en una solución nutritiva para los requerimientos nutricionales y de desarrollo de las plantas glicófitas. Sin embargo, los requerimientos de fósforo en la solución irrigadora para las plantas halófitas, puede variar dependiendo de la especie y su adaptación específica a ambientes salinos. En general, las plantas halófitas tienden a tener una mayor tolerancia a la salinidad y pueden requerir concentraciones de nutrientes, incluyendo el fósforo, diferentes a las de las plantas glicófitas, esto, debido a que las plantas halófitas se han adaptado mejor a ambientes salinos, por lo que pudieran desarrollar sistemas de absorción de nutrientes y mecanismos de adaptación específicos que les permiten utilizar el fósforo de manera eficiente y en menores

concentraciones, e incluso en condiciones de alta salinidad. Algunas investigaciones sugieren que las plantas halófitas pueden tener una mayor eficiencia en la utilización de nutrientes, incluyendo el fósforo, en comparación con las plantas glicófitas (Barkla *et al.*, 2007; Agudelo-Sánchez, 2021). No obstante, debido a la diversidad de plantas halófitas y las variaciones en sus necesidades nutricionales, no existe una concentración específica de fósforo recomendada para su crecimiento específico.

Uno de los propósitos principales de los sistemas acuapónicos es aumentar la eficiencia de la utilización de nutrientes, así como también, reducir la descarga de material orgánico y nutrientes (N y P) al medio ambiente. La unidad de filtración del agua (BF) constituida por el sistema clarificador y biofiltro, está diseñada para lograr las mejores condiciones para el crecimiento óptimo de *S. bigelovii*, reduciendo la acumulación de sólidos para evitar su adherencia a las raíces y permitir la correcta absorción de nutrientes, contribuyendo a la conversión del nitrógeno amoniacal y los nitritos hasta nitratos (forma menos tóxica para los camarones y mayormente asimilada por las plantas) y al aumento de fósforo biodisponible. La unidad hidropónica (PL) está diseñada para reducir las concentraciones de NH_4^+ , N-NO_3^- y P-PO_4^{3-} , principalmente por asimilación; juntas, estas dos unidades (BF y PL) mantienen una calidad de agua adecuada en los tanques de cultivo de camarones (TC). De acuerdo con los resultados obtenidos en cada unidad (Tabla VIII), es evidente que, las plantas son el principal componente encargado de la remoción de nutrientes en el sistema, sobre todo de nitrógeno, ya que los porcentajes de remoción obtenidos por *S. bigelovii* en los tratamientos T₂₅ (30 %) y T₃₅ (21 %), son comparables con los reportados por Li *et al.* (2019) para N con porcentajes de remoción de 20 – 23 % en un cocultivo de peces y plantas y similares a los encontrados en el estudio de Alarcón-Silvas *et al.* (2021) con porcentajes de remoción de 21-24 % para N en un sistema acuapónico de camarón y albahaca. En cambio, con el PT, *S. bigelovii* removió entre el 1-2% del PT, dichos resultados fueron muy inferiores a los reportados por Irhayyim *et al.* (2020) y Alarcón-Silvas *et al.* (2021), con porcentajes de remoción del 43-47 % y de 18-23 %, respectivamente.

La eliminación de fósforo no fue tan eficiente como la eliminación de nitrógeno debido a que el fósforo podría haberse liberado en condiciones anaeróbicas presentes en alguno de los componentes del sistema. En este sentido, la acumulación de sólidos finos, así

como la falta de flujo y circulación en ciertos componentes o zonas de los sistemas acuapónicos, normalmente hace que se presenten microambientes anóxicos o burbujas anaeróbicas, sobre todo en sistemas intensivos con alta generación de materia orgánica y sólidos (Thorarinsdottir, 2015). En condiciones anaeróbicas, los compuestos orgánicos de bajo peso molecular se convierten en polihidroxialcanoatos (PHA), el poli-P y el glucógeno se degradan y como resultado se produce una liberación de fósforo inorgánico, incrementando así su concentración en el sistema de cultivo (Gichana *et al.*, 2019). Considerando la etapa de reutilización de agua, la remoción final de N fue de 71.5, 38.5 y 20.2 % en el T₁₅, T₃₅ y T₂₅, respectivamente, siendo lo anterior comparable con los métodos de remoción convencionales que existen (físicos, químicos y biológicos) para el tratamiento de aguas residuales, en los cuales se estima que entre el 38-97 % y 40-91 % de N y P, respectivamente son removidos mediante dichos métodos (Bunce *et al.*, 2018; Qi *et al.*, 2020).

La eficiencia de uso de agua alcanzada en este estudio para los tratamientos T₁₅ y T₂₅ (5.7 y 2.9 m³/kg), es mayor a la reportada por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012), quienes integraron camarón y tomate en un sistema acuapónico, registrando una eficiencia de 2.1 m³/kg. A su vez, Alarcón-Silvas *et al.* (2021), reporta eficiencia de uso de agua de 2.3-3.7 m³/kg, misma que es comparable con la alcanzada en el tratamiento T₃₅ de este estudio.

Los resultados de NUE de ambos nutrientes (N y P) en este estudio (Tabla IX), fueron menores en comparación con los reportados por Alarcón-Silvas *et al.* (2021), quienes alcanzaron eficiencias de utilización de 0.08 y 0.51 g de biomasa fresca (camarón + albahaca) por cada miligramo de N y P ingresado al sistema, respectivamente. Por su parte, los valores reportados por Pinheiro *et al.* (2020) fueron menores en comparación con los de este estudio, alcanzando eficiencias de utilización de 0.01 y 0.08 g de biomasa fresca (camarón + *S. ambigua*) por cada miligramo de N y P ingresado al sistema, respectivamente.

IX. CONCLUSIONES

De acuerdo con las hipótesis y objetivos planteados en este trabajo, se puede concluir que:

- La tasa de crecimiento de los juveniles de *P. vannamei* en T₁₅ fue de 0.8±0.1 g/semana (6.8 y-12.4 g), en el segundo tratamiento (T₂₅), la tasa de crecimiento fue de 0.9±0.1 g/semana (7.0-13.6 g) y los camarones de T₃₅ presentaron un crecimiento de 0.8±0.0 g/semana (6.8-12.6 g), sin diferencias significativas entre los pesos finales de cada tratamiento, por lo tanto, la salinidad no influyó en el crecimiento de *P. vannamei*.
- De acuerdo con la supervivencia de *P. vannamei* en cada tratamiento, el mayor rendimiento se obtuvo en el T₂₅ con 0.6 kg/m³ y un FCA de 1.4, requiriendo 1.4 kg de alimento balanceado para producir un kilogramo de camarón, lo cual se puede asociar con la cercanía del valor del punto isosmótico del camarón con la salinidad de dicho tratamiento. Por lo tanto, se puede concluir que la salinidad en conjunto con la temperatura tiene un efecto negativo sobre la supervivencia y el rendimiento de camarón, cuando esta se encuentra alejada del punto isosmótico del organismo.
- Las plantas de *S. bigelovii* presentaron supervivencias de 67, 63 y 47% en los tratamientos T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente y la biomasa final fue significativamente menor en T₃₅ (1.1±0.1 kg), seguida de T₂₅ (4.7±1.0 kg) y mayor en T₁₅ (5.5±0.8 kg). La talla promedio final de *S. bigelovii* a 15 ups fue de 39.1±8.6 cm, estadísticamente igual a las cultivadas a 25 ups (40.3±9.5 cm), mientras que las salicornias irrigadas con agua de mar presentaron un promedio de 31.1±5.0 cm. Lo anterior sugiere que existe una relación inversamente proporcional entre el incremento del nivel de salinidad y la ganancia de biomasa de las plantas.
- Las temperaturas promedio en cada uno de los módulos a lo largo del ciclo de cultivo fueron de 22.6±2.3, 22.8±2.1 y 21.9±1.9 °C en T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente, con valores cercanos a 15 °C en las semanas 13 y 14, lo cual pudo ocasionar disminución en

el crecimiento y en el porcentaje de supervivencia de los camarones. Los promedios de pH durante las 14 semanas fueron de 8.5 ± 0.3 (T₁₅), 8.4 ± 0.3 (T₂₅) y 8.5 ± 0.4 (T₃₅), y se mantuvieron dentro del intervalo aceptable para el crecimiento óptimo del camarón. El promedio de oxígeno disuelto en el tratamiento T₁₅ fue de 7.8 ± 0.4 mg/L, mayor que el promedio del T₂₅ (7.4 ± 0.5 mg/L), y el menor fue en T₃₅ con de 7.0 ± 0.4 mg/L.

- Los sólidos suspendidos totales promedio en el tratamiento a 15 ups fueron de 38.2 ± 13.1 , 41.6 ± 19.2 y 46.4 ± 14.6 mg/L en los tanques, biofiltros y salicornias, respectivamente, mientras que a 25 ups los SST fueron 54.3 ± 12.4 , 58.0 ± 14.6 y 59.5 ± 12.1 mg/L; en el T₃₅ se incrementaron los SST con valores medios de 74.1 ± 28.0 , 72.6 ± 21.0 y 77.8 ± 21.8 mg/L, en los tanques, biofiltros y salicornias, respectivamente. Se presentó un incremento considerable de SST a partir de la semana 11 en todos los tratamientos. Los sólidos suspendidos volátiles (materia orgánica) tuvieron un comportamiento igual que los SST. Lo anterior, sugiere una resuspensión del material orgánico acumulado en la columna de los sedimentos de los tanques y de los sumideros.
- Las concentraciones de nitrógeno amoniacal total (NAT) en T₁₅ presentaron promedios de 14.4 ± 12.9 µg/L en tanque de cultivo de camarón, 13.0 ± 16.9 µg/L en biofiltro y 11.4 ± 11.3 µg/L en las salidas del sistema NFT, mientras que en T₂₅ los niveles medios de NAT obtenidos fueron 10.6 ± 8.9 µg/L en tanque de camarón, 4.2 ± 5.9 µg/L y 7.5 ± 9.0 µg/L en las salidas de biofiltro y de sistema NFT. En T₃₅, el NAT fue de 8.9 ± 8.8 µg/L en los tanques de cultivo, 8.5 ± 12.9 µg/L y 9.1 ± 14.5 µg/L en las salidas del biofiltro y del sistema NFT. La disminución en el NAT en el agua de los biofiltros y del sistema NFT podría deberse a la transformación hacia formas oxidadas de nitrógeno por parte del sistema acuapónico.
- El nitrógeno como nitritos en el tratamiento a 15 ups en el agua de los tanques fue 7.2 ± 6.5 , en los biofiltros 8.9 ± 7.0 y de las plantas 9.8 ± 7.0 µg/L. En el agua de los tanques en el tratamiento a 25 ups fue de 8.1 ± 9.2 , en los biofiltros 10.0 ± 9.1 y en el agua de las plantas de 11.0 ± 9.2 µg/L, sin diferencias entre estos, mientras que en T₃₅ el N-nitritos tuvo un promedio general de 9.7 ± 8.6 µg/L, sin diferencias significativas en los promedios de cada

componente; las concentraciones de N-NO_2^- en los tres tratamientos estuvieron por debajo de los límites seguros reportados en la literatura, con valores mínimos en las últimas semanas del ciclo de cultivo, lo cual puede ser producto de la sucesión biológica de bacterias nitrificantes y su posterior nitrificación hacia N-NO_3^- .

- El nitrógeno como nitratos no tuvo una tendencia definida, con promedios en los tanques de 158.9 ± 135.5 , en los biofiltros de 221.0 ± 129.1 y en las salicornias de sistema 220.5 ± 161.5 $\mu\text{g/L}$ para T_{15} . El N-nitratos en T_{25} en el agua de los tanques (272.3 ± 245.7 $\mu\text{g/L}$) fue menor que en los biofiltros (420.1 ± 208.7 $\mu\text{g/L}$) y en las salicornias (436.6 ± 231.4 $\mu\text{g/L}$), con la misma tendencia para T_{35} (287.0 ± 76.2 $\mu\text{g/L}$ en el agua de las plantas, 236.1 ± 68.3 en los biofiltros y 180.9 ± 123.9 $\mu\text{g/L}$ en los tanques). La tendencia a lo largo del ciclo de cultivo fue de incremento como producto de la nitrificación de las bacterias nitrificantes, lo cual sugiere un funcionamiento positivo por parte de las unidades de acondicionamiento del agua en el sistema acuapónico.
- El nitrógeno total en T_{15} en los tanques fue 415.4 ± 149.8 , en los biofiltros 505.9 ± 187.3 y en las plantas 495.0 ± 246.7 $\mu\text{g/L}$. El tratamiento a salinidad de 25 ups tuvo un promedio en el agua del tanque de NT de 593.9 ± 250.8 $\mu\text{g/L}$, y en los biofiltros de 758.6 ± 312.2 $\mu\text{g/L}$ y en las salicornias de 708.6 ± 288.4 $\mu\text{g/L}$, sin diferencias significativas entre ellos. En T_{35} las medias de los tres componentes (423.8 ± 159.3 , 550.4 ± 233.0 , 562.9 ± 269.8 , en tanques, biofiltros y plantas, respectivamente) fueron estadísticamente iguales. Los niveles de NT se incrementaron después de la cosecha de camarón lo cual pudo haber sido causado por resuspensión del material orgánico, ocasionando una posible remineralización de nitrógeno y aumentar su concentración.
- Las concentraciones promedio de ortofosfatos (P-PO_4^{3-}) en T_{15} fueron de 1.2 ± 0.8 $\mu\text{g/L}$ en los tanques de cultivo de camarón, 1.8 ± 0.5 $\mu\text{g/L}$ en los biofiltros y 1.6 ± 0.5 $\mu\text{g/L}$ en sistema NFT. En el tratamiento T_{25} para los tanques de camarón, el promedio fue 1.4 ± 1.0 $\mu\text{g/L}$, mientras que en los biofiltros los niveles de ortofosfatos promedio fueron 1.9 ± 0.7 y 1.6 ± 0.5 $\mu\text{g/L}$, en biofiltros y plantas respectivamente. Este nutriente también presentó

un incremento a través del tiempo asociado al alimento y a la remineralización de lodos orgánicos que pudieron ser resuspendidos en el tanque de cultivo.

- El fósforo total promedio para T₁₅ fue de 1.41±0.8, 1.8±0.6 y 2.0±0.7 µg/L, para tanque, biofiltro y plantas, respectivamente. Mientras que en el tratamiento T₂₅ fueron 1.8±1.1, 2.3±0.8 y 2.5±0.9 µg/L en ese mismo orden y en T₃₅ se registraron promedios de PT de 1.7±1.0 µg/L en los tanques, 2.1±0.7 µg/L en los biofiltros y 2.3±0.7 µg/L en el agua de las plantas. También se presentó un incremento de PT a partir de la semana 11 en los tres tratamientos, también relacionado con la resuspensión del material orgánico del fondo al momento de realizar las cosechas de *P. vannamei*.
- De acuerdo con los resultados de remoción durante el ciclo de integración, el biofiltro redujo las concentraciones de SST (4.6 y 2.2%) y las de SSV (12.0 y 2.9%) en los tratamientos T₁₅ y T₃₅, respectivamente, incrementándose 8.1 y 6.4% en el tratamiento T₂₅ (SST y SSV, respectivamente). El biofiltro y las plantas presentaron la mayor remoción de NT para los tres tratamientos, con mayores porcentajes en el caso de las plantas (20.6, 30.2 y 5.7 % para T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente). En todos los componentes del sistema hubo remoción de PT, pero en menor proporción, ya que los biofiltros y las plantas no representaron la ruta principal para la captación y remoción de fósforo en el sistema.
- La eficiencia de uso de agua estimada para este estudio fue de 81% (1.1 m³/kg), 62% (1.1 m³/kg) y 48% (2.9 m³/kg) para T₁₅, T₂₅ y T₃₅, respectivamente, considerando la biomasa alcanzada mediante la integración de *P. vannamei* y *S. bigelovii*, con un aumento notable con respecto a la biomasa de camarón en un monocultivo. Por lo tanto, se puede argumentar que la integración de ambos cultivos genera un beneficio económico-ambiental en cuanto a incremento de la biomasa cosechable como camarón y plantas, por unidad de volumen con respecto de los monocultivos tradicionales.
- La NUE para fósforo (NUE-P) fue mayor en T₂₅ (por cada miligramo de fósforo ingresado al sistema es posible producir 0.07 g de biomasa como camarón). Al considerar

solo la biomasa como *S. bigelovii* se encontró que las NUE-P en los tratamientos T₁₅ (0.22 g/mg) y T₂₅ (0.16 g/mg), resultaron ser mayores a T₃₅ (0.05 g/mg), evidenciado un mejor aprovechamiento de P por *S. bigelovii* en salinidades de 15 y 25 ups.

- La NUE-N (suma de las biomásas de camarón + salicornia) obtenida por el sistema acuapónico para las salinidades de 15 y 25 ups fueron de 0.04 g biomasa/mg N en cada una y 0.02 g biomasa/mg N para la de 35 ups, evidenciado una mejora sustancial en la eficiencia del uso de nitrógeno.

X. BIBLIOGRAFÍA

- Agudelo-Sánchez, A. (2021). Absorción de agua y nutrientes y respuesta fisiológica de plantas halófitas y glicófitas bajo condiciones de estrés salino (Tesis Doctoral, Universitat Politècnica de València).
- Alarcón-Silvas, S. G. (2013). Calidad del Agua y Balance de Nutrientes (N y P) en el Cultivo Integrado de Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*), Tomate (*Lycopersicon esculentum*) y Lechuga (*Lactuca sativa*) Utilizando Agua de Baja Salinidad y Cero Recambio. México, D.F. Universidad Nacional Autónoma de México. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología.
- Alarcón-Silvas, S. G., León-Cañedo, J. A., Fierro-Sañudo, J. F., Ramírez-Rocín, J., Fregoso-López, G., Frías-Espéricueta, M. G., Osuna-Martínez, C. C., y Páez-Osuna, F.; (2021). Water quality, water usage, nutrient use efficiency and growth of shrimp *Litopenaeus vannamei* in an integrated aquaponic system with basil *Ocimum basilicum*. *Aquaculture* 543, 737023.
- Alatorre-Jacome, O., Trejo-García, F., Soto-Zarazua, G., y Rico-García, E. (2012). Techniques to Assess Fish Productivity in Aquaculture Farms and Small Fisheries: An Overview of Algebraic Methods. *Journal of Applied Sciences* 12 (9), 888-892.
- Alfheaid, H. A., Raheem, D., Ahmed, F., Alhodieb, F. S., Alsharari, Z. D., Alhaji, J. H., BinMowyna, M. N., Saraiva, A., y Raposo, A. (2022). *Salicornia bigelovii*, *S. brachiata* and *S. herbacea*: Their Nutritional Characteristics and an Evaluation of their Potential as Salt Substitutes. *Foods* 11, 3402.
- APHA (2012). Standard Methods for the Examination of Water and Wasterwater, volumen 22. American Public Health Association, Washington, 1360.
- Armenta-Bojórquez, A. D., Valenzuela-Castañeda, A. R., Fitzsimmons, K., López-Alvarez, E. S., Rodríguez-Quiroz, G., y Valenzuela-Quiñonez, W. (2021). Pacific white shrimp and tomato production using water effluents and salinity-tolerant grafted plants in an integrated aquaponic production system. *Journal of Cleaner Production* 278, 124064.
- Ashraf M. (2002). Salt tolerance of cotton: Some new advances. *Critical Reviews in Plant Science*, 21, 1–30.

- Attia, F. M., Alsobayel, A. A., Kriadees, M. S., Al-Saiady, M. Y., y Bayoumi, M. S. (1997). Nutrient composition and feeding value of *Salicornia bigelovii* Torr meal in broiler diets. *Animal Feed Science and Technology*, 65, 257-263.
- Avnimelech, Y. (2007). Feeding with microbial flocs by tilapia in minimal discharge bio-flocs technology ponds. *Aquaculture* 264:140-147.
- Avnimelech, Y. (2012). *Biofloc Technology – A Practical Guide Book*, 2nd Edition. The World Aquaculture Society. Louisiana, USA. 272.
- Avnimelech, Y. (2014). *Biofloc Technology: A Practical Guidebook*. Third edition. Technion Israel Institute of Technology and World Aquaculture Society.
- Bao, W.J., Zhu, S.M., Jin, G., y Ye, Z.Y. (2019). Generation, characterization, perniciousness, removal and reutilization of solids in aquaculture water: A review from the whole process perspective. *Reviews in Aquaculture*, 11(4):1342-1366.
- Barbosa, P.T.L., Povh, J.A., Farias, K.N.N., da Silva, T.V., Teodoro, G.C., Ribeiro, J. S., y Corrêa Filho, R.A.C. (2022). Nile tilapia production in polyculture with freshwater shrimp using an aquaponic system and biofloc technology. *Aquaculture*, 551, 737916.
- Barker, A. V., y Pilbeam, D. J. (2015). *Handbook of Plant Nutrition*. CRC Press, Boca Raton.
- Barkla, B. J., Vera-Estrella, R., Balderas, E., y Pantoja, O. (2007). Mecanismos de tolerancia a la salinidad en plantas. *Biotecnología*, 14, 263-272.
- Belal, I. H., y Al-Dosari, M. (1999). Replacement of fish meal with *Salicornia* meal in feed for Nile tilapia *Oreochromis niloticus*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 30(2), 285-289.
- Beltrán-Burboa, C. E., Arce, M. E., Bianciotto, O., Ahumada, G. A. L., Vargas, J. M., Hernández-Montiel, L. G., y Rueda-Puente, E. O. (2017). *Salicornia bigelovii* (Torr.): Un sistema modelo para incorporarse como cultivo agrícola en zonas árido-desérticos. *Biotecnia*, 19, 46-50.
- Bohnes, F. A., y Laurent, A. (2021). Environmental impacts of existing and future aquaculture production: Comparison of technologies and feed options in Singapore. *Aquaculture*, 532, 1-17.

- Boyd, C.E., Boyd, C.A., y Chainark, S. (2010). Shrimp pond soil and water quality management. En: Alday-Sanz, V. (Ed) The Shrimp Book. Nottingham University Press, Nottingham, 281-303.
- Boyd, C.E. (1990). Water quality in warmwater fish ponds. Agricultural Experimentation. Auburn University. Alabama, EUA.
- Boyd, C.E. (2002). Standardize terminology for low salinity shrimp culture. Global Aquaculture Advocate 5(5): 58–59.
- Boyd, C.E., y Gautier, D. (2000). Effluent composition and water quality standards. Advocate, 3: 61-66.
- Boyd, C.E., y Thunjai, T. (2003). Concentrations of major ions in waters of inland shrimp farms in China, Ecuador, Thailand, and the United States. Journal of the World Aquaculture Society, 34(4): 524–532.
- Bresdin, C., Glenn, E. P., y Brown, J. J. (2016). Comparison of seed production and agronomic traits of 20 wild accessions of *Salicornia bigelovii* torr. grown under greenhouse conditions. En: Khan, M. A., Ozturk, M., Gul, B., y Ahmed, M. Z. (Eds) Halophytes for Food Security in Dry Lands. Academic Press, 67–82.
- Briggs, M. R. P., y Fvnge-Smith, S. J. (1994). A nutrient budget of some intensive marine shrimp ponds in Thailand. Aquaculture Research, 25(8), 789-811.
- Brown, J. J., Glenn, E. P., Fitzsimmons, K. M., y Smith, S. E. (1999). Halophytes for the treatment of saline aquaculture effluent. Aquaculture, 175, 255-268.
- Buhmann, A., y Papenbrock, J. (2013). Biofiltering of aquaculture effluents by halophytic plants: Basic principles, current uses and future perspectives. Environmental and Experimental Botany, 92, 122-133.
- Buhmann, A., Waller, U., Wecker, B., y Papenbrock, J. (2015). Optimization of culturing conditions and selection of species for the use of halophytes as biofilter for nutrient-rich saline water. Agricultural Water Management, 149, 102-114.
- Bunce, J.T., Ndam, E., Ofiteru, I.D., Moore, A., y Graham, D.W. (2018). A review of phosphorus removal technologies and their applicability to small-scale domestic wastewater treatment systems. Front. Environ. Sci. 6, 8.

- Burford, M. A., Thompson, P. J., McIntosh, R. P., Bauman, R. H., y Pearson, D. C. (2004). The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system. *Aquaculture*, 232, 525-537.
- Burford, M.A., Thompson, P.J., McIntosh, R.P., Bauman, R. H., Pearson, D.C. (2003). Nutrient and microbial dynamics in high-intensity, zero-exchange shrimp ponds in Belize. *Aquaculture*, 219(1-4), 393-411.
- Bustan, A., Pasternak, D., Pirogova, I., Durikow, M., Devries, T. T. El-Meccawi, S., y Degen, A. A. (2005). Evaluation of saltgrass as a fodder crop for livestock. *Journal of Science of Food and Agriculture*, 85, 2077-2084.
- Calone, R., Pennisi, G., Morgenstern, R., Sanyé-Mengual, E., Lorleberg, W., Dapprich, P., y Winkler, P. (2019). Improving water management in European catfish recirculating aquaculture systems through catfish-lettuce aquaponics. *Science of the Total Environment*, 687, 759-767.
- Camargo, J. A., y Alonso, A. (2007). Contaminación por nitrógeno inorgánico en los ecosistemas acuáticos: problemas medioambientales, criterios de calidad del agua e implicaciones del cambio climático. *Ecosistemas*, 16, 98-110.
- Cardoso-Mohedano, J.G., Lima-Rego, J., Sanchez-Cabeza, J.A., Ruiz-Fernández, A.C., Canales-Delgadillo, J., Sánchez-Flores, E.I., y Páez-Osuna, F. (2018). Sub-tropical coastal lagoon salinization associated to shrimp ponds effluents. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 203, 72-79.
- Cartaxana, P., Cacador, I., Vale, C., Falcao, M., y Catarino, F. (1999). Seasonal variation of inorganic nitrogen and net mineralization in a salt marsh ecosystem. *Mangroves and Salt Marshes*, 3, 127-134.
- Casillas-Hernández, R., Nolasco-Soria, H., García-Galano, T., Carrillo-Farnes, O., y 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(2), 105-114.
- Castine, S., McKinnon, A., Paul, N., y Trott, L. (2013). Wastewater treatment for land-based aquaculture: improvements and value-adding alternatives in model systems from Australia. *Aquaculture Environment Interactions*, 4(3):285-300.

- Cerozi, B.D.S., y Fitzsimmons, K. (2017). Phosphorus dynamics modeling and mass balance in an aquaponics system. *Agricultural Systems*, 153, 94-100.
- Cheng, W., Wang, L.U., y Chen, J.C. (2005). Effect of water temperature on the immune response of White shrimp *Litopenaeus vannamei* to *Vibrio alginolyticus*. *Aquaculture*, 250, 592-601
- Christiansen, A. H. C., Lyra, D. A., y Jorgensen, H. (2021). Increasing the value of *Salicornia bigelovii* green biomass grown in a desert environment through biorefining. *Industrial Crops & Products*, 160, 113105.
- Collins, A., Russel, B., Walls, A., Hoang, T. (2005). *Inland Prawn Farming: Studies into the Potential for Inland Marine Prawn Farming in Queensland*. Queensland Government, Department of Primary Industries and Fisheries, Queensland, Australia.
- CONAPESCA, Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca (2021). Anuario Estadístico de Acuacultura y Pesca 2021. Recuperado de: <https://www.gob.mx/conapesca/documentos/anuario-estadistico-de-acuacultura-y-pesca>.
- Costa, C.S., Vicenti, J. R., Morón-Villarreyes, J. A., Caldas, S., Cardoso, L. V., Freitas, R. F., y D'Oca, M. G. M. (2014). Extraction and characterization of lipids from *Sarcocornia ambigua* meal: a halophyte biomass produced with shrimp farm effluent irrigation. *Anais da Academia Brasileira de Ciencias*, 86(2), 935-943.
- Costa, C.S.B. (2006). A *Salicornia*: uma planta que pode ser utilizada no cultivo integrado com o camarão. *Panorama de Aquicultura*, 98: 28–33.
- Costa, C.S.B., Bonilla, O.H., Greis, G., Gesteira, T.C.V., y Pereira, J.A. (2011). Reduction of shrimp farm effluent by *Sarcocornia ambigua* perennial halophyte crop. In: *Abstracts of World Aquaculture 2011*, 289–289.
- Cott, G. M., Caplan, J. S., y Mozder, T. J. (2018). Nitrogen uptake kinetics and saltmarsh plant responses to global change. *Scientific Reports*, 8, 5393.
- Da Silva, K. R., Wasielesky, W., y Abreu, P. C. (2013). Nitrogen and phosphorus dynamics in the biofloc production of the pacific White shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*, 44, 30–41.

- Davis, D., y Arnold, C. (1998). The design management and production of a recirculating raceway system for the production of marine shrimp. *Aquacultural Engineering*, 17, 193-211.
- Davis, D.A., Samocha, T.M., Boyd, C.E. (2004). Acclimating pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*, to inland low-salinity waters. Southern Regional Aquaculture Center Publication, 2601.
- Davis, D.A., Saoud, I.P., McGraw, W.J., Rouse, D.B. (2002). Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared inland low salinity water. In: Cruz-Suárez, L.E., Rique-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Gaxiola-Cortés, M.G., Simoes, N. (eds). *Avances en Nutrición Acuícola VI, Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*. Universidad Autónoma de Nuevo León, 73–90. Cancún, Quintana Roo.
- Davy, A. J., Bishop, G. F., y Costa, C. S. B. (2001). *Salicornia* L. (*Salicornia pusilla* J. woods, *S. ramosissima* J. woods, *S. europaea* L., *S. obscura* PW ball & tutin, *S. nitens* PW ball & tutin, *S. fragilis* PW ball & tutin and *S. dolichostachya* Moss). *Journal of Ecology*, 89, 681–707.
- Díaz, F., Farfán, C., Sierra, E., y Re, A. D. (2001). Effects of temperature and salinity fluctuation on the ammonium excretion and osmoregulation of juveniles of *Penaeus vannamei*. *Marine Freshwater Behavior and Physiology*, 34, 93-104.
- Diver, S. (2006). *Aquaponics - Integration of Hydroponics with Aquaculture*. ATTRA - National Sustainable Agriculture Information Service. North Carolina, 1-28.
- Dufault, R.J, Korkmaz, A., Hopkins, J.S., Sandifer, P.A. (1998). Shrimp biosolids from aquaculture are a valuable fertilizer amendment for bell pepper production. *Proceedings of the National Pepper Conference, Citrus and Vegetable Magazine*, 46–47.
- Dufault, R.J., Hopkins, S., Sandifer, P. (1996). Utility of shrimp sludge from organic aquiculture lagoons as a soil amendment for broccoli production. *HortScience*, 31(4), 611a-611.
- Dufault, R.J., y Korkmaz, A. (2000). Potential of biosolids from shrimp aquaculture as a fertilizer for bell pepper production. *Compost Science & Utilization*. 8: 310–319.
- Dufault, R.J., Korkmaz, A., Ward, B. (2001) Potential of biosolids from shrimp aquaculture as a fertilizer for broccoli production. *Compost Science & Utilization*, 9(2), 107-114.

- Ebeling, J.M., y Timmons, M.B. (2012). Recirculating Aquaculture Systems. En: Tidwell, J. H. (Ed.) Aquaculture Production Systems. Wiley-Blackwell, New Delhi, India.
- Eganathan, P., Subramanian, H. M., Latha, R., y Srinivasa Rao, C. (2006). Oil análisis in seeds of *Salicornia brachiata*. Industrial Crops and Products, 23, 177-179.
- El-Nwehy, S.S., Rezk, A. I., El-Nasharty, A.B., Nofal, O.A., y Abdel-Kader, H.H. (2020). Influences of irrigation with diluted seawater and fertilization on growth, seed yield and nutrients status of *Salicornia* plants. Pakistan Journal of Biological Sciences, 23, 1267-1275.
- El-Shaer, H. M. (2010). Halophytes and salt-tolerant plants as potential forage for ruminants in the Near East región. Small Ruminant Research, 91, 3-12.
- Falasca, S. L., Ulberich, A., y Acevedo, A. (2014). Identification of Argentinian saline drylands suitable for growing *Salicornia bigelovii* for bioenergy. International Journal of Hydrogen Energy, 39(16), 8682-8689.
- FAO. (2011). Aquaculture in desert and arid lands: development constraints and opportunities. FAO Technical Workshop. FAO Fisheries and Aquaculture Proceeding No. 20. FAO, Rome.
- FAO. (2020). The State of World Fisheries and Aquaculture. Sustainability in Action. FAO, Rome.
- Fierro-Sañudo, J. F., Rodríguez-Montes de Oca, G. A., y Páez-Osuna, F. (2020). Co-culture of shrimp with commercially important plants: a review. Reviews in Aquaculture, 12, 2411-2428.
- Fierro-Sañudo, J.F., Alarcón-Silvas, S.G., León-Cañedo, J.A., Gutiérrez-Valenzuela, J.G., Ramírez-Rochín, J., Mariscal-Lagarda, M.M., López-Osuna, I., y Páez-Osuna, F. (2015). Integrated culture of shrimp (*Litopenaeus vannamei*), tomato (*Lycopersicon esculentum*) and lettuce (*Lactuca sativa*) using diluted seawater: management, production and water consumption. Global Advanced Research Journal of Agricultural Science, 4: 315–324.
- Fierro-Sañudo, J.F., Rodríguez-Montes de Oca, G.A., León-Cañedo, J.A., Alarcón-Silvas, S.G., Mariscal-Lagarda, M.M., Díaz-Valdés, T., y Páez-Osuna, F. (2018). Production and management of shrimp (*Litopenaeus vannamei*) in partial co-culture with basil (*Ocimum*

- basilicum*) using two sources of low-salinity water. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 4: 315–324.
- Flowers, T. J. (2004). Improving crop salt tolerance. *Journal of Experimental Botany*, 55, 307-319.
- Flowers, T. J., y Colmer, T. D. (2008). Salinity tolerance in halophytes. *New Phytologist*, 179(4), 945-963.
- Garza-Torres, R., Troyo-Diéguez, E., Nieto-Garibay, A., Lucero-Vega, G., Magallón-Barajas, F. J., García-Galindo, E., Fimbres-Acedo, Y., y Murillo-Amador, B. (2020). Environmental and Management Considerations for Adopting the Halophyte *Salicornia bigelovii* Torr. as a Sustainable Seawater-Irrigated Crop. *Sustainability*, 12(2), 707.
- Gichana, Z., Meulenbroek, P., Ogello, E., Drexler, S., Zollitsch, W., Liti, D., Akoll, P., y Waidbacher, H. (2019). Growth and Nutrient Removal Efficiency of Sweet Wormwood (*Artemisia annua*) in a Recirculating Aquaculture System for Nile Tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Water*, 11, 923.
- Glenn, E. P., Brown, J. J., y O'Leary, J. W. (1998). Irrigating crops with seawater. *Scientific American*, 279 (2), 762-769.
- Gong, H., Jiang, D. H., Lightner, D. V., Collins, C., y Brock, D. (2004). A dietary modification approach to improve the osmoregulatory capacity of *Litopenaeus vannamei* cultured in the Arizona desert. *Aquaculture Nutrition*, 10, 227-236.
- Graber, A., y Junge, R. (2009). Aquaponic Systems: Nutrients recycling from fish wastewater by vegetable production. *Desalination*, 246, 157-156.
- Grasshoff, K., Kremling, K., y Ehrhardt, M. (1999). *Methods of Seawater Analysis, Third, Completely Revised and Extended Edition*. Wiley-VCH, Alemania, 600.
- Graves, C. J. (1983). *The Nutrient film Technique*. En: Janick, J. (Ed.) *Horticultural Reviews*. AVI Publishing Company, Inc., Connecticut, Estados Unidos.
- Grieve, C. M., Francois, L. E., y Poss, J. A. (2001). Effect of salt stress during early seedling growth on phenology and yield of spring wheat. *Physiology*, 29, 167-174.
- Guarrera, P. M., Salerno, G. y Caneva, G. (2006). Food, flavouring and feed plant traditions in the Tyrrhenian sector of Basilicata, Italy. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 2, 1-6.

- Gutierrez-Wing, M. T., y Malone, R. F. (2006). Biological filters in aquaculture: Trends and research directions for freshwater and marine applications. *Aquacultural Engineering*, 34, 163-171.
- Hargreaves, J. A. (2006). Photosynthetic suspended-growth systems in aquaculture. *Aquacultural Engineering*, 34, 344-363.
- Hasanuzzaman, M., Nahar, K., y Fujita, M. (2013). Plant response to salt stress and role of exogenous protectants to mitigate salt-induced damages. In: Ahmad, P., Azooz, M., & Prasad, M. (Eds) *Ecophysiology and responses of plants under salt stress*. Springer, New York, NY. 25-87.
- Hessini, K., Hamed, K. B., Gandour, M., Mejri, M., Abdelly, C., y Cruz, C. (2013). Ammonium nutrition in the halophyte *Spartina alterniflora* under salt stress: evidence for a priming effect of ammonium. *Plant and Soil*, 370, 163-173.
- Holby, O., y Hall, P. O. (1991). Chemical fluxes and mass balances in a marine fish cage farm. II. Phosphorus. *Marine Ecology Progress Series*, 70, 263-272.
- Hossain, M. A. (2010). Global warming induced sea level rise on soil, land and crop production loss in Bangladesh. In 19th world congress of soil science, soil solutions for a changing world. Brisbane, Australia.
- Huang D, Li X, y Luo X. (2022). Response of Nitrifier and Denitrifier Abundance to Salinity Gradients in Agricultural Soils at the Yellow River Estuary. *Agronomy*, 12(7):1642.
- Irhayyim, T., Fehér, M., Lelesz, J., Bercsényi, M., y Bársony, P. (2020). Nutrient removal efficiency and growth of watercress (*Nasturtium officinale*) under different harvesting regimes in integrated recirculating aquaponic systems for rearing common carp (*Cyprinus carpio L.*). *Water*, 12, 1419.
- Jasmin, M.Y., Syukri, Kamarudin, M.S., y Karim, M. (2020). Potential of bioremediation in treating aquaculture sludge: Review article. *Aquaculture*, 509.
- Jesus, J.M., Cassoni, A. C., Danko, A. S., Fiúza, A., y Borges, M. T. (2017). Role of the three different plants on simultaneous salt and nutrient reduction from saline synthetic wastewater in lab-scale constructed wetlands. *Science of the Total Environment*, 579, 447-455.

- Jia, G., Shevliakova, E., Artaxo, P., Nobler-Ducoudré, N. D., Houghton, R., y House, J. (2019). Special Report-Climat Change and Land. IPCC. Recuperado de: <https://www.ipcc.ch/srccl/chapter/chapter-2/>
- Jiménez-Cabrera, R., y Guerra-Aznay, M. (2011). Optimización del procedimiento del cálculo del alimento en estanques de engorde para la eficiencia del cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en Cuba. Revista Electrónica de Veterinaria, 12 (4), 1-10.
- Kadereit, G., Ball, P., Beer, S., Mucina, L., Sokoloff, D., Teege, P., Yaprak, A. E., y Freitag, H. (2007). A taxonomic nightmare comes true: phylogeny and biogeography of glassworts (*Salicornia* L. Chenopodiaceae). Taxon, 56(4), 1143-1170.
- Koyro, H. W., Khan, M. A., y Lieth, H. (2011). Halophytic crops: a source for the future to reduce the water crisis. Emirates Journal of Food and Agriculture, 23, 1–6.
- Kudo, K., y Fujiyama H. (2010). Responses of Halophyte *Salicornia bigelovii* to different forms of nitrogen source. Pedosphere, 20, 311-317.
- Kuhn, D.D., Smith, S.A., Boardman, G.D., Andier, M.W., Marsh, L., y Flick, G.J. (2010). Chronic toxicity of nitrate to Pacific White shrimp, *Litopenaeus vannamei*: impacts on survival, growth, antennae length, and pathology. Aquaculture, 309, 109-114.
- Kumar, A., Nair, A.G.C., Reddy, A.V.R., y Garg, A.N. (2005). Analysis of essential elements in pragyapeya - A herbal drink and its constituents by neutron activation. J. Pharm. Biomed. Anal, 37 (4), 631–638.
- León-Cañedo, J. A. (2013). Calidad del Agua y Balance de Cu, Fe, Mn y Zn en un Cultivo Acuapónico de Camarón (*Litopenaeus vannamei*), Tomate (*Lycopersicon esculentum*) y Lechuga (*Lactuca sativa*) con Agua de Baja Salinidad y Cero Recambio. México, D.F. Universidad Nacional Autónoma de México. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología.
- León-Cañedo, J. A., Alarcón-Silvas, S. G., Fierro-Sañudo, J. F., de Oca, G. A. R. M., Fregoso-López, M. G., y Páez-Osuna, F. (2023). Mercury in basil (*Ocimum basilicum*) grown simultaneously with shrimp (*Litopenaeus vannamei*) by aquaponics. Journal of Food Composition and Analysis, 115, 104929.
- León-Cañedo, J. A., Alarcón-Silvas, S. G., Fierro-Sañudo, J. F., de Oca, G. A. R. M., Partida-Ruvalcaba, L., Díaz-Valdés, T., y Páez-Osuna, F. (2019). Mercury and other trace metals

- in lettuce (*Lactuca sativa*) grown with two low-salinity shrimp effluents: accumulation and human health risk assessment. *Science of the Total Environment*, 650, 2535-2544.
- León-Cañedo, J. A., Alarcón-Silvas, S. G., Fierro-Sañudo, J. F., Mariscal-Lagarda, M. M., Díaz-Valdés, T., y Páez-Osuna, F. (2017). Assessment of environmental loads of Cu and Zn from intensive inland shrimp aquaculture. *Environmental monitoring and assessment*, 189, 1-8.
- Lezama-Cervantes, C., Paniagua-Michel, J., y Zamora-Castro, J. (2010). Biorremediación de los efluentes de cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) utilizando tapetes microbianos en un sistema de recirculación. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 38 (1), 129-142.
- Li, C., Zhang, B., Luo, P., Shi, H., Li, L., Gao, Y., Lee, C.T., Zhang, Z., y Wu, M. (2019). Performance of a pilot-scale aquaponics system using hydroponics and immobilized biofilm treatment for water quality control. *Journal of Cleaner Production*, 208, 274–278.
- Lieth, H., Zeilinger, C., y Papenbrock, J. (2002). Developing Cash crop halophytes. En: Ahmad, R., & Malik, K. A. (Eds) *Prospects for saline Agriculture*. Kluwer Academic Publishers, 309-319.
- Lin, Y.C., y Chen, J.C. (2003). Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture*, 224, 193-201.
- López-Corona, B. E., Mondaca-Fernández, I., Gortáres-Moroyoqui, P., Meza-Montenegro, M. M., Balderas-Cortés, J. J., Ruíz-Alvarado, C., y Rueda-Puente, E. O. (2020). Ecofisiología y bioquímica de *Salicornia bigelovii* (Torr.) por efecto de quitosano-aib bajo condiciones del desierto de Sonora. *Polibotánica*, 49, 74-42.
- Love, D. C., Fry, J. P., Li, X., Hill, E. S., Genello, L., Semmens, K., y Thompson, R. E. (2015). Commercial aquaponics production and profitability: Findings from an international survey. *Aquaculture*, 435, 67-74.
- Maggio, A., De Pascale, S., Fagnano, M., y Barbieri, G. (2011). Saline agricultura in Mediterranean environments. *Italian Journal of Agronomy*, 6, 36-43.
- Mahouachi, J. (2018). Long-term salt stress influence on vegetative growth and foliar nutrient changes in mango (*Mangifera indica* L.) seedlings. *Scientia Horticulturae*, 234, 95-100.

- Malagrino, G. L., Laguna, M., y Rubio, A. O. (2008). Environmental impact reduction through ecological planning at Bahía Magdalena, México. *Journal of Environmental Biology*, 29, 179-182.
- Manahan, S.E. (2007). *Introducción a la química Ambiental*. Reverté Editorial – Universidad Nacional Autónoma de México. México, 725.
- Manousaki, E., y Kalogerakis, N. (2011). Halophytes present new opportunities in phytoremediation of heavy metals and saline soils. *Industrial & Engineering Chemistry Research*, 50, 656-660.
- Mariscal-Lagarda, M.M., Páez-Osuna, F., Esquer-Mendez, J.L., Guerrero-Monroy, I., Romo Del Vivar, A., y Felix-Gastelum, R. (2012). Integrated culture of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum Mill*) with low salinity groundwater: management and production. *Aquaculture*, 336– 367: 76–84.
- Martínez-Córdova, L., Martínez-Porchas, M., y Cortés-Jacinto, E. (2009). Camaronicultura mexicana y mundial: ¿Actividad sustentable o industria contaminante? *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 25, 181-196.
- McGraw, W., y Scarpa, J. (2004). Mortality of freshwater-acclimated *Litopenaeus vannamei* associated with acclimation rate, habituation period, and ionic challenge. *Aquaculture*, 236: 285-296.
- McIntosh, D., Fitzsimmons, K., Aguilar, J., Collins, C. (2003). Toward integrating olive production with inland shrimp farming. *World Aquaculture-Baton Rouge*, 34 (1): 16–20.
- McNevin, A.A., Boyd, C.E., Silanpajarn, O., Silanpajarn, K. (2004). Ionic supplementation of pond waters for inland culture of marine shrimp. *Journal of the World Aquaculture Society*, 35: 460–467.
- Mendiola-García, M. (2015). Evaluación de la capacidad de remoción de compuestos nitrogenados y fosfatos utilizando diferentes sustratos en los filtros biológicos de sistemas acuapónicos. Tesis de Licenciatura, Universidad de Guanajuato, Guanajuato, México.
- Merino, G., y Palma, M. (2012). Integrated aquaponics systems evaluated for arid zones of Chile. *Global Aquaculture Advocate*, 70-71.

- Metcalf, L., y Eddy, H.P. (1996). "Ingeniería de aguas residuales: tratamiento, vertido y reutilización". 3rd Ed. McGraw Hill. Vol.1. 752.
- Millero, F. (2013). Chemical Oceanography. 4th Edition. CRC Press, Florida, USA. 591.
- Millero, F. (2006). Chemical Oceanography. CRC Press, Boca Raton, Florida, 496.
- Milstein, A., Islam, M.S., Wahab, M.A., Kamal, A.H.M., y Dewan, S. (2005). Characterization of water quality in shrimp ponds of different sizes and with different management regimes using multivariate statistical analysis. *Aquaculture International*, 13, 501-518.
- Miranda, F.R., Lima, R.N., Crisóstomo, L.A., y Santana, M.G.S. (2008). Reuse of inland low-salinity shrimp farm effluent for melon irrigation. *Aquacultural Engineering*, 39(1), 1-5.
- Molineux, C.J. (1996). A Practical Guide to N.F.T. Snape and Co., Preston, Lancashire.
- Munns, R., y Tester, M. (2008). Mechanisms of salinity tolerance. *Annual Review of Plant Biology*, 59, 651-681.
- Murphy, J., y Riley, J. P. (1962). A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Analytica Chimica Acta*, 27, 31-36.
- Nan, C., Chen, C., Dai, W., Cen, X., Zeng, G., y Zhou, Z. (2017). Planting of *Salicornia bigelovii* with ecological floating island for shrimp mariculture wastewater purification. *Chinese Journal of Environmental Engineering*, 11(7), 3971-3977.
- Nikalje, G. C., Yadav, K., y Penna, S. (2019). Halophyte responses and tolerance to abiotic stresses. En: Hasanuzzaman, M., Nahar, K., & Öztürk, M. (Eds.) *Ecophysiology, Abiotic Stress Responses and Utilization of Halophytes*. Springer, Gateway East, Singapur.
- Niu, J., y Masabni, J. (2022). Hydroponics. En: Kozai, T., Niu, G., y Masabni, J. (Eds.) *Plant Factory Basics, Applications and Advances*. Academic Press, Londres, Inglaterra.
- ONU (2019). Naciones Unidas. Departamento de Asuntos Económicos y Sociales. La población mundial sigue en aumento, aunque sea cada vez más vieja. Recuperado de: <https://www.un.org/development/desa/es/news/population/world-population-prospects-2019.html>

- Ortega, A., y Castellanos, A. (1995). Estrategia para el manejo de la reserva de la biosfera el Vizcaino, Baja California Sur, México. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. La Paz, B.C.S., 131.
- Páez-Osuna, F. (2001). The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environ. Manag.* 28(1), 131–140.
- Páez-Osuna, F., y Alonso-Rodríguez, R. (2017) Introducción. En: Páez-Osuna, F., y Alonso-Rodríguez, R. (Eds). Calidad del agua en la camaronicultura: importancia, efectos y manejo. El Colegio de Sinaloa y Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa, A. C. Culiacán, México, 1-10 pp.
- Páez-Osuna, F., y Ruíz-Fernández, A. C. (2001). La calidad del agua en la camaronicultura: conceptos, manejo y normatividad. En: Páez-Osuna, F. (Ed) Camaronicultura y Medio Ambiente. UNAM y El Colegio de Sinaloa, México, 101-134 pp.
- Páez-Osuna, F., Gracia, A., Flores-Vergudo, F., Lyle-Fritch, L. P., Alonso-Rodríguez, R., Roque, A., y Ruiz-Fernández, A. C. (2003). Shrimp aquaculture development and the environment in the Gulf of California ecoregion. *Marine Pollution Bulletin*, 46, 806-815.
- Paniagua-Michel, J. (2020). Bioremediation of Marine Effluents and Environments. *Encyclopedia of Marine Biotechnology*, 139(1) :3119-3137.
- Panta, S., Flowers, T., Lane, P., Doyle, R., Haros, G., y Shabala, S. (2014). Halophyte agriculture: success stories. *Environmental and Experimental Botany*, 107, 71-83.
- Parida, A. K., y Das, A. B. (2005). Salt tolerance and salinity effects on plants: a review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60, 324-349.
- Patel, P. B., Naik, V. R., Patel, B. K., Solanki, H. G., y Patel, J. M. (2016). Feasibility study on use of aquaculture effluent as a source of nutrient and irrigation water for *Salicornia* (*S. Brachiata* Roxb.) in coastal areas of South Gujarat. *Ecology, Environment and Conservation*, 22(2), 651-655.
- Pfeiffer, T. J., y Wills, P.S. (2011). Evaluation of three types of structured floating plastic media in moving bed biofilters for total ammonia nitrogen removal in a low salinity hatchery recirculating aquaculture system. *Aquacultural Engineering*, 45, 51-59.
- Pinheiro, I., Arantes, R., do Espírito Santo, C. M., Vieira, F. D., Lapa, K. R., Gonzaga, L. V., Fett, R., Barcelos-Oliveira, J. L., y Seiffert, W. Q. (2017). Production of the halophyte

- Sarcocornia ambigua* and Pacific white shrimp in an aquaponic system with biofloc technology. *Ecological Engineering*, 100, 261-267.
- Pinheiro, I., Siquiera-Carneira, R. F., do Nascimento-Vieira, F., Gonzoga, L. V., Fett, R., de Oliveira Costa, A. C., Magallón-Barajas, F. J., y Quadros-Seiffert, W. (2020). Aquaponics production of *Sarcocornia ambigua* and Pacific white shrimp in biofloc system at different salinities. *Aquaculture*, 519, 734918.
- Poli, M. A., Legarda, E. C., de Lorenzo, M. A., Pinheiro, I., Martins, M. A., Seiffert, W. Q., y do Nascimento Vieira, F. (2019). Integrated multitrophic aquaculture applied to shrimp rearing in a biofloc system. *Aquaculture*, 511, 734274.
- Ponce-Palafox, J.C., Martinez-Palacios, C.A., y Ross, L.G. (1997). The effects of salinity and temperatura on the growth and survival rates of juvenile white shrimp *Penaeus vannamei* Boone 1931. *Aquaculture*, 57:107-115.
- Puccinelli, M., Fierro-Sañudo, J. F., Bibbiani, C., Fronte, B., Maibam, C., Dubois, T., Pardossi, A., Incrocci, L., y Rossi, L. (2022). Multi-Criteria DEXi Analysis for the Selection of Crop Species for Saltwater Aquaponics. *Horticulturae*, 8, 703.
- Qi, M., Yang, Y., Zhang, X., Zhang, X., Wang, M., Zhang, W., Lu, X., y Tong, Y. (2020). Pollution reduction and operating cost analysis of municipal wastewater treatment in China and implication for future wastewater management. *J. Clean. Prod.* 253, 1200003.
- Quintã, R., Santos, R., Thomas, D. N., y Le Vay, L. (2015). Growth and nitrogen uptake by *Salicornia europaea* and *Aster tripolium* in nutrient conditions typical of aquaculture wastewater. *Chemosphere*, 120, 414-421.
- Rakocy, J. E. (2012). *Aquaponics-Integrating Fish and Plant Culture*. En: Tidwell, J. H. (Ed.) *Aquaculture Production Systems*. Wiley-Blackwell, New Delhi, India.
- Rakocy, J. E., Masser, M.P., y Losordo, T.M. (2006). *Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Aquaponics – Integrating Fish and Plant culture*. Southern Regional Aquaculture Center, 452.
- Ramírez-Rochín, J., Valencia-Castañeda, G., Fregoso-López, M. G., y Páez-Osuna, F. (2017). Calidad del agua en cultivos de camarón con agua marina y salobre. En: Páez-Osuna, F., y Alonso-Rodríguez, R. (Eds). *Calidad del agua en la camaronicultura:*

- importancia, efectos y manejo. El Colegio de Sinaloa y Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa, A. C. Culiacán, México, 21-50.
- Reid, B., y Arnold, C. (1992) The intensive culture of the penaeid shrimp *Penaeus vannamei* Boone in a recirculating raceway system. *Journal of the World Aquaculture Society* 23, 146-153.
- Robertson, S.M., Lyra, D.A., Mateo-Sagasta, J., Ismail, S., y Akhtar, M.J.U. (2019). Financial Analysis of Halophyte Cultivation in a desert environment using different saline water resources for irrigation. En: Hasanuzzaman, M., Nahar, K., & Öztürk, M. (Eds) *Ecophysiology, Abiotic Stress Responses and Utilization of Halophytes*. Springer, Singapur, 346 – 364.
- Rodríguez-Valencia, J. A., Crespo, D., y López-Camacho, M. (2010). La camaronicultura y la sustentabilidad del Golfo de California. WWF-México, Programa Golfo de California.
- Rozema, J., y Flowers, T. (2008). Crops for a salinized world. *Science*, 322, 1478-1480.
- Rueda-Puente, E. O., Beltran, F., Ruiz, F., Valdez, R., García, J., Avila, N., Partida, L., y Murillo, B. (2011). Sustainable options for soil management in arid zones: Uses of the halophyte *Salicornia bigelovii* (Torr.) and biofertilizers in the modern agriculture. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 13 (2), 157-167.
- Rueda-Puente, E. O., López-Elías, J., y Huez-López, M. A. (2012). Las Halófitas en la Agricultura de Zonas Áridas. México: Académica Española.
- SAGARPA. (2017). Aumenta producción de camarón 65.5 por ciento en cuatro años. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación. Recuperado de: <https://www.gob.mx/agricultura/prensa/aumenta-produccion-de-camaron-65-5-por-ciento-en-cuatro-anos>
- Samperio Ruiz, G. (1999). Hidroponía comercial. Editorial Diana (No. 631.585 S27), 176.
- Samperio-Ruiz, G. (2000). Hidroponía comercial. Ed. DIANA, México, D. F., 157.
- San Pietro, A. (1982). Biosaline. NY, USA: Plenum Press.
- Sánchez-Rodríguez, M.A., y Calvario-Martínez, O. (2018). Evaluación espacial y estacional del estado trófico en el sistema estuarino Urías, Mazatlán, México. *Ideas en Ciencias de la Ingeniería* 1, 9-26.

- Santaella, S.T., Vale, M.D., Almeida, C.C., Cavalcante, W.D., Nunes, A.J., Sousa, O.V., y Leitão, R.C. (2018). Biofloc production in activated sludge system treating shrimp farming effluent. *Engenharia Sanitaria e Ambiental*, 23(1):1143-1152.
- Saoud, I., Davis, D., y Rouse, D. (2003). Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture*, 217, 373-383.
- Saoud, I.P., Davis, D.A. (2003). Salinity tolerance of brown shrimp *Farfantepenaeus aztecus* as it relates to postlarval and juvenile survival, distribution, and growth in estuaries. *Estuaries*, 26, 970-974.
- Schuur, A. M. (2003). Evaluation of biosecurity applications for intensive shrimp farming. *Aquacultural Engineering*, 28, 3-20.
- Shabala, S., y Mackay, A. (2011). Ion Transport in Halophytes *Advances in Botanical Research* 57, 151-199.
- Silva, H.V. (2016). Efeito do estresse hídrico na produção de compostos bioativos de *Sarcocornia ambigua* em sistema aquaponico com *Litopenaeus vannamei*. Master's Thesis. Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 59.
- Silva, H., Caldeira, G., y Freitas, H. (2007). *Salicornia ramosissima* population dynamics and tolerance of salinity. *Ecological Research*, 22 (1), 125-134.
- Soares-Neto, J. R. (2017). Cultivo de *Sarcocornia ambigua* em aquaponia com *Litopenaeus vannamei* em bioflocos com diferentes áreas de bancada hidroponica. Master's Thesis. Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 47.
- Solórzano, L. (1969). Determination of the Ammonia in Natural Waters by Phenolphthalein Method. *Limnology and Oceanography*, 14, 799-801.
- Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A., y Lovatelli, A. (2014). Small-scale aquaponic food production. Integrated fish and plant farming. FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper No. 589. Rome, FAO. 262.
- Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A., y Lovatelli, A. (2022). Producción de alimentos en acuaponía a pequeña escala – Cultivo integral de peces y plantas. FAO

Documento Técnico de Pesca y Acuicultura No. 589. FAO, Roma.
<https://doi.org/10.4060/i4021es>

- Strickland, J., & Parsons, T. (1972). A practical Handbook of Seawater Analysis 2nd. Edition. Fisheries Research Board of Canada. Ottawa, 310 pp.
- Tardío, J., Pardo-De-Santayana, M., y Morales, R. (2006). Ethnobotanical review of wild edible plants in Spain. *Botanical Journal of the Linnean Society* 152, 27-71.
- Teichert-Coddington, D.R., Rodríguez, R., y Toyofuku, W. (1994). Cause of cyclic variation in Honduran shrimp production. *World Aquaculture*. 25:57-67.
- Thorarinsdottir, R.I. (2015). Aquaponics Guidelines. In Lifelong learning Programme. European Commission: Reykjavik, Iceland, p. 69.
- Timmons, M. B., Ebeling, J. M., y Piedrahita, R. H. (2009). *Acuicultura en Sistemas de Recirculación*. Cayuga Aqua Ventures, LLC: NY, USA.
- Trasviña-Moreno, A. G., Cervantes-Trujano, M., T. M., Pérez-Sánchez, E., y Timmons, M. (2007). Sistema de Recirculación modular para uso familiar/multi-familiar. Instituto Tecnológico de Boca de Río. Veracruz, México.
- Troell, M., Kautsky, N., Beveridge, M., Henriksson, P., Primavera, J., Rönnbäck, P., Folke, C., y Jonell, M. (2017). *Aquaculture. Reference Module in Life Sciences*. Elsevier.
- Türkan, I., & Demiral, T. (2009) Recent developments in understanding salinity tolerance. *Environmental and Experimental Botany*, 67, 2-9.
- Ulloa-Tello, R.F. (2015). El efecto de dos porcentajes de recirculación de agua en el cultivo de camarón (*Litopenaeus vannamei*). Tesis Ing. Machala. Ecuador. 74 pp.
- Valderrama, J. C. (1981). The simultaneous analysis of total nitrogen and total phosphorus in natural waters. *Marine Chemistry* 10 (2), 109-122.
- Valdez, G., Díaz, F., Re, A. D., y Sierra, E. (2008). Efecto de la salinidad sobre la fisiología energética del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. *Hidrobiológica* 18, 105-115.
- Valencia-Castañeda, G., Frías-Espericueta, M. G., Vanegas-Pérez, R. C., Chávez-Sánchez, M. C., y Páez-Osuna, F. (2019). Toxicity of ammonia, nitrite and nitrate to *Litopenaeus vannamei* juveniles in low-salinity water in single and ternary exposure experiments and their environmental implications. *Environ. Toxicol. Pharmacol.* 70, 103193.

- Valenzuela-Quiñónez, W., Rodríguez-Quiroz, G., Ponce-Palafox, J.T., y Esparza-Leal, H.M. (2011). Efecto de diferentes combinaciones de temperatura y salinidad sobre el consumo específico de oxígeno en el camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. *Revista de biología marina y oceanografía*, 46(3), 303-311.
- Van Wyk, P. (1999). Principles of Recirculating System Design. En: Van Wyk, P., Davis-Hodgkins, M., Laramore, R., Main, K. L., Mountain, J., & Scarpa, J. (Eds) *Farming Marine Shrimp in Recirculating Freshwater Systems*. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Estados Unidos, 59-97 pp.
- Van Wyk, P., y Scarpa, J. (1999). Water quality requirements and management. En: Van Wyk, P., Davis-Hodgkins, M., Laramore, R., Main, K. L., Mountain, J., & Scarpa, J. (Eds) *Farming Marine Shrimp in Recirculating Freshwater Systems*. Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Estados Unidos, 141-161 pp.
- Ventura, Y., y Sagi, M. (2013). Halophyte crop cultivation: the case for *Salicornia* and *Sarcocornia*. *Environmental and Experimental Botany*, 92, 144-153.
- Ventura, Y., Wuddineh, W., Myrzabayeva, M., Alikulov, Z., Khozin-Goldber, I., y Shpigel, M. (2011). Effect of seawater concentration on the productivity and nutritional value of annual *Salicornia* and perennial *Sarcocornia* halophytes as leafy vegetable crops. *Scientia Horticulturae* 128(3), 189-196.
- Vernberg, F.J. (1983). Respiratory adaptations. *The biology of Crustacea, environmental adaptations*, 44 pp. Academic Press, New York.
- Wicke, B., Smeets, E., Dornburg, V., Vashev, B., Gaiser, T., Turkenburg, W., y Faaij, A. (2011) The global technical and economic potential of bioenergy from salt-affected soils. *Energy & Environmental Science*, 4(8), 2669-2681.
- Wiggins, I.L. (1980). *Flora of Baja California*. Stanford University Press.
- Wu, Y., Ma, L., Chen, C., Yan, M., Zhang, X., Chai, X., Qiong, W., y Feng, Y. (2018). Purification of aquaculture seawater and stimulation of shrimp yield by *Salicornia bigelovii* ecological floating beds. *Chinese Journal of Environmental Engineering*, 12(12), 3351-3361.

- Yan, B., Wang, X., y Cao, M. (2007). Effect of salinity and temperature on survival, growth, and energy budget of juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Shellfish Research* 26: 141-146.
- Yousif, B.S., Nguyen, N. T., Fukuda, Y., Hakata, H., Okamoto, Y., Masaoka, Y., y Saneoka, H. (2010). Effect of salinity on growth, mineral composition, photosynthesis and water relations of two vegetable crops; New Zealand spinach (*Tetragonia tetragonioides*) and water spinach (*Ipomoea aquatica*). *International Journal of Agriculture & Biology* 12(2), 211-216.
- Zendejas-Hernández, J. (1994). *Manual para la Alimentación y Manejo del Camarón*. Purina, S. A. de C. V., México, D. F., 1-20.
- Zhu, J. K. (2001). Plant salt tolerance. *Trends in Plant Science* 6(2), 66-71.
- Zohar, Y., Tal, Y., Schreier, H. J., Steven, C. R., Stubblefield, S. J., y Place, A. R. (2005). *Commercially Feasible Urban Recirculating Aquaculture: Addressing the Marine Sector*. En: Costa-Pierce, A., Desbonnet, P., Edwards, P., & Baker, D. (Eds) *Urban Aquaculture*. CABI Publishing.

XI. ANEXO

Tabla A-1. Variables de producción postcosecha de *P. vannamei*, cultivados en un sistema acuapónico camarón-salicornia a diferentes salinidades (15, 25 y 35 ups).

	15 ups	25 ups	35 ups
Peso inicial (g)	2.3 ± 0.4	2.3 ± 0.5	2.1 ± 0.4
Peso final (g)	9.8 ± 1.2	10.3 ± 1.4	9.3 ± 1.2
Tasa de crecimiento (g/semana)	0.8 ± 0.1	0.9 ± 0.1	0.8 ± 0.0
Tasa de crecimiento específico (%/día)	2.3 ± 0.3	2.4 ± 0.7	2.4 ± 0.9
Supervivencia (%)	38	70	40
FCA	2.3	1.4	2.3
Biomasa (kg)	0.9	1.8	0.9
Rendimiento (kg/m ³)	0.3	0.6	0.3
Consumo de agua (m ³ /kg)	5.7	2.9	5.6