



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL
CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS



REMOCION DE NUTRIENTES EN UN HUMEDAL
ARTIFICIAL UTILIZANDO PLANTULAS DE DOS
ESPECIES DE MANGLE (*Rhizophora mangle* y
Laguncularia racemosa)

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
DOCTORADO EN CIENCIAS MARINAS

P R E S E N T A

LEONARDO MOROYOQUI ROJO

LA PAZ, B. C. S., DICIEMBRE DEL 2011



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARIA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO
ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., siendo las 12:00 horas del día 14 del mes de Noviembre del 2011 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CICIMAR para examinar la tesis titulada:

"REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN UN HUMEDAL ARTIFICIAL UTILIZANDO PLANTULAS DE DOS ESPECIES DE MANGLE (*Rhizophora mangle* y *Laguncularia racemosa*)"

Presentada por el alumno:

MOROYOQUI
Apellido paterno

ROJO
materno

LEONARDO
nombre(s)

Con registro:

A	0	8	0	0	7	9
---	---	---	---	---	---	---

Aspirante de:

DOCTORADO EN CIENCIAS MARINAS

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA DEFENSA DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA

Directores de Tesis

DR. GUSTAVO HERNÁNDEZ CARMONA
Director de Tesis

DR. FRANCISCO JAVIER FLORES VERDUGO
2º. Director de Tesis

DR. ENRIQUE HIPARCO NAVA SÁNCHEZ

DRA. MARÍA MARGARITA CASAS VALDEZ

DR. RAFAEL CERVANTES DUARTE

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES

DRA. MARÍA MARGARITA CASAS VALDEZ

I.P.N.
CICIMAR
DIRECCIÓN



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de La Paz, B.C.S., el día 17 del mes Noviembre del año 2011
el (la) que suscribe **MC. LEONARDO MOROYOQUI ROJO** alumno(a) del

Programa de **DOCTORADO EN CIENCIAS MARINAS**

con número de registro A080079 adscrito al CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE CIENCIAS MARINAS
manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de tesis, bajo la dirección de:

DR. GUSTAVO HERNÁNDEZ CARMONA y DR. FRANCISCO JAVIER FLORES VERDUGO

y cede los derechos del trabajo titulado:

**“REMOCIÓN DE NUTRIENTES EN UN HUMEDAL ARTIFICIAL UTILIZANDO
PLÁNTULAS**

DE DOS ESPECIES DE MANGLE (*Rhizophora mangle* y *Laguncularia racemosa*)”

al Instituto Politécnico Nacional, para su difusión con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Éste, puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección: gcarmona@ipn.mx - moroyokyto@hotmail.com - ffverdugo@gmail.com

Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

MC. LEONARDO MOROYOQUI ROJO

Nombre y firma

AGRADECIMIENTOS

Al Instituto Politécnico Nacional a través del Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas. CICIMAR. IPN. La Paz, B. C. S. por permitir realizar mis estudios de Posgrado en el Programa de Doctorado en Ciencias Marinas.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por otorgarme una beca para realizar los estudios de Doctorado en Ciencias Marinas, en el Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas, del Instituto Politécnico Nacional (CICIMAR-IPN).

Al Dr. Francisco Javier Flores-Verdugo (without words)

Al Dr. Gustavo Hernández-Carmona por su valioso apoyo en la realización del Proyecto de Investigación y compartir un poco de su calidad humana y conocimiento.

Al Comité Tutorial:

Dra. María Margarita Casas-Valdez

Dr. Rafael Cervantes-Duarte

Dr. Enrique H. Nava-Sánchez

Por todo el tiempo dedicado a la revisión de resultados durante los seminarios departamentales, sus aportes y sugerencias para culminar satisfactoriamente con este trabajo de tesis.

A la Universidad Nacional Autónoma de México a través del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. Unidad Académica Mazatlán por colaborar en este trabajo de investigación y permitirme hacer uso de sus instalaciones y equipo.

Al equipo "*Antígeno Prostático*" (Laboratorio de Ecosistemas Costeros)

Biol. Pesq. Ramón de León Herrera

Biol. Eduardo Ramírez Barrón

IBQ. Ana Karen Osuna Osuna

Ing. Pesq. Rosa Elena Silva García

Al C.P. Humberto Ceseña Amador, por su importante labor en la tramitología para la realización de este trabajo y ayudar en todo momento con información, formatos y solicitudes correspondientes para agilizar cualquier tramite.

A la Lic. Magdalena Mendoza Tlapa por todas las molestias causadas durante los trámites para la obtención de las becas de posgrado, PIFI y CONACYT.

Al LSCA Carlos Suárez y a la Lic. Herlinda Rojas Virgen por toda la ayuda brindada durante el proceso de este trabajo.

ÍNDICE

	Páginas
RELACIÓN DE FIGURAS.....	iv
RELACIÓN DE TABLAS.....	v
GLOSARIO.....	vi
RESUMEN.....	vii
ABSTRACT.....	viii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. JUSTIFICACIÓN.....	2
3. HIPÓTESIS.....	3
4. OBJETIVOS.....	3
4.1. Objetivo general.....	3
4.2. Objetivos específicos.....	3
5. ÁREA DE ESTUDIO.....	4
6. MATERIAL Y MÉTODOS.....	5
6.1. Colecta de semillas y germinación.....	5
6.2. Construcción del humedal artificial.....	6
6.2.1. Estanques experimentales.....	6
6.2.2. Construcción de las plataformas flotantes.....	7
6.3. Cultivo de camarón blanco.....	7
6.4. Calidad de agua y análisis químicos.....	9
6.5. Monitoreo de parámetros (temperatura, salinidad y oxígeno disuelto).....	10
6.6. Balance y flujo de nutrientes en el humedal artificial.....	10
6.7. Análisis estadístico.....	13
7. RESULTADOS.....	13
7.1. Concentración de nutrientes.....	13
7.2. Porcentaje de remoción (Nitrógeno Inorgánico Disuelto y ortofosfato).....	15
7.3. Talla de plántulas de mangle.....	16
7.4. Talla, peso y supervivencia de los camarones.....	18

7.5. Temperatura, salinidad y oxígeno disuelto.....	20
7.6. Balance y flujo de nutrientes en el humedal.....	23
7.7. Cálculos de los flujos y balances de masas de Nitrógeno.....	23
7.8. Cálculos de los flujos y balances de masas de Fósforo.....	27
8. DISCUSIÓN.....	32
8.1. Porcentaje y remoción de nutrientes.....	32
8.2. Talla de plántulas de mangle.....	39
8.3. Talla, peso y supervivencia de los camarones.....	40
8.4. Temperatura y Salinidad.....	42
8.5. Oxígeno disuelto.....	44
8.6. Balance y flujo de nutrientes en el humedal.....	46
9. CONCLUSIONES.....	50
10. REFERENCIAS.....	51

RELACIÓN DE FIGURAS

	Páginas
Figura 1. Vista área del sistema experimental en el Estero de Urías y parte de la marisma donde se estableció el sistema experimental.....	4
Figura 2. Equipo de bombeo de agua para los estanques del humedal artificial.....	6
Figura 3. Equipo de bombeo de agua para los estanques del humedal artificial.....	6
Figura 4. Vista de la construcción y funcionamiento del sistema experimental con sus respectivas plataformas flotantes y bombeo de agua.....	7
Figura 5. Concentración de nutrientes en el Estero de Urías y estanques experimentales con y sin plántulas durante el primer ciclo de cultivo.....	14
Figura 6. Concentración de nutrientes en el Estero de Urías y estanques experimentales con y sin plántulas durante el segundo ciclo de cultivo.....	15
Figura 7. Talla de plántulas y sistema radicular de dos especies de mangle en el humedal artificial durante octubre del 2007 a diciembre del 2008.....	17
Figura 8. Talla de plántulas y sistema radicular de dos especies de mangle en el humedal artificial durante junio del 2008 a septiembre del 2009.....	18
Figura 9. Tallas de camarón obtenidas en cada uno de los estanques con y sin plántulas de mangle durante el primer ciclo de cultivo.....	19
Figura 10. Tallas de camarón obtenidas en cada uno de los estanques con y sin plántulas de mangle durante el segundo ciclo de cultivo.....	20
Figura 11. Balance de masas de nitrógeno en el humedal artificial con plántulas de <i>Laguncularia racemosa</i> durante el primer ciclo de cultivo de camarón.....	26
Figura 12. Balance de masas de nitrógeno en el humedal artificial con plántulas de <i>R. mangle</i> durante el primer ciclo de cultivo de camarón.....	26
Figura 13. Balance de masas de nitrógeno en el estanque control durante el primer ciclo de cultivo de camarón.....	27
Figura 14. Balance de masas de fósforo en el humedal artificial con plántulas de <i>Laguncularia racemosa</i> durante el primer ciclo de cultivo de camarón.....	30
Figura 15. Balance de masas de fósforo en el humedal artificial con plántulas de <i>R. mangle</i> durante el primer ciclo de cultivo de camarón.....	30

Figura 16. Balance de masas de fósforo en el estanque control durante el primer ciclo de cultivo de camarón.....	31
--	----

RELACION DE TABLAS

	Páginas
Tabla 1. Remoción de nutrientes durante un periodo de 24 horas en estanques experimentales con y sin plántulas de mangle, incluyendo los dos ciclos de cultivo de camarón (01 septiembre a 10 diciembre del 2008=101 días y 01 mayo a 28 septiembre del 2009=151 días). Los datos están promediados en μM . Las diferencias significativas ($P < 0.05$) están indicadas en las columnas de los promedios (pro) mediante superíndices, para comparar los sitios. Las diferencias significativas fueron obtenidas considerando las horas de muestreo (0:00 vs. 24:00 hrs).....	13
Tabla 2. Porcentajes mensuales de remoción de NID y ortofosfatos en ambos ciclos de cultivo de camarón en estanques con y sin plántulas de mangle y en diferentes tiempos.....	16
Tabla 3. Datos promedio de producción para <i>Litopenaeus vannamei</i> , obtenidos durante dos ciclos de cultivo. FCA=Factor de Conversión Alimenticia.....	19
Tabla 4. Registro promedio mensual de temperatura y salinidad en el estero de Urías y estanques con plántulas de mangle y estanque control durante dos ciclos de cultivo de camarón.....	21
Tabla 5. Concentración promedio de oxígeno disuelto en dos ciclos de cultivo de camarón en estanques con y sin plántulas de mangle durante horas de luz y madrugada.....	22
Tabla 6. Balance de N-P en el humedal artificial (100 m ²) con y sin plántulas de mangle en un ciclo de cultivo de camarón.....	31
Tabla 7. Porcentajes de remoción de nutrientes en algunos humedales artificiales con y sin macrófitas de agua dulce y estuarinos (manglares).....	38

GLOSARIO

Denitrificación. Proceso mediante el cual el nitrato es reducido por la acción de las bacterias, convirtiéndolo en nitrógeno gaseoso o en óxidos de nitrógeno que pasan directamente a la atmósfera.

Efluente. Líquidos compuestos principalmente por agua que salen de un sistema determinado.

Factor de Conversión Alimenticia (FCA). Se define como la razón de la cantidad del alimento añadido (peso seco) dividido entre el peso húmedo del camarón cosechado.

Filtro biológico. Sistema de acondicionamiento que retira las impurezas del agua, transformando las sustancias nitrogenadas nocivas presentes, manteniéndola de buena calidad.

Halofitas. Grupo de macrofitas que toleran amplios rangos de salinidad.

Hidroponía. Cultivo de plantas sin emplear suelo o tierra, pero si el uso de un medio inerte como turba, grava, arena y una sustancia nutritiva que fluye por el sustrato para un mejor desarrollo de las plantas.

Humedal de flujo subsuperficial o subsurface flow (SSF). Sistema de tratamiento artificial construido a pequeña escala, conformados por vegetación macrofita y rellenos de material granular (grava y arena) por donde fluye el agua de desecho.

Macrofitas. Plantas acuáticas que constituyen formas macroscópicas. Comprenden a las pteridofitas (musgos, helechos) adaptadas a la vida acuática y las angiospermas.

Nitrificación. Proceso en el cual, el amonio se transforma primero en nitrito y éste en nitrato, mediante la acción de las bacterias aerobias del suelo.

Rizosfera. Zona que envuelve a la parte radicular de la planta, es en donde se presenta la mayor actividad de los microorganismos.

Sistema receptor. Cuerpo de agua que recibe las descargas del efluente y su capacidad de carga esta en función del tiempo de residencia del agua.

Tiempo de residencia. Periodo durante el cual, el agua permanece en reposo en un sistema determinado, es decir, el tiempo que transcurre para que exista un recambio total de agua por reacción, consumo o reflujos.

Tensor. Es cualquier factor o situación que obliga a un sistema a movilizar sus recursos y gastar más energía para mantener su equilibrio.

RESUMEN

Durante dos ciclos de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) se evaluó la capacidad de remoción de nutrientes de dos especies de mangle (*Laguncularia racemosa* y *Rhizophora mangle*) en un humedal artificial conformado por tres estanques experimentales de 10 m x 10 m. En un estanque se colocaron plataformas con plántulas de mangle rojo (*R. mangle*), otro con plántulas de mangle blanco (*L. racemosa*) y el tercero representó al sistema control (sin plántulas). Cada estanque contenía 20 plataformas flotantes de madera de un m² con 36 plántulas hidropónicas colocadas alrededor del estanque. Se sembraron 10 camarones por m², se bombeó agua del Estero de Urías y se realizaron recambios de agua (46%) cada 10 días. Se colectaron muestras de agua del estero y de los estanques con y sin plántulas para el análisis de nutrientes (nitratos NO₃⁻, nitritos NO₂⁻, amonio NH₄⁺ y ortofosfato PO₄⁻³). Los resultados obtenidos en el primer ciclo de cultivo mostraron que *L. racemosa* presentó remociones del 84.4% de nitrógeno inorgánico disuelto (NID) y 46.6% de ortofosfato, *R. mangle* 81.3% y 47.2%, y el control 34% y 21%. La concentración de nutrientes en el agua de entrada fue de 7269 g de N y 3095 g de P. En los estanques con mangle disminuyeron a 1018-1071 g de N y 609-724 g de P. En el estanque control la concentración llegó hasta 5564 g de N y 1583 g de P. Los mangles acumularon nutrientes en sus tejidos entre 18014 y 16711 g de N y de 5094 a 5832 g de P. La volatilización de amonio y la adsorción por los sedimentos de fósforo varió de 17298-18570 g de N y de 6249-6268 g de P. En el estanque control fueron 30022 g de N y 10922 g de P. La talla final de las plántulas fue 48 cm para *L. racemosa* y 38 cm para *R. mangle*. En el segundo ciclo *L. racemosa* presentó remociones del 86.1% de NID y 46.7% de ortofosfato, *R. mangle* 84.1% y 43.2%, el control 29.6% y 24.1%. La talla final de las plántulas fue 48 cm para *L. racemosa* y 39 cm para *R. mangle*. Se demostró que los porcentajes de remoción en los estanques con plántulas fueron mayores con respecto al estanque control (sin plantas) y mantuvieron una mejor calidad del agua, disminuyendo la carga de nutrientes. Por esta razón, el flujo de nutrientes descargados por el humedal demostró un bajo nivel de nutrientes en el efluente al momento de los recambios de agua al sistema receptor.

ABSTRACT

During two cycles of shrimp farming we assessed the ability of nutrient removal in two species of mangrove (*Laguncularia racemosa* and *Rhizophora mangle*) in a constructed wetland in three experimental ponds of 10 m x 10 m with shrimp (*Litopenaeus vannamei*). In one of the ponds, platforms with seedlings of red mangrove (*R. mangle*) were placed, while in a second pond the platforms contained seedlings of white mangrove (*L. racemosa*) and the third pond represented the control system (without seedlings). On each pond 20 floating wooden platforms of one m² each, with 36 hydroponic seedlings, were placed around the pond. Shrimps were stocked into each production pond at a density of 10 PL per m². Filling water was pumped from the Urías Lagoon and 46% of the water was exchanged every 10 days and seawater samples were obtained to analyze the nutrients (nitrate NO₃⁻, nitrite NO₂⁻, ammonium NH₄⁺ and orthophosphate PO₄⁻³) within the pond with and without seedlings. Results obtained in the first shrimp culture cycle showed that *L. racemosa* pond showed removals of 84.4% of dissolved inorganic nitrogen (DIN) and 46.6% of orthophosphate, within *R. mangle* pond corresponding removals were 81.3% and 47.2%, and within the control 34% and 21% were removed. The fluxes of total nutrients from the inlet water to the ponds were 7269 g of N and 3095 g of P. In the ponds with mangroves, the nutrients were reduced to 1018-1071 g of N and 609-724 g of P. In the control pond the outlet water nutrient concentrations were up to 5564 g of N and 1583 g of P. The nutrients accumulated in the mangrove tissue was 18014-16711 g of N and 5976-5832 g of P. Volatilization of ammonium and adsorption by sediments of phosphorus varied from 17298-18570 g of N and 6249-6268g of P. In the control pond it was 30022 g of N and 10922 g of P. In the second shrimp culture cycle *L. racemosa* showed a removal of 86.1% of DIN and 46.7% of orthophosphate, *R. mangle* removed 84.1% and 43.2%, and the control pond the removal was 29.6% and 24.1%. It was demonstrated that the removal percentages in ponds with seedlings were higher than to the control pond (without plants), also the ponds maintained a better water quality, reducing nutrient loading. For this reason, the nutrient outflow discharged from the wetland showed a low level of nutrients in the effluent water to the receiving system.

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura, como cualquier otra actividad productiva genera un impacto negativo, principalmente porque se desarrolla en ecosistemas artificiales que afectan los recursos hídricos, debido a los efluentes que llevan altas concentraciones de nutrientes y materia orgánica que son drenados al sistema estuarino (Pardo et al., 2006). En la acuicultura, el cultivo de camarón es el que ha tenido mayor crecimiento a nivel mundial, se ha intensificado a escala global en los últimos años en diversas zonas costeras tropicales y subtropicales. La producción mundial por captura y cultivo de camarón es de aproximadamente 6 millones de toneladas, este incremento excepcional durante cuatro décadas, se atribuye al aumento de la actividad camaronícola, siendo la acuicultura la que ha contribuido con más del 43% (2.6 millones de toneladas) de la producción total de camarón (FAO, 2009). La camaronicultura en el noroeste de México, ha llamado la atención recientemente por el impacto que provocan los efluentes vertidos a los sistemas costeros. El principal problema, es que estos aportes impactan negativamente en áreas caracterizadas por una mayor vulnerabilidad (Páez-Osuna et al., 1999). Estos nutrientes provocan un impacto que depende de varios factores: a) la magnitud de la descarga, b) la composición química de los efluentes con concentraciones relativamente altas de nutrientes, materia orgánica y sólidos suspendidos, c) la característica del cuerpo receptor, ya que cambia el tiempo de residencia del agua, el rango de dilución y la calidad del agua. Estos efluentes de desecho contienen nitrógeno y fósforo principalmente, que pueden causar eutrofización y alterar el ecosistema, afectando a una gran diversidad de organismos. Del total de nitrógeno añadido con el alimento balanceado para el camarón, el 47% es incorporado durante la cosecha como biomasa, mientras que al ambiente se libera 53%. Para el caso del fósforo se incorpora en biomasa el 20% liberándose al ambiente 80%, lo cual es mayor que el nitrógeno (Páez-Osuna, 2001). Como consecuencia, se ha implementado una amplia gama de restricciones en diversos países (Indonesia, Filipinas, Tailandia, Perú y México), entre estas se han impuesto límites permisibles de descarga de sólidos suspendidos, nutrientes y utilización de biofiltros. Recientemente, se están haciendo estudios buscando alternativas para tratar de mejorar la calidad del agua. La

construcción de humedales seminaturales es una de estas alternativas, para darle tratamiento a las aguas de desecho provenientes de la acuicultura. Estos se han caracterizado por ser de bajo costo y por su efectivo tratamiento en la remoción de nutrientes (Kadlec y Knight, 1996). Son sistemas de tratamiento conformados por vegetación macrófita y niveles de agua poco profunda que fluyen sobre una capa de suelo orgánico (turba) o mineral. También pueden estar rellenos de material granular, grava y arena por donde fluye el agua de desecho (DeBusk y DeBusk, 2000). En años recientes se ha incrementado el número de estudios sobre el uso de manglares como humedales de tratamiento de las aguas de desecho en otras regiones del mundo con especies nativas (Wu et al., 2008; Naidoo, 2009; Zhang et al., 2010). Investigaciones realizadas en sistemas experimentales utilizando manglares como humedales seminaturales han encontrado porcentajes significativos de remoción de Nitrógeno Inorgánico Disuelto (NID) mientras que en orto-PO₄ se han encontrado bajos porcentajes. 90% NID, 83% orto-PO₄ (Ye et al., 2001), 85% NID, 31% orto-PO₄ (Tilley et al., 2002), 82% NID, 43% orto-PO₄ (Moroyoqui-Rojo, 2005). El nitrógeno junto con el fósforo participan en procesos de eutrofización, especialmente en aguas donde estos nutrientes son abundantes. Esto ha suscitado preocupación por el impacto nocivo de los sistemas de acuicultura en aguas costeras, especialmente la camaricultura. Debido a la necesidad de informar lo que ocurre actualmente, es necesario abordar este tema como una perspectiva de investigación, que permita vislumbrar la importancia de conocer el balance de nitrógeno en los estanques de cultivo y, en primer caso, utilizar esta información para proponer métodos y técnicas para reducir de manera significativa el exceso de nutrientes, mejorando la calidad de agua de los efluentes hacia el cuerpo de agua receptor.

El presente estudio incluyó el diseño y construcción de un humedal artificial compuesto de estanques experimentales con camarón, a los que se integraron plántulas de mangle de crecimiento hidropónico. El objetivo principal fue determinar la capacidad de remoción de nutrientes utilizando dos especies de plántulas de mangle (*Rhizophora mangle* y *Laguncularia racemosa*), con el propósito de contribuir al conocimiento de los procesos que intervienen en la remoción de nutrientes y evaluar su capacidad de forma cuantitativa.

2. JUSTIFICACIÓN

La camaronicultura, es una actividad de importancia económica que genera divisas, pero también involucra un continuo uso de agua limpia y una constante descarga de agua de desecho, que altera la calidad del agua de los ecosistemas costeros receptores, dañando a las comunidades de organismos y muchas veces afectando los propios estanques de acuicultura. Por lo anterior, es importante buscar alternativas para conservar los ecosistemas a través de técnicas ecológicas como los humedales artificiales con manglares, que ayuden a minimizar el impacto al sistema costero. La razón de llevar a cabo esta investigación, se debe a que en nuestro país aun son escasos este tipo alternativas y nulos para aguas estuarinas con manglares.

3. HIPÓTESIS

Los humedales artificiales con manglares, son capaces de remover cantidades significativamente altas de los nutrientes que impactan negativamente a los sistemas de acuicultura, así como a los ecosistemas costeros adyacentes.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo General

Determinar la eficiencia en la remoción de nutrientes en un humedal artificial utilizando dos especies de plántulas de mangle como biofiltros.

4.2. Objetivos Específicos

- Comparar la remoción de nutrientes en dos especies de mangle (*R. mangle* y *L. racemosa*) integradas de forma hidropónica en estanques experimentales con camarón.
- Comparar el flujo y balance de nutrientes en un humedal artificial con y sin la presencia de plántulas de mangle.

- Determinar el efecto de remoción de nutrientes sobre el crecimiento de dos especies de mangle (plántulas) en condiciones de hidroponía en el humedal artificial.
- Determinar el efecto de la presencia de plántulas de mangle sobre el crecimiento de camarones cultivados en el humedal artificial.

5. ÁREA DE ESTUDIO

El sistema experimental se estableció en una marisma que colinda con parcelas agrícolas del Ejido Isla de La Piedra y el Estero de Urías, Mazatlán, Sinaloa, ubicado en las coordenadas 23° 11' 49.40" N y 106° 22' 39.87" W (Fig. 1). El estero de Urías, es una laguna con cuerpo de agua salino de mezcla vertical con intervalo de salinidades de 25.8-38.4‰, observándose un promedio de 34.5‰ en el otoño y de 34.0 ‰ para el invierno (Álvarez-León, 1977), con un promedio de amplitud de marea mixta de 1.5 m y velocidades de corrientes de 0 a 0.50 cm s⁻¹ (Páez-Osuna et al., 1990).



Figura 1. Vista área del sistema experimental en el Estero de Urías y parte de la marisma donde se estableció el sistema experimental.

Tiene comunicación libre y permanente con el mar con aporte de agua dulce muy reducido proveniente de los escurrimientos de los arroyos que tienen su origen en la sierra madre y mediante un complejo sistemas de esteros rodeados de manglares. El estero tiene una longitud aproximada de 18 km² y una anchura máxima en su parte más extensa de 650 m. Se caracteriza por estar rodeado de asentamientos humanos y recibe una gran diversidad de descargas. Los desechos municipales e industriales y las aguas de enfriamiento de la termoeléctrica, son los principales aportes inducidos. La presencia de estanques acuícolas, embarcaciones camaroneras y de gran calado como atunera, petrolera, mercante y turística, constituye otra posible fuente de desechos.

6. MATERIAL Y MÉTODOS

6.1. Colecta de semillas y germinación

Se llevaron a cabo dos ciclos de cultivo de camarón. Para el primer ciclo, se colectaron semillas de mangle rojo (*Rhizophora mangle*) y mangle blanco (*Laguncularia racemosa*) durante el mes de noviembre, en el sistema lagunar estero de Urías, Mazatlán, Sin. (23° 13' y 23° 11' N y 106° 23' y 106° 21' W). En esta región los bosques de manglar comienzan a florecer y a producir frutos o semillas durante el verano. Un total de 800 hipocótilos de mangle rojo fueron colocados en cubetas con agua durante 12 meses, para el desarrollo de su sistema radicular. Asimismo, 800 semillas de mangle blanco fueron sembradas en charolas de poliuretano (68 cm x 34 cm) para su germinación, utilizando como sustrato una mezcla de turba canadiense (dolomita y vermiculita). Posteriormente, fueron colocadas en tinacos de 600 litros para que las plántulas se desarrollaran en forma hidropónica durante un periodo de 12 meses. Para el segundo ciclo de cultivo, las semillas fueron colectadas en el mes de julio del 2008. Este comenzó a inicios del mes de mayo del 2009 y duro 151 días (28 de septiembre del 2009). El manejo general en los estanques fue el mismo utilizado en el primer ciclo, con la única diferencia que estos fueron encalados una semana, antes de iniciar el ciclo de cultivo del camarón.

6.2. Construcción del humedal artificial

6.2.1. Estanques experimentales

Se construyeron tres estanques experimentales rústicos de 10 x 10 m cada uno. Se utilizó una retroexcavadora FORD 5550 de 7 toneladas. La corona o bordo de los estanques fue de un metro, con un talud de dos metros. Estos fueron construidos en una marisma a 50 metros del sistema lagunar “Estero de Urías” (Fig. 1). Se tomó agua directamente del sistema lagunar a través de una bomba THUNDER de 6.5 Hp. El agua fue succionada por medio de una manguera anillada de dos pulgadas y enviada a los estanques a través de una manguera transparente de 1 ½ pulgada (Figs. 2 y 3).



Figuras 2 y 3. Estación de bombeo de agua para los estanques del humedal artificial.

El agua pasaba a través de un filtro tipo calcetín costurado con tela tergalina de 150 micras y una malla antiafida de 400 micras, con la finalidad de obstruir el paso a cualquier organismo (larva de peces y otros crustáceos) que pudieran causar daño a los camarones confinados dentro del estanque. Las compuertas de los estanques se construyeron con tubos de PVC de cuatro pulgadas y siete metros de largo que drenaban a una marisma. La parte del tubo que estaba dentro del estanque tenía una adaptación de campana de seis pulgadas, se le fijó un tubo de PVC de 50 cm con perforaciones de una pulgada cubierta con tela mosquitero, con el fin de que los organismos no escaparan al momento del recambio de agua. Al otro extremo del

tubo que salía fuera del estanque se le instaló una válvula de cuatro pulgadas para drenar el agua de desecho al momento de realizar los respectivos recambios de agua.

6.2.2. Construcción de plataformas flotantes y establecimiento del humedal

Se construyeron 40 plataformas flotantes de un metro cuadrado con madera de pino, a las cuales se les adaptaron charolas germinadoras de poliuretano de 68 x 34 cm con 128 cavidades y siete cm de espesor. En cada estanque se instalaron 20 plataformas flotantes, excepto el estanque control. (Fig. 4). En un estanque se colocaron plataformas con plántulas de mangle rojo (*R. mangle*), en otro plántulas de mangle blanco (*L. racemosa*) y el restante no contenía plántulas (estanque control).

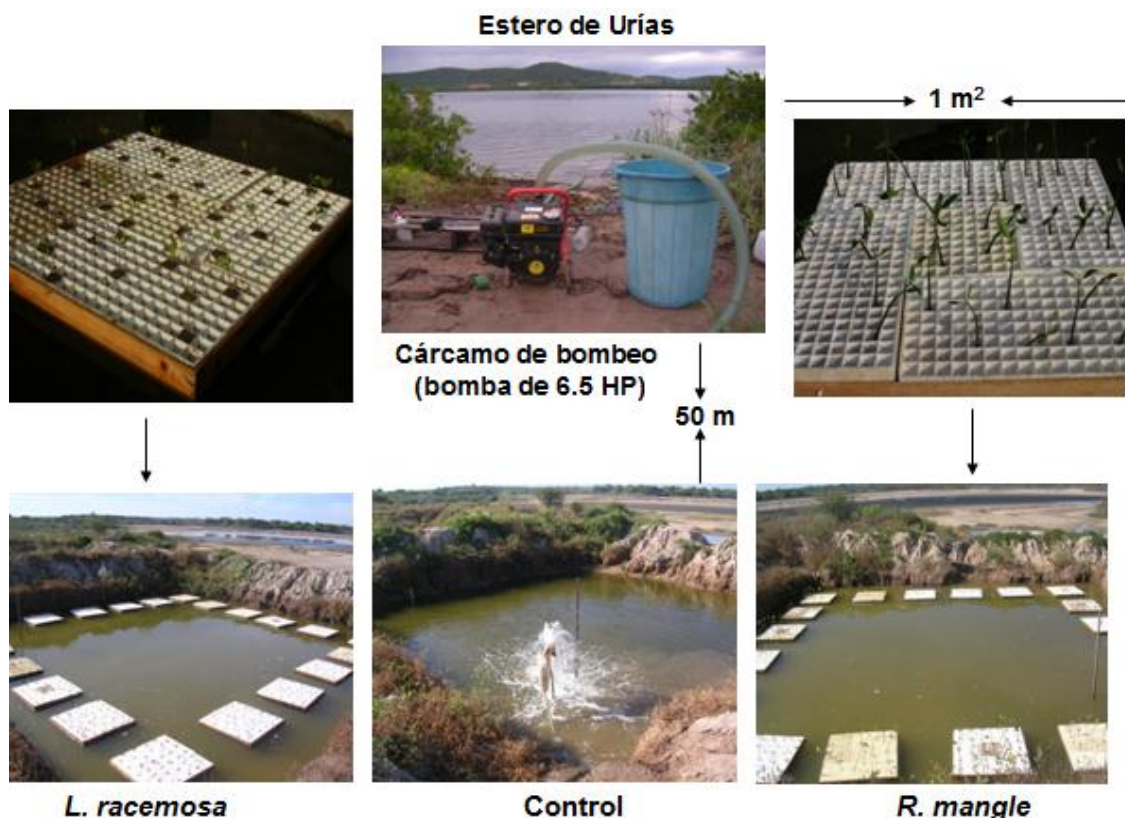


Figura 4. Vista de la construcción y funcionamiento del sistema experimental con sus respectivas plataformas flotantes y bombeo de agua.

Las plataformas flotantes con cada una de las especies de mangle fueron colocadas por la periferia del espejo de agua del estanque. A cada lado del estanque se instalaron cinco plataformas, sumando un total de 20 por estanque, cada plataforma contenía 36 plántulas, por lo que cada estanque contaba con un total de 720 plántulas. La edad de las mismas era de un año al momento del trasplante.

6.3. Cultivo de camarón blanco

Se sembraron postlarvas de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) (PL₁₇, 0.002 g de peso promedio) en los estanques, a una densidad de 10 PL/m², fueron donadas por AQUAPACIFIC, S. A. de C. V. y transportadas en un tinaco de 500 L. Se aclimataron desde una salinidad de 26‰ hasta llegar a 24‰ como la de los estanques. El método de conteo fue el volumétrico, utilizando platos de fondo blanco para facilitar el mismo. En cada estanque se sembraron 1000 organismos. Una semana antes de la siembra, los estanques fueron fertilizados con FERTISOL, un fertilizante líquido (20% de nitrógeno y 8% de fósforo), a una razón de 700 ml por estanque. El primer recambio de agua se realizó 15 días después de la siembra, calculando que los organismos ya no pudieran atravesar la tela mosquitero de la compuerta de salida. Los muestreos poblacionales para determinar la talla y peso de los organismos se realizaron cada 10 días con una atarraya de dos metros de diámetro, haciendo tres lances por cada estanque, se contabilizó el número de organismos obtenidos en cada lance para medir su peso y talla. El alimento fue suministrado en partes iguales tres veces al día (08:00, 14:00 y 20:00 h) con una fórmula comercial balanceada (Camaronina-35, Purina de México, S. A de C. V.), integrado por 88% de materia seca, 8% de lípidos y 35% de proteínas. Esta composición proteica es la que más frecuentemente se observa en las etiquetas de los alimentos con que se abastece los estanques de camarón. Durante las primeras dos semanas se les suministró alimento molido el cual fue diluido en una cubeta con agua y esparcido por todo el estanque. A la tercera semana se les empezó a proporcionar alimento semimolido diluido en una cubeta con agua. A partir de la

cuarta semana se les suministró alimento entero (pelets). Un porcentaje fue esparcido al baleo y otra proporción fue puesta en charolas de alimentación (90 cm de diámetro) construidas con tela mosquitero, con la finalidad de llevar un registro de su comportamiento alimenticio. Las raciones diarias se ajustaron de acuerdo a Seiffert y Foes (2002), en donde los camarones son alimentados de acuerdo a la tasa aparente de consumo. Se calculó el factor de conversión alimenticia (FCA), el cual se define como la razón de la cantidad del alimento añadido (peso seco) dividido entre el peso húmedo del camarón cosechado. En total fueron suministrados 43.2 kg de alimento balanceado por estanque en el primer ciclo de cultivo de 101 días (01 de septiembre a 10 de diciembre de 2008), mientras durante el segundo ciclo de cultivo (01 de mayo a 28 septiembre de 2009) se suministraron 62 kg de alimento balanceado por estanque.

6.4. Calidad de agua y análisis químicos

Las muestras de agua fueron tomadas en los estanques a intervalos de 10 días, con un régimen de muestreo de 24 horas (00:00, 08:00, 16:00 y 24:00 h), a 20 cm por debajo de la superficie de agua en el estero de Urías (durante el bombeo de agua). Las muestras se colectaban durante los recambios de agua (tasa de recambio del 46%), justo en la válvula de salida. Cada muestra se filtró a través de filtros Whatmann GF/F para determinar los nutrientes disueltos (nitratos NO_3^- , nitritos NO_2^- y ortofosfato PO_4^{-3}). Para la determinación del amonio (NH_4^+) se utilizaron 10 ml de agua sin filtrar y las muestras fueron analizadas dentro de las primeras 24 horas. El nitrógeno inorgánico disuelto (NID) incluye la sumatoria de los tres compuestos nitrogenados inorgánicos (NO_3^- , NO_2^- , NH_4^+), y para efecto de calcular el porcentaje en la remoción de NID y ortofosfatos se utilizó la ecuación descrita por IWA (2000) y Kadlec and Knight (1996). Algunos nutrientes se analizaron posteriormente a su colecta, por lo que se mantuvieron refrigeradas a temperaturas de 4°C. Todos los análisis se hicieron por triplicado. Para coleccionar las muestras de agua se utilizaron botellas de plástico de 500 ml. La determinación de NO_3^- , NO_2^- y PO_4^{-3} se realizaron

de acuerdo a las técnicas descritas por Strickland y Parsons (1972). La determinación de NH_4^+ se realizó de acuerdo al método de Solórzano (1969). Para leer la densidad óptica de las muestras se utilizó un espectrofotómetro marca ANACHEM 202 y otro marca GENESYS™ 2-Thermo Spectronic.

6.5. Monitoreo de parámetros (temperatura, salinidad y oxígeno disuelto)

Los registros de temperatura se realizaron durante la mañana (08:00 h) y tarde (16:00 h) con una precisión ± 0.1 °C. La salinidad fue monitoreada diariamente con un refractómetro portátil marca ATAGO (0 a 100‰) con una precisión de 0.1. Los registros de oxígeno disuelto, se realizaron durante la mañana (08:00 h), tarde (16:00 h) y madrugada (03:00 h) con un oxímetro marca YSI-DO200 (0.00 á 20.00 mg. L⁻¹). El oxígeno disuelto sólo fue monitoreado en los estanques a diferencia del resto de los parámetros los cuales se medían en el Estero de Urías.

6.6. Balance y flujo de nutrientes en el humedal artificial

Se desarrolló un modelo de balance de masas para estimar el flujo del nitrógeno y el fósforo total, incluyendo el alimento para camarones, la fertilización, el camarón cosechado, macrofauna asociada, el recambio de agua (llenado y drenado). Así como los nutrientes que se acumularon en los sedimentos y en el tejido de las plántulas que conformaron el humedal. Los aportes de nutrientes a través de la precipitación atmosférica, el escurrimiento, la lluvia, nitrificación, la fijación de nitrógeno por algas verde azules y pérdida mediante la filtración fueron considerados insignificantes (Briggs y Funge-Smith, 1994; Páez-Osuna et al., 1997; Jackson et al., 2003).

- Agua de ingreso (influyente). El nitrógeno y fósforo total en el agua, fueron analizados una vez al mes usando el método de digestión de persulfato (Valderrama, 1981). Esto, con la finalidad de conocer la carga de nutrientes que entran al ecosistema costero proveniente de los estanques acuícolas con y sin plántulas de mangle. El nitrógeno suministrado a través de la estación de

bombeo (Estero de Urías) se calculó a partir del contenido de nitrógeno del agua y del volumen de llenado.

- Fertilizante. Se utilizó como fertilizante una solución nutritiva denominada FERTISOL, con una carga de 20% N y 8% P, según especificaciones del proveedor.
- Postlarva (PL). Un total de 870 postlarvas (71.3 g de PL) se homogenizaron y desecaron en una mufla a 90°C, hasta obtener un peso constante. Posteriormente el producto deshidratado se molió y se tamizó con una malla de nylon de 200 µm. De este material se tomaron alícuotas para los análisis de cuantificación de proteínas a partir del contenido de nitrógeno total por el método Kjeldahl (Lees, 1969). El mismo procedimiento se estableció para cuantificar el fósforo total según Stumm y Morgan (1981). Cada una de las determinaciones se realizó a partir de una replica de 6 alícuotas del material homogenizado.
- Alimento balanceado. Se analizó el NT y PT en 1.50 kg de alimento balanceado (compuesto de 88% de materia seca, 8% lípidos y 35% proteínas, según especificaciones del proveedor).
- Plántulas de mangle. Para determinar la concentración de N y P total en el tejido de las plántulas sembradas en el humedal, se tomó en cuenta el peso seco de la planta (raíz y follaje). Se hizo una mezcla compuesta y el material se secó a una temperatura constante de 62°C durante tres días. Los tejidos de raíz y follaje en las plántulas de manglar fueron analizados utilizando el método Kjeldahl de digestión de ácidos (Page, 1982).
- Agua de egreso (efluente). Se calcularon las concentraciones promedio de N y P total a través de los recambios de agua en cada uno de los estanques, usando el método de digestión de persulfato (Valderrama, 1981).
- Biomasa cosechada de camarón. El cálculo del flujo de nitrógeno asociado a la biomasa cosechada, se realizó considerando la producción total, el peso seco de la producción total y la concentración de nitrógeno en el camarón. El contenido de NT se analizó por el método Kjeldahl (Lees, 1969). El mismo

procedimiento se estableció para cuantificar el fósforo total según Stumm y Morgan (1981).

- Sedimentos. Se analizó el N y P total en el sedimento de cada uno de los estanques de cultivo. Se recolectaron muestras en tres diferentes puntos del fondo del estanque a 0-5 cm de profundidad. Estos fueron mezclados para formar una muestra compuesta de aproximadamente 60 g. Las transformaciones químicas del nitrógeno total en el sedimento fueron determinadas por la concentración de nitrógeno reactivo, que es la forma predominante en aguas estuarinas y estanques camaronícolas según Stumm y Morgan (1981). El material se secó a 105°C durante 12 h para calcular el peso seco. Para la determinación del fósforo total se utilizó el método espectrofotométrico con el procedimiento azul de fosfomolibdeno (Strickland y Parsons, 1972). La fracción de fósforo se extrae con HCl-1 M. El material se incineró a 550°C durante ocho horas para el cálculo de peso seco. Esta técnica tiene un coeficiente de variación del 4.1%.
- Acumulación de N-P en plántulas. Para obtener la cantidad de N y P total que se acumuló en las plántulas durante el ciclo de cultivo, se tomó en cuenta el peso de la planta (raíz y follaje). Al final del ciclo de cultivo fueron colectadas muestras de raíz y follaje (mezcla compuesta de 8.5 kg), el material fue mezclado y se secó a una temperatura constante de 62°C durante tres días. Los tejidos de raíz y follaje en las plántulas de manglar fueron analizados utilizando el método Kjeldahl de digestión de ácidos (Page, 1982).

Para el cálculo de carga de nutrientes procedentes del humedal artificial se consideró un balance de masas y a partir de las siguientes ecuaciones se obtuvieron las salidas o pérdidas ambientales de nitrógeno (L_n) ó fósforo (L_p), propuestos por Páez-Osuna et al. (1997); Páez-Osuna y Ruiz-Fernández (2005); Casillas-Hernández et al. (2006):

$$L_N = FC_{F_n} + fC_{f_n} + IC_{I_n} - HC_{H_n}$$

$$L_P = FC_{P_n} + fC_{f_p} + IC_{I_p} - HC_{H_p}$$

Donde L es la carga ambiental de N-P. C_F , C_f , C_I y C_H se refiere al contenido de nitrógeno (n) o fósforo (p) en el alimento (F), el fertilizante (f), el aporte de agua (I) y la cosecha (H), respectivamente.

6.7. Análisis estadísticos

Los valores promedios de bombeo y recambio de agua, la densidad de población, supervivencia, conversión alimenticia y los flujos de entrada y salida de nutrientes se compararon mediante Análisis de Varianza de medidas repetidas utilizando el software Statistical 7.0. Para determinar el crecimiento de las plántulas de manglar y camarones del estanque, se utilizó la prueba de pares de Fisher de mínima diferencia significativa (LDS). Un análisis no paramétrico de una vía (ancova) fue utilizado para determinar las diferencias significativas en los porcentajes de remoción en los estanques con y sin plántulas con un nivel de significancia del 95%.

7. RESULTADOS

7.1. Concentración de nutrientes

En general, en ambos ciclos de cultivo de camarón se encontraron diferencias significativas en la concentración de nutrientes (NO_3 , NO_2 , NH_4 y PO_4) entre las muestras obtenidas en función del tiempo ($P < 0.05$), a excepción del estero de Urías ($P > 0.05$) (estación de bombeo). Generalmente, hubo mayor concentración de nutrientes en el estanque control que en los estanques con plántulas de mangle ($P < 0.05$) (Tabla 1). Pero no se obtuvieron diferencias significativas al hacer comparaciones entre los estanques con plántulas de las dos especies de mangle ($P > 0.05$) (Figs. 5 y 6).

Tabla 1. Remoción de nutrientes durante un periodo de 24 horas en estanques experimentales con y sin plántulas de mangle, incluyendo los dos ciclos de cultivo de camarón (01 septiembre a 10 diciembre del 2008=101 días y 01 mayo a 28 septiembre del 2009=151 días). Los datos están promediados en μM . Las diferencias significativas ($P < 0.05$) están indicadas en las columnas de los promedios (pro) mediante superíndices, para comparar los sitios. Las diferencias significativas fueron obtenidas considerando las horas de muestreo (00:00 vs. 24:00 hrs).

1 ^{er} ciclo de cultivo												
Sitio de muestreo	Estero de Urías			Control			<i>L. racemosa</i>			<i>R. mangle</i>		
	pro	hora	hora	pro	hora	hora	pro	hora	hora	pro	hora	hora
		0	24		0	24		0	24		0	24
NO ₂ ⁻	8 ^a	7.5	7.3	6.5 ^a	7.0	5.5	3.4 ^b	2.3	0.97	3.5 ^b	2.4	0.07
NO ₃ ⁻	13 ^a	12	12.2	17 ^a	17	15	4.0 ^b	4.9	2.0	4.6 ^b	6.4	2.5
NH ₄ ⁺	26 ^a	25.5	26.5	21 ^b	22.8	19.8	6.0 ^c	8.8	2.5	8.5 ^c	11.5	1.8
PO ₄ ⁻³	4.5 ^a	4.2	4.0	4.0 ^a	3.8	3.7	2.0 ^a	3.6	1.8	1.9 ^a	3.7	2.0

2 ^{do} ciclo de cultivo												
	pro	hora	hora	pro	hora	hora	pro	hora	hora	pro	hora	hora
		0	24		0	24		0	24		0	24
NO ₂ ⁻	6.6 ^a	6.8	6.7	6.3 ^a	6.8	6.0	1.5 ^b	1.9	0.90	1.5 ^b	2.5	0.5
NO ₃ ⁻	11.6 ^a	11.8	11.5	15.6 ^a	15.9	15.2	3.3 ^b	4.0	2.2	4.5 ^b	6.1	2.8
NH ₄ ⁺	22.1 ^a	23.3	22.0	20.7 ^a	21.2	20.3	4.8 ^b	6.4	2.8	5.5 ^b	8.0	2.7
PO ₄ ⁻³	4.8 ^a	4.9	4.9	4.7 ^a	5.0	4.4	2.5 ^a	3.1	1.9	2.7 ^a	3.7	1.9

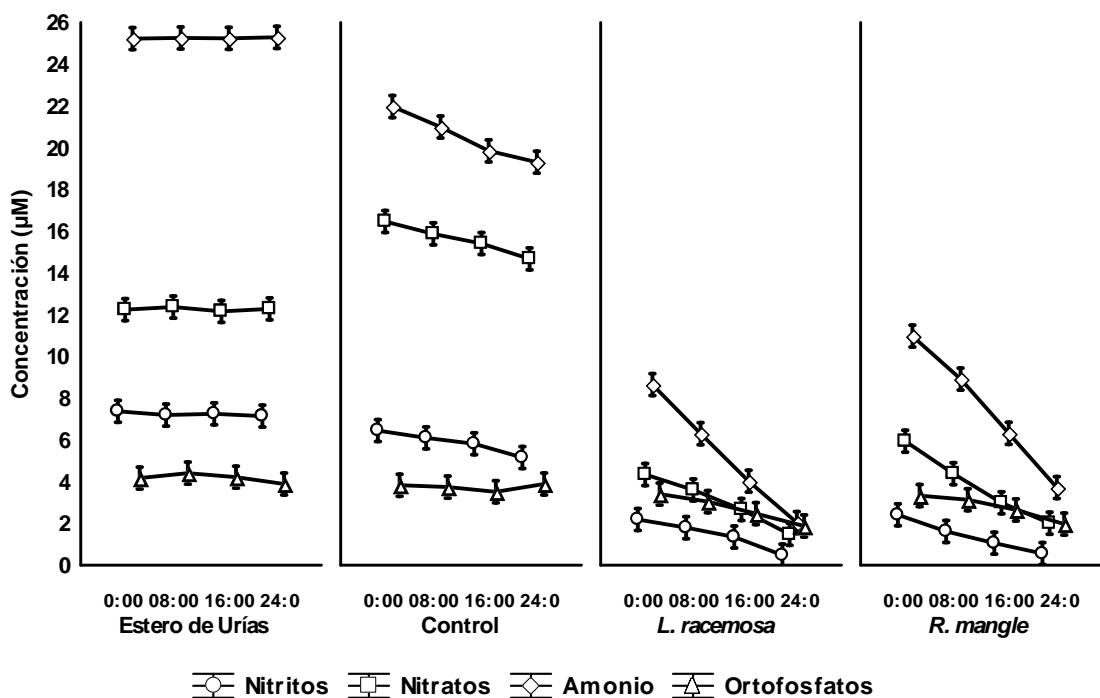


Figura 5. Concentración de nutrientes en el estero de Urías y estanques experimentales con y sin plántulas de mangle, durante un periodo de 24 horas de recambio de agua durante el primer ciclo de cultivo.

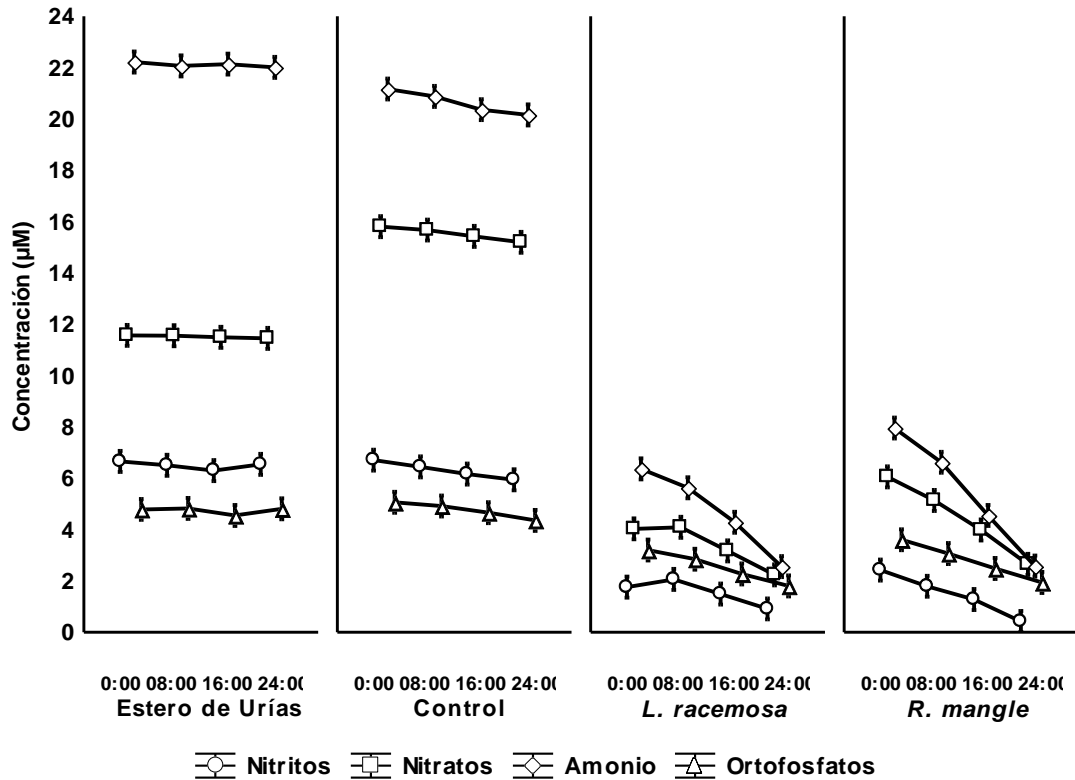


Figura 6. Concentración de nutrientes en el estero de Urías y estanques experimentales con y sin plántulas de mangle, durante un periodo de 24 horas de recambio de agua durante el segundo ciclo de cultivo.

7.2. Porcentajes de remoción (Nitrógeno Inorgánico Disuelto y Ortofosfato)

En los dos ciclos de cultivo de camarón que comprendió el experimento, los porcentajes de remoción del NID en los estanques con plántulas de mangle fueron significativamente mayores que en el estanque control ($P < 0.05$). El porcentaje promedio de remoción de NID en el estanque con *L. racemosa* fue del 83.2% y en *R. mangle* fue 78.4%. Mientras en el control fue del 30.2%. En noviembre y diciembre se encontraron diferencias significativas en los estanques con plántulas entre los meses de cultivo ($P < 0.05$) (Tabla 2). La remoción del ortofosfato en los estanques con plántulas de mangle fue mayor ($P < 0.05$) que en el estanque sin plantas. El promedio de remoción de ortofosfato en el control fue del 22.8%, con *L. racemosa* fue 44.7% y con *R. mangle* fue 40.1%. Sólo durante el mes de octubre no se

encontraron diferencias significativas ($P>0.05$) entre los estanques con plántulas (Tabla 2). En el segundo ciclo, el porcentaje promedio de NID en el control fue de 29.6%, con *L. racemosa* fue 86.1% y con *R. mangle* 84.1%. No se encontraron diferencias significativas en ninguno de los estanques con plántulas entre los meses de cultivo ($P>0.05$). El porcentaje de remoción del ortofosfato en los estanques con plántulas fue mayor ($P<0.05$) que en el control. La remoción de ortofosfato en el control fue 24.1%, con *L. racemosa* 46.7% y con *R. mangle* se obtuvo un 43.2%. Sólo durante los meses de mayo y agosto se encontraron diferencias significativas ($P< 0.05$) entre los estanques con plántulas.

Tabla 2. Porcentajes mensuales de remoción de NID y orto- PO_4 en ambos ciclos de cultivo de camarón en estanques con y sin plántulas de mangle y en diferentes tiempos.

Estanques	1 ^{er} ciclo de cultivo				2 ^{do} ciclo de cultivo				
	Sep	Oct	Nov	Dic	May	Jun	Jul	Ago	Sep
NID (%) Control	27	31	29	34	25.5	31	28	32	31.5
NID (%) <i>L. racemosa</i>	84	83.2	82.5	83.2	87	84.5	87.5	86	85.5
NID (%) <i>R. mangle</i>	81.2	80	76	76.5	83	84	85	84.5	84
PO_4 (%) Control	21	21.5	25	23.7	23.5	25	23	24.7	24.5
PO_4 (%) <i>L. racemosa</i>	45	42	46	46	48	46	47	45.5	47
PO_4 (%) <i>R. mangle</i>	36	47	39	38.5	43.5	45	43	40.5	44

7.3. Talla de las plántulas de mangle

Al inicio del primer ciclo de cultivo (01 septiembre de 2008) la talla de *L. racemosa* fue de 37.7 cm y de la raíz 39.5 cm. Al final del experimento, la longitud en el follaje fue de 48.2 cm y la del sistema radicular fue 53.8 cm. Para el mangle rojo la talla inicial fue de 28.1 cm y la raíz fue de 33 cm. Al final del ciclo de cultivo alcanzó una longitud de 36.6 cm y en el sistema radicular fue de 46.0 cm (Fig. 7). La longitud de la raíz en *L. racemosa* fue significativamente mayor ($P<0.05$) que en *R. mangle*.

La talla en el mangle blanco se ajustó a una regresión exponencial de $R^2 = 0.99$.

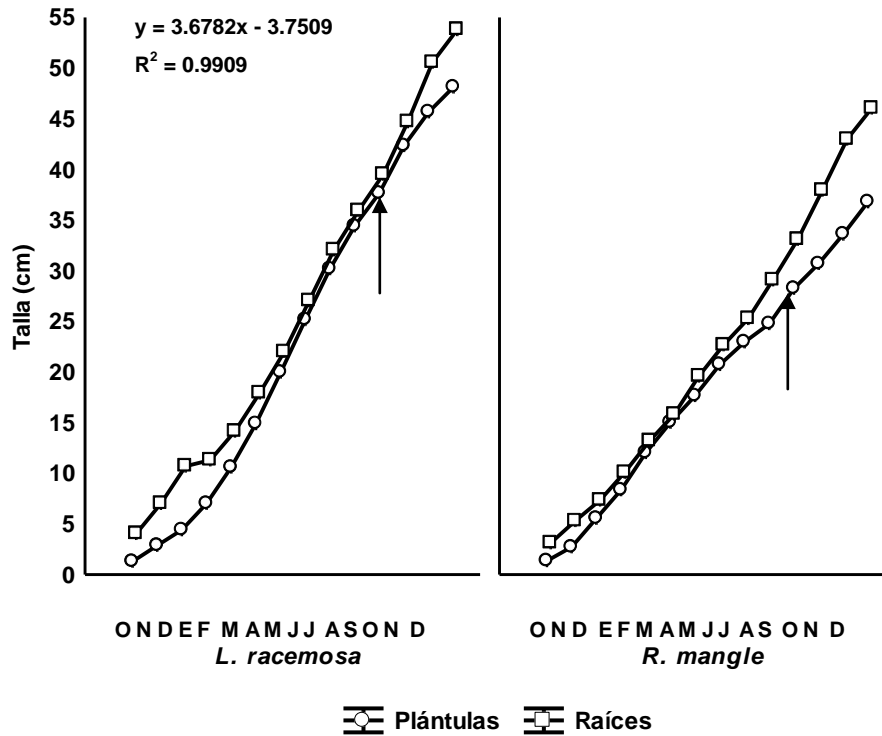


Figura 7. Talla de plántulas y sistema radicular de dos especies de mangle en estanques experimentales de cultivo de camarón durante octubre del 2007 a diciembre del 2008. La flecha indica el mes que fueron establecidas las plántulas en el humedal.

Al inicio del segundo ciclo de cultivo (01 mayo del 2009) la talla de *L. racemosa* fue de 26.5 cm y la raíz 36.0. Al finalizar el experimento la longitud fue de 48 cm en el follaje y en el sistema radicular de 63.5 cm. Para *R. mangle* la talla fue de 24.8 cm y en la raíz fue 37.0. Al final del ciclo de cultivo la longitud en el follaje fue de 39.0 cm, mientras en la raíz fue de 58.0 cm (Fig. 8). La longitud de la raíz en *L. racemosa* fue significativamente mayor ($P < 0.05$) que en *R. mangle*. La talla en el mangle rojo se ajustó a una regresión exponencial de $R^2 = 0.98$.

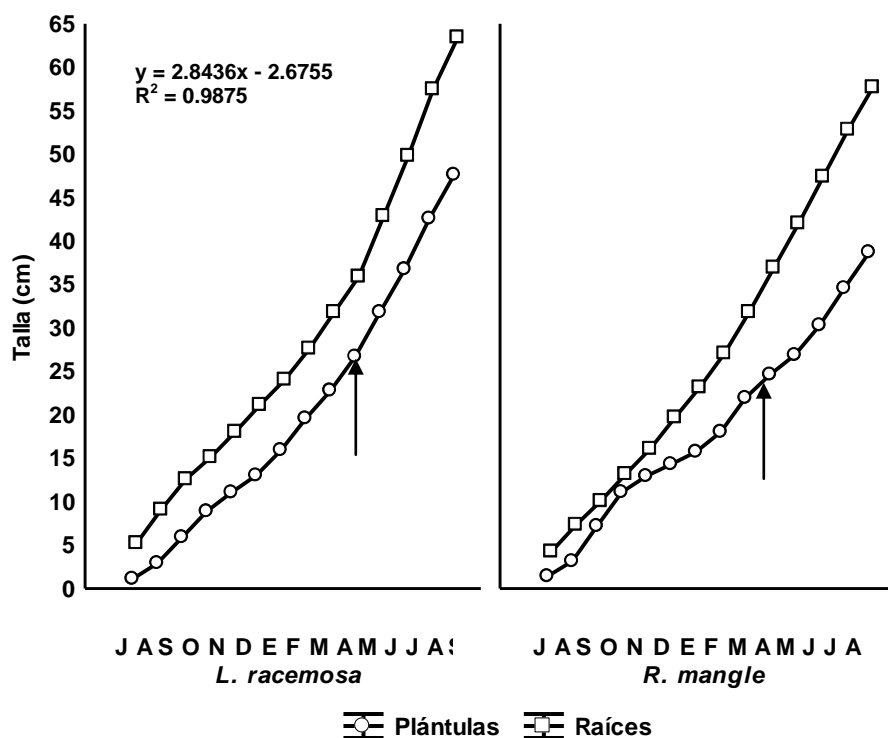


Figura 8. Talla de plántulas y sistema radicular de dos especies de mangle en estanques experimentales de cultivo de camarón durante julio del 2008 a septiembre del 2009.

7.4. Talla, peso y supervivencia de los camarones

Al final del primer ciclo de cultivo, la talla promedio de los camarones en el estanque con *L. racemosa* fue de 12.2 cm con un peso de 10.4 g. En el estanque de *R. mangle* y en el control, las tallas fueron similares (12.1) con un peso de 10.1 a 10.3 g (Tabla 3). No se encontraron diferencias significativas ($P > 0.05$) en la talla y peso de los organismos entre los tres estanques experimentales. La tasa de supervivencia en el estanque con *L. racemosa* fue de 76%, mientras que en *R. mangle* y el estanque control fue de un 70%. En el segundo ciclo de cultivo se registró una talla de 17.4 cm en *L. racemosa* con un peso de 15.8 g. En el estanque de *R. mangle* se obtuvo una talla de 17.3 cm con un peso de 15.8 g. En el estanque control, la talla fue de 17.0 cm con un peso de 14.6 g (Tabla 3). No se encontraron diferencias significativas ($P > 0.05$) en la talla y peso de los organismos entre los tres estanques

experimentales. La tasa de supervivencia en los estanques con plántulas fue de 56.8%, mientras que en el estanque control fue de un 56%. En ambos ciclos, la talla de los camarones se ajustó a una curva exponencial de $R^2 = 0.99$. (Figs. 9 y 10).

Tabla 3. Datos promedio de los parámetros productivos en *Litopenaeus vannamei*, obtenidos durante dos ciclos de cultivo. FCA=Factor de Conversión Alimenticia.

	1 ^{er} ciclo de cultivo	2 ^{do} ciclo de cultivo
Densidad (PL/m ²)	10	10
Ciclo de cultivo (días)	101	151
Peso inicial promedio (g)	0.08 ± 0.01	1.08 ± 0.01
Peso final promedio (g)	10.4 ± 0.30	15.2 ± 0.39
Crecimiento (g/ 10 días)	0.68 ± 0.02	0.70 ± 0.04
Alimento (kg)	43.2	62
Sobrevivencia (%)	70	65
FCA	1.60 ± 0.03	2.15 ± 0.21
Recambio de agua	46%	46%
Producción (kg estanque)	7.30	5.64

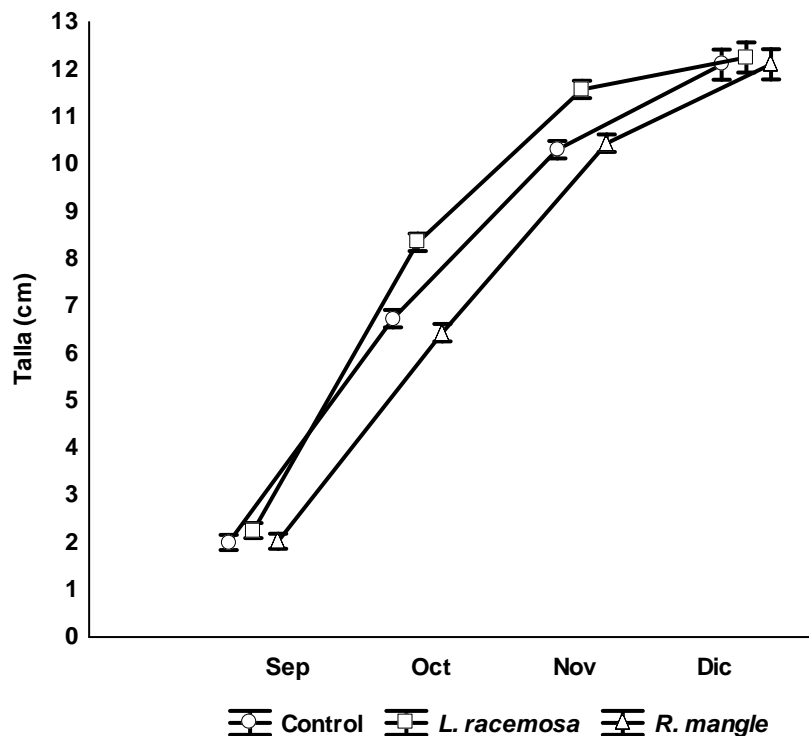


Figura 9. Tallas obtenidas en cada uno de los estanques con y sin plántulas de mangle durante el primer ciclo de cultivo de camarón.

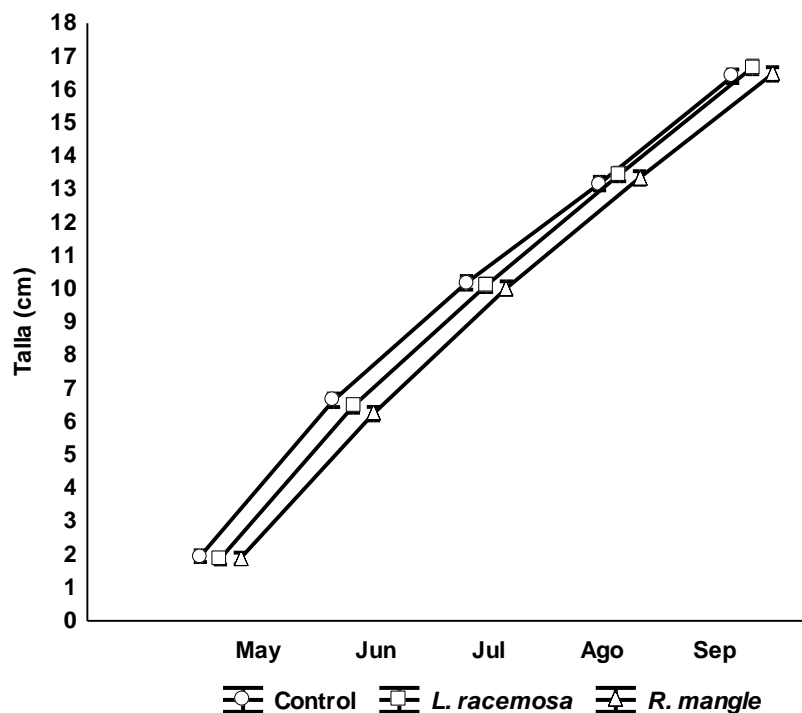


Figura 10. Tallas obtenidas en cada uno de los estanques con y sin plántulas de mangle durante el segundo ciclo de cultivo de camarón.

7.5. Temperatura, salinidad y oxígeno disuelto

Durante el primer ciclo de cultivo la temperatura promedio disminuyó gradualmente de septiembre a diciembre en el estero de Urías y en los tres estanques experimentales. En septiembre, la temperatura fue significativamente mayor ($P < 0.05$) que en otros meses. Se encontraron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre la salinidad del estero de Urías y el estanque control con los estanques experimentales de *L. racemosa* y *R. mangle*, pero no se obtuvieron diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los estanques con plántulas de mangle. Tampoco se encontraron diferencias entre los meses que comprendió el ciclo de cultivo en el estero de Urías o en cualquiera de los estanques (Tabla 4). En el segundo ciclo, la temperatura promedio aumentó paulatinamente de mayo a septiembre en el estero de Urías y en los tres estanques experimentales. Durante el mes de mayo, la temperatura en el Estero de Urías y el estanque control fue mayor con respecto a los

estanques con plántulas ($P < 0.05$). En este ciclo de cultivo, la temperatura del Estero de Urías fue más alta que la registrada en los estanques con mangles (Tabla 4). La salinidad del Estero de Urías fue significativamente mayor que en los estanques experimentales ($P < 0.05$) pero no se encontró diferencia significativa entre los estanques con plántulas de mangle ($P > 0.05$). La salinidad no fue significativamente diferente entre los meses de ciclo de cultivo en el Estero de Urías o en los estanques experimentales.

Tabla 4. Registro promedio mensual de temperatura y salinidad en el estero de Urías y estanques con y sin plántulas de mangle durante dos ciclos de cultivo de camarón.

Meses	1 ^{er} ciclo de cultivo							
	Estero de Urías		Control		<i>L. racemosa</i>		<i>R. mangle</i>	
	T°C	S‰	T°C	S‰	T°C	S‰	T°C	S‰
Septiembre	32.7	33.7	31.2	32.7	31.0	32.3	31.3	32.8
Octubre	32.2	33.3	30.6	32.4	30.5	32.1	30.8	32.2
Noviembre	30.2	33.7	27.6	33.0	27.3	32.7	27.5	32.9
Diciembre	26.5	33.5	25.0	33.0	24.9	32.2	24.9	32.8
	2 ^{do} ciclo de cultivo							
Mayo	31.6	34.0	30.9	33.3	30.1	33.1	30.2	32.8
Junio	32.0	34.0	31.5	33.0	31.3	33.2	31.4	33.1
Julio	32.2	33.8	31.7	33.0	31.4	32.7	31.3	33.0
Agosto	32.0	33.4	31.7	32.4	31.5	32.2	31.4	32.6
Septiembre	32.0	33.5	31.4	32.6	31.0	32.4	31.1	32.7

La concentración promedio de oxígeno disuelto registrada diariamente en los tres estanques experimentales mostró variaciones significativas en todo el ciclo de cultivo. Las concentraciones máximas se presentaron durante el día a las 16:00 h, mientras que las concentraciones mínimas se registraron a las 03:00 h de la madrugada (Tabla 5). Las concentraciones máximas de oxígeno disuelto en horas de la tarde (16:00 h) no fueron significativamente diferentes ($P > 0.05$) entre los tres estanques experimentales (8.1 a 8.3 mg. L⁻¹). En cambio, la concentración mínima de

oxígeno disuelto registrada durante la madrugada (03:00 h) fue significativamente mayor ($P < 0.05$) en el estanque control (3.2 mg. L^{-1}) que en los estanques con plántulas de *L. racemosa* (1.8 mg. L^{-1}) y *R. mangle* (1.9 mg. L^{-1}), pero no se obtuvieron diferencias significativas entre los estanques con plántulas. En el segundo ciclo las concentraciones máximas de oxígeno también se presentaron a las 16:00 h, mientras que las concentraciones mínimas se registraron a las 03:00 h (Tabla 5). Las concentraciones máximas de oxígeno disuelto en horas de la tarde (16:00 h) no fueron significativamente diferentes ($P > 0.05$) entre los tres estanques experimentales (7.9 a 8.4 mg. L^{-1}). En cambio, la mínima de oxígeno disuelto se registró durante la madrugada (03:00 h) y fue mayor ($P < 0.05$) en el estanque control (3.4 mg. L^{-1}) que en los estanques con plántulas de *L. racemosa* (1.8 a 2.2 mg. L^{-1}) y *R. mangle* (1.9 a 2.4 mg. L^{-1}), pero no se obtuvieron diferencias significativas entre los estanques con plántulas.

Tabla 5. Concentraciones promedio de oxígeno disuelto (mg. L^{-1}) en dos ciclos de cultivo de camarón en estanques con y sin plántulas de mangle durante horas de luz y madrugada.

Meses	Oxígeno disuelto (O_2)								
	1er ciclo de cultivo								
	Control			<i>L. racemosa</i>			<i>R. mangle</i>		
	08:00	16:00	03:00	08:00	16:00	03:00	08:00	16:00	03:00
Septiembre	5.0	8.4	3.4	4.9	8.3	1.7	5.1	8.3	1.9
Octubre	4.9	8.2	3.3	4.7	7.8	1.7	4.9	8.3	2.0
Noviembre	5.5	8.3	3.3	4.8	7.8	1.8	5.1	8.3	2.0
Diciembre	5.4	8.1	3.4	4.4	7.7	2.0	5.8	8.2	2.1
	2 ^{do} ciclo de cultivo								
Mayo	5.3	7.9	3.1	5.1	7.1	2.0	5.0	7.5	2.4
Junio	5.5	8.3	3.1	4.9	7.8	2.1	5.3	8.0	2.1
Julio	5.5	8.1	3.2	5.0	7.8	2.3	5.5	8.0	2.2
Agosto	5.2	8.3	3.3	5.1	8.1	2.3	5.2	8.1	2.2
Septiembre	5.0	8.2	3.3	5.0	8.0	2.5	5.2	8.0	2.3

7.6. Balance y flujo de nutrientes en el humedal

Para realizar el balance de nitrógeno y fósforo se tomaron en cuenta todas las fuentes (agua, alimento balanceado, fertilizante, biomasa cosechada, sedimentos, plántulas de mangle) de entrada como de salida (Figs. 11, 12 y 13). El volumen de agua de cada uno de los estanques fue de 93.3 m³ con una superficie 100 m². Los resultados de flujo y balance de nitrógeno se calcularon como a continuación se presenta ($LN=FC_{Fn}+fC_{fn}+IC_{In}-HC_{Hn}$).

7.7. Cálculos de los flujos y balance de masas de N

- Agua de ingreso (influyente). El nitrógeno suministrado a través de la estación de bombeo (Estero de Urías) se calculó a partir del contenido de nitrógeno del agua y del volumen de llenado. La concentración promedio de nitrógeno total en el agua fue 37.1 mg N/L con un volumen de agua en el estanque de 93.3 m³ y un 46% de recambio de agua. Por lo tanto, $37.1 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 7269 g de N. La cantidad de N en el agua de ingreso fue igual en los tres estanques.
- Fertilizante. Se utilizó como fertilizante una solución nutritiva (FERTISOL), con 20% de nitrógeno y se agregó a cada estanque 700 ml. Por lo tanto, $700 \times 20 / 100 \times 2$ (número de fertilizadas) = 280 g de N. Esta cantidad fue la misma para los tres estanques.
- Postlarva (PL). Se estimó la cantidad de nitrógeno que ingresó a través de la postlarvas, considerando la cantidad de estas, el peso promedio, el peso seco y el porcentaje de nitrógeno en el camarón (16.025 %). Un total de 870 postlarvas multiplicado por el peso individual promedio de 0.002, dio como resultado 71.3 g de PL. El peso seco total de todas las PL fue de 28.3 g. Por lo tanto, $28.3 \times 16.025 / 100 = 4.5$ g de N. La cantidad de N que ingreso fue igual para los tres estanques.
- Alimento en estanques con y sin plántulas. Se analizaron 1.50 kg de alimento balanceado. Un total de 43.2 kg de alimento se suministró en todo el ciclo de

cultivo por cada estanque, con un contenido de nitrógeno de 65.4%. Por lo tanto, $65.4 \times 43.2 / 100 = 28252$ g de N. Esta fue la cantidad de N que ingresó a través del alimento a cada uno de los estanques.

- Plántulas de mangle. En *L. racemosa*, el peso total de la muestra analizada fue 5.5 kg obtenida en una superficie de 20 m². El contenido de la raíz en peso seco fue de 182.5 g y 18.6% de N. Por lo tanto, $182.5 \times 18.6 / 100 = 33.9$ g de N. En el follaje, el contenido en peso seco fue de 204.2 g y 21.0% de N. Por lo tanto, $204.2 \times 21.0 / 100 = 42.8$ g de N. Para conocer la cantidad total de N que había en las plántulas de mangle blanco se hizo lo siguiente: $33.9 + 42.8 = 76.7 \times 20 \text{ m}^2 = 1534$ g de N. En *R. mangle*, el peso total de la muestra analizada fue 5.5 kg obtenida en una superficie de 20 m². El contenido de la raíz en peso seco fue de 173.8 g y 18.2% de N. Por lo tanto, $173.8 \times 18.2 / 100 = 31.6$ g de N. En el follaje, el contenido en peso seco fue de 208.7 g y 21.0% de N. Por lo tanto, $208.7 \times 21.0 / 100 = 43.8$ g de N. Para conocer la cantidad total de N que había en las plántulas del estanque se hizo lo siguiente: $31.6 + 43.8 = 75.4 \times 20 \text{ m}^2 = 1508$ g de N.
- Agua de egreso (efluente). El agua del estanque con *L. racemosa* tuvo una concentración de nitrógeno de 5.20 mg L⁻¹ con un volumen de agua de 93.3 m³ y un recambio de agua del 46%. Por lo tanto, $5.20 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 1018 g de N. El agua del estanque con *R. mangle* tuvo una concentración de nitrógeno de 5.47 mg L⁻¹ con un volumen de agua de 93.3 m³ y un recambio del 46%. Por lo tanto, $5.47 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 1071 g de N. El agua del estanque control tuvo una concentración de nitrógeno de 28.4 mg L⁻¹ con un volumen de agua de 93.3 m³ y un recambio del 46%. Por lo tanto, $28.4 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 5564 g de N.
- Biomasa cosechada (camarón). El estanque con *L. racemosa* tuvo una producción total de 7.3 kg de camarón, equivalente a 2198 g en peso seco y un contenido de nitrógeno con base al peso seco del 11.04% (Boyd y Teichert-Coddington, 1995). Por lo tanto, $2198 \times 11.04 / 100 = 242$ g de N. El estanque con *R. mangle* tuvo una cosecha de 7.1 kg de camarón, equivalente a 2097 g en

peso seco y con un contenido de nitrógeno en peso seco del 9.91%. Por lo tanto, $2097 \times 9.91/100 = 207$ g de N. El estanque control tuvo una producción de 7.2 kg de camarón que equivale a 2131 g en peso seco y un contenido de nitrógeno en peso seco de 10.31%. Por lo tanto, $2131 \times 10.31/100 = 219$ g de N.

- Sedimentos. En los estanques con *L. racemosa*, *R. mangle* y control se recolectaron en tres diferentes puntos del fondo un total de 15.5 kg de sedimento a una profundidad de 5 cm (5 m^3) con un nucleador de PVC de 8 pulgadas de diámetro (0.00046 m^3). Para *L. racemosa* el porcentaje de nitrógeno con base al peso seco fue de 6.01%. Por lo tanto, $15.5 \times 6.01/100 = 0.931$ g de N. Para conocer la cantidad total de N que había en el piso del estanque se hizo lo siguiente, $5 \text{ m}^3 \times 0.931/0.000462 = 10075$ g de N. En el estanque con *R. mangle* el porcentaje de nitrógeno con base en el peso seco fue de 6.17%. Por lo tanto, $15.5 \times 6.17/100 = 0.956$ g de N. Para conocer la cantidad total de N que había en el piso del estanque se hizo lo siguiente, $5 \text{ m}^3 \times 0.956/0.000462 = 10346$ g de N. En el estanque control el porcentaje de nitrógeno con base al peso seco fue de 6.55%. Por lo tanto, $15.5 \times 6.55/100 = 1015$ g de N. Para conocer la cantidad total de N que había en el piso del estanque se hizo lo siguiente, $5 \text{ m}^3 \times 1015/0.000462 = 10984$ g de N.
- Acumulación de N en plántulas. En *L. racemosa*, el peso total de la muestra analizada fue 8.5 kg obtenida en una superficie de 20 m^2 . El contenido de la raíz en peso seco fue de 695 g y un porcentaje de N con base al peso seco de 70%. Por lo tanto, $695 \times 70/100 = 486$ g de N. En el follaje, el contenido en peso seco fue 722 g y 58% de N. Por lo tanto, $722 \times 58/100 = 418$ g de N. Para conocer la cantidad total de N que había en las plántulas del estanque se hizo lo siguiente: $486 + 418 = 904 \times 20 \text{ m}^2 = 18080$ g de N. En *R. mangle*, el peso total de la muestra analizada fue 8.5 kg obtenida en una superficie de 20 m^2 . El contenido de la raíz en peso seco fue 621 g y un porcentaje de N con base al peso seco de 61%. Por lo tanto, $621 \times 61/100 = 378$ g de N. En el follaje, el contenido en peso seco fue 684 g y 67% de N. Por lo tanto, $684 \times 67/100 = 458$ g de N. Para conocer la cantidad total de N que había en las plántulas del estanque se hizo lo siguiente: $378 + 458 = 836 \times 20 \text{ m}^2 = 16720$ g de N.

- Volatilización de amonio. La salida total de NH_4^+ vía volatilización se sumó como la cantidad faltante para completar el aporte total (Tabla 6). Debido a que en el proceso de volatilización no existe una cuantificación real y representativa, esto puede constituir una posible fuente de error en el balance de masas. En el cálculo efectuado en el estanque con *L. racemosa* se obtuvo una ruta de egreso de 17298 g de NH_4^+ , mientras que en *R. mangle* se registró 18570 g de NH_4^+ . En el control fue de 30022 g de NH_4^+ .

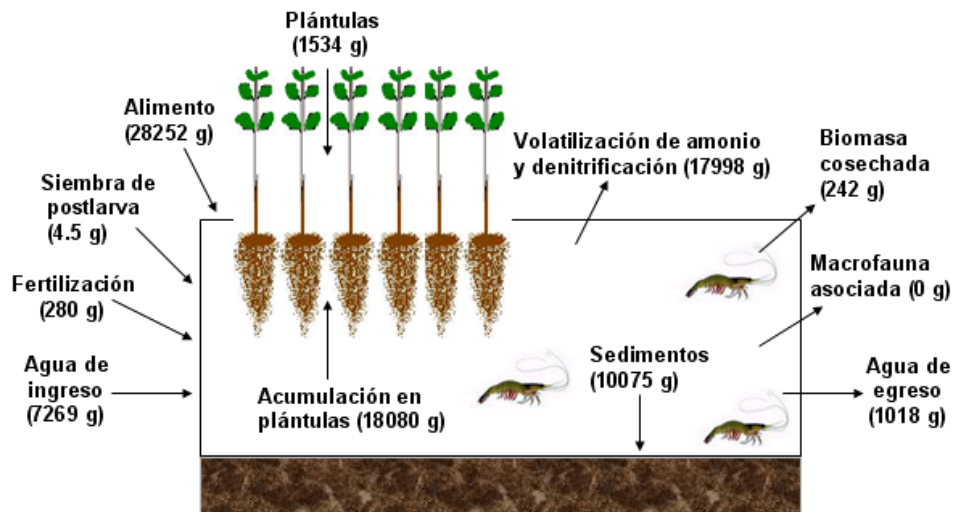


Figura 11. Balance de masas de nitrógeno en el humedal artificial con plántulas de *L. racemosa* durante el primer ciclo de cultivo de camarón.

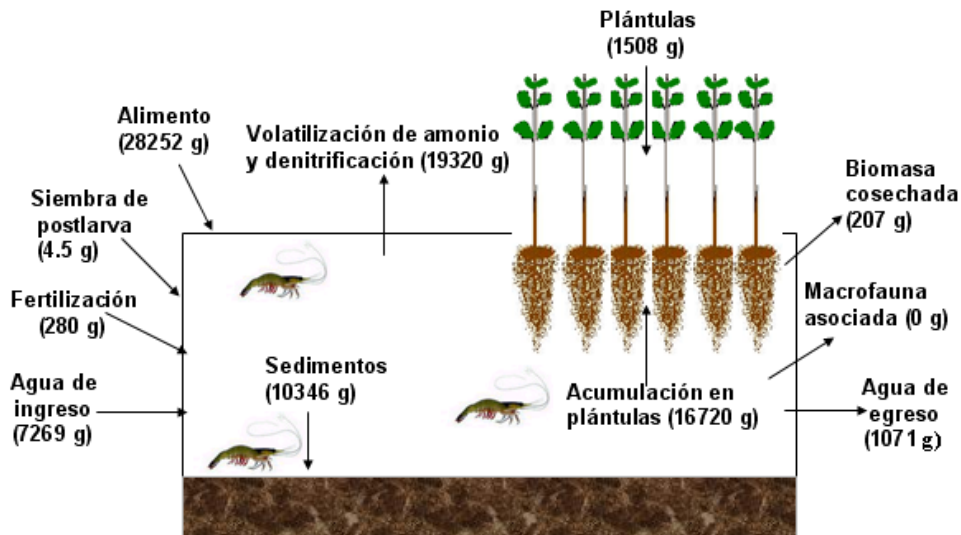


Figura 12. Balance de masas de nitrógeno en el humedal artificial con plántulas de *R. mangle* durante el primer ciclo de cultivo de camarón.

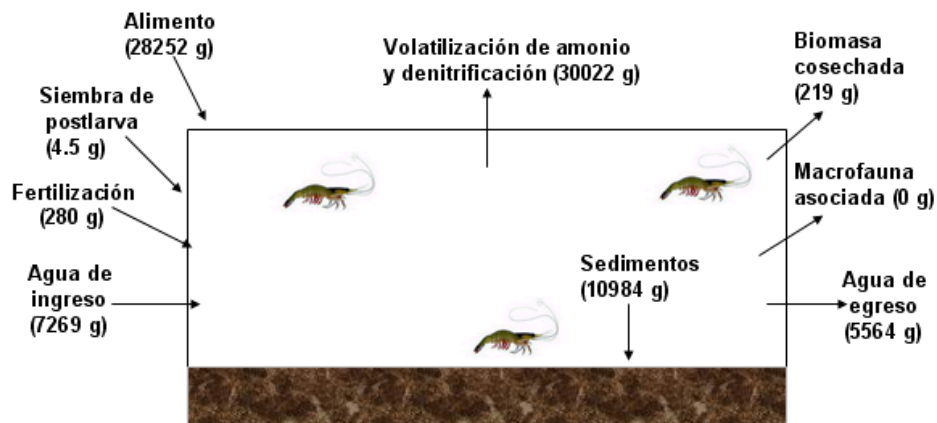


Figura 13. Balance de masas de nitrógeno en el estanque control (sin plántulas) durante el primer ciclo de cultivo de camarón.

7.8. Cálculos de los flujos y balance de masas de P

Los flujos de entrada y salida para el fósforo (Figs. 14, 15 y 16) asociados con los diferentes materiales se calcularon de la siguiente manera ($LP=FC_{Pn}+fC_{fn}+IC_{Ip}-HC_{Hp}$).

- Agua de ingreso (influyente). El fósforo suministrado a través de la estación de bombeo (Estero de Urías) se calculó a partir del contenido de fósforo en el agua y del volumen de llenado. La concentración de fósforo total en el agua fue de 15.8 mg P/L con un volumen de agua de 93.3 m³ y un recambio de agua del 70%. Por lo tanto, $15.8 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 3095 g de P. La cantidad de P en el agua de ingreso fue igual en los tres estanques.
- Fertilizante. Se utilizó como fertilizante una solución nutritiva (FERTISOL) con 8% de fósforo y se agregó a cada estanque 700 ml. Por lo tanto, $700 \times 8 / 100 \times 2$ (número de fertilizadas) = 112 g de P. Esta cantidad fue la misma para los tres estanques.
- Postlarva (PL). Se estimó la cantidad de fósforo que ingresó a través de la postlarvas, considerando la cantidad de estas, el peso promedio, el peso seco y el porcentaje de fósforo en el camarón (5.18 %). Un total de 870 postlarvas multiplicado por el peso individual promedio de 0.002, dio como resultado 71.3 g de PL. El peso seco total de todas estas fue 28.3 g. Por lo tanto,

$28.3 \times 5.18 / 100 = 1.46$ g de P. La cantidad de P que ingreso a través de las postlarvas fue igual para los tres estanques.

- Alimento en estanques con plántulas y sin plántulas (control). Se analizaron 1.50 kg de alimento balanceado (40% proteínas). Un total de 43.2 kg de alimento se suministró en todo el ciclo de cultivo por cada estanque, con un contenido de fósforo de 21.88%. Por lo tanto, $21.88 \times 43.2 / 100 = 9452$ g de P. Esta es la cantidad de P que ingresó a través del alimento a cada uno de los estanques.
- Plántulas de mangle. En *L. racemosa*, el peso total en la muestra analizada fue 5.5 kg obtenida en una superficie de 20 m². El contenido de la raíz en peso seco fue de 182.5 g y 7.7% de P. Por lo tanto, $182.5 \times 7.7 / 100 = 14.0$ g de P. En el follaje, el contenido en peso seco fue 204.2 g y 9.2% de P. Por lo tanto, $204.2 \times 9.2 / 100 = 18.7$ g de P. Para conocer la cantidad total de P que había en las plántulas del estanque se hizo lo siguiente: $14.0 + 18.7 = 32.7 \times 20 \text{ m}^2 = 654$ g de P. En *R. mangle*, el peso total de la muestra analizada fue 5.5 kg obtenida en una superficie de 20 m². El contenido de la raíz en peso seco fue de 182.1 g y 7.2% de P. Por lo tanto, $182.1 \times 7.2 / 100 = 13.1$ g de P. En el follaje, el contenido en peso seco fue 208.7 g y 9.4% de P. Por lo tanto, $208.7 \times 9.4 / 100 = 19.6$ g de P. Para conocer la cantidad total de P que había en las plántulas del estanque se hizo lo siguiente: $13.1 + 19.6 = 32.7 \times 20 \text{ m}^2 = 654$ g de P.
- Agua de egreso (efluente). El agua del estanque con *L. racemosa* tuvo una concentración de fósforo de 3.1 mg L⁻¹ con un volumen de agua de 93.3 m³ y un recambio de agua del 70%. Por lo tanto, $3.1 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 609 g de P. El agua del estanque con *R. mangle* tuvo una concentración de fósforo de 3.7 mg L⁻¹ con un volumen de agua de 93.3 m³ y un recambio del 70%. Por lo tanto, $3.7 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 724 g de P. El agua del estanque control tuvo una concentración de fósforo de 8.08 mg L⁻¹ con un volumen de agua de 93.3 m³ y un recambio del 70%. Por lo tanto, $8.08 \times 93.3 \times 70 / 100 \times 3$ (total de muestreos) = 1583 g de P.
- Biomasa cosechada (camarón). El estanque con *L. racemosa* tuvo una producción total de 7.3 kg de camarón, equivalente a 2198 g en peso seco y

con un contenido de fósforo con base al peso seco del 7.0% (Boyd y Teichert-Coddington, 1995). Por lo tanto, $2198 \times 7.0 / 100 = 153$ g de P. El estanque de *R. mangle* tuvo una cosecha de 7.1 kg que equivale a 2097 g en peso seco y con un contenido de fósforo de 7.8%. Por lo tanto, $2097 \times 7.8 / 100 = 163$ g de P. El estanque control tuvo una producción total de 7.2 kg de camarón equivalente a 2131 g en peso seco y un contenido de fósforo 7.3%. Por lo tanto, $2131 \times 7.3 / 100 = 155$ g de P.

- Sedimentos. En los estanque con *L. racemosa*, *R. mangle* y control se recolectaron en tres diferentes puntos del fondo un total de 15.5 kg de sedimento a una profundidad de 5 cm (5 m^3) con un nucleador de PVC de 8 pulgadas de diámetro (0.00046 m^3). En el estanque con *L. racemosa* el porcentaje de fósforo con base al peso seco fue de 3.91%. Por lo tanto, $15.5 \times 3.91 / 100 = 0.606$ g de P. Para conocer la cantidad total de P que había en el piso del estanque se hizo lo siguiente, $5 \text{ m}^3 \times 0.606 / 0.000462 = 6558$ g de P. Para *R. mangle* el porcentaje de fósforo con base al peso seco fue de 3.95%. Por lo tanto, $15.5 \times 3.95 / 100 = 0.612$ g de P. Para conocer la cantidad total de P que había en el piso del estanque se hizo lo siguiente, $5 \text{ m}^3 \times 0.612 / 0.000462 = 6623$ g de P. En el estanque control el porcentaje de fósforo con base al peso seco fue de 6.51%. Por lo tanto, $15.5 \times 6.51 / 100 = 1.009$ g de P. Para conocer la cantidad total de P que había en el piso del estanque se hizo lo siguiente, $5 \text{ m}^3 \times 1.009 / 0.000462 = 10919$ g de P.
- Acumulación de P en plántulas. En *L. racemosa*, el peso total de la muestra analizada fue 8.5 kg obtenida en una superficie de 20 m^2 . El contenido de la raíz en peso seco fue de 695 g y un porcentaje de fósforo con base al peso seco de 23 %. Por lo tanto, $695 \times 23 / 100 = 159$ g de P. En el follaje, el contenido en peso seco fue 722 g y 19.5% de fósforo. Por lo tanto, $722 \times 19.5 / 100 = 140$ g de P. Para conocer la cantidad total de P que había en las plántulas del estanque se hizo lo siguiente: $159 + 140 = 299 \times 20 \text{ m}^2 = 5980$ g de P. En *R. mangle*, el peso total de la muestra analizada fue 8.5 kg obtenida en una superficie de 20 m^2 . El contenido de la raíz en peso seco fue de 690 g y un porcentaje de fósforo con base al peso seco de 22.5%. Por lo tanto,

$690 \times 22.5 / 100 = 155$ g de P. En el follaje, el contenido en peso seco fue 719 g y 19.5% de fósforo. Por lo tanto, $719 \times 19 / 100 = 136$ g P. Para conocer la cantidad total de P que había en las plántulas del estanque se hizo lo siguiente: $155 + 136 = 291 \times 20 \text{ m}^2 = 5820$ g de P.

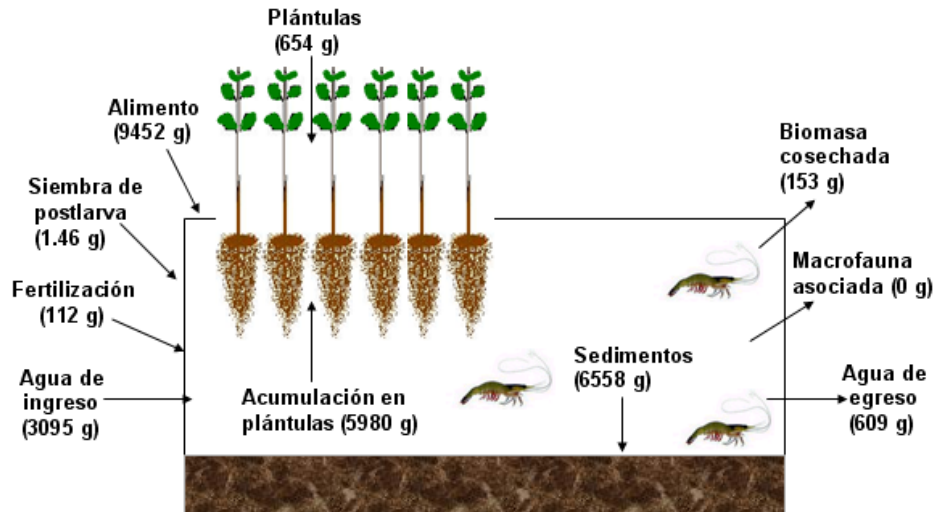


Figura 14. Balance de masas de fósforo en el estanque con *L. racemosa* durante el primer ciclo de cultivo de camarón.

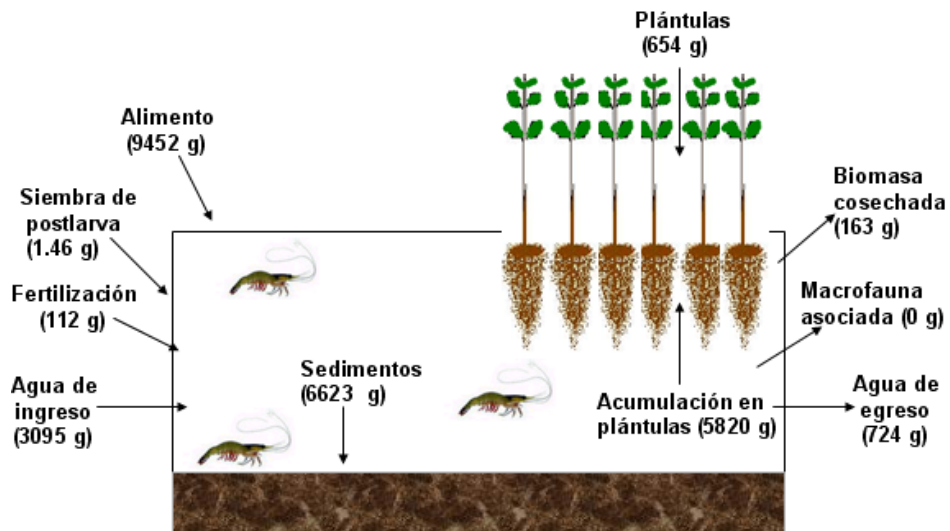


Figura 15. Balance de masas de fósforo en el estanque con *R. mangle* durante el primer ciclo de cultivo de camarón.

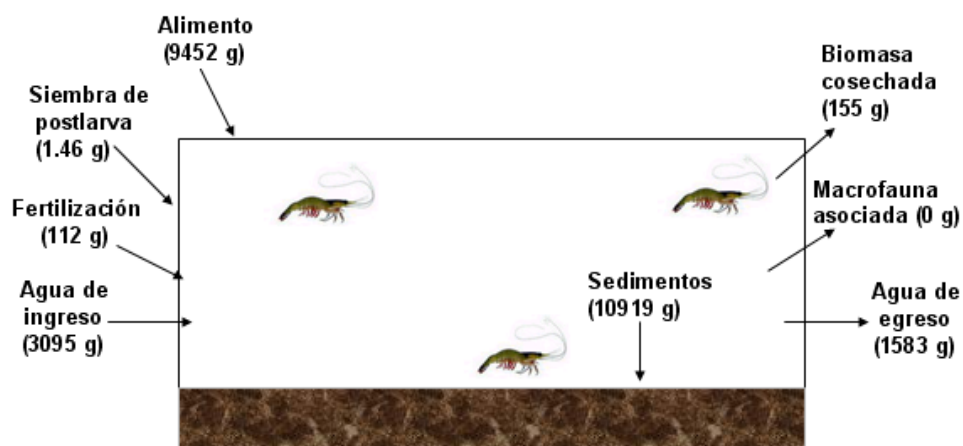


Figura 16. Balance de masas del fósforo en el estanque control (sin plántulas) durante el primer ciclo de cultivo de camarón.

Tabla 6. Balance y flujo de nitrógeno y fósforo en el humedal artificial (100 m²) con y sin plántulas de mangle en un ciclo de cultivo de 101 días.

Estanques	<i>L. racemosa</i>		<i>R. mangle</i>		Control	
	N	P	N	P	N	P
Entradas (g)						
Agua de ingreso	7269	3095	7269	3095	7269	3095
Fertilizante	280	112	280	112	280	112
Postlarva (PL)	4.5	1.46	4.5	1.46	4.5	1.46
Alimento	28252	9452	28252	9452	28252	9452
Plántulas de mangle	1534	654	1508	654	-----	-----
Total de entradas	37339	13314	37313	13314	35805	12660
Salidas (g)						
Agua de egreso	1018	609	1071	724	5564	1583
Camarón cosechado	242	153	207	163	219	155
Plántulas de mangle	18080	5980	16720	5820	-----	-----
Volatilización NH ₄ -N	17998	-----	19320	-----	30022	-----
Adsorción de fósforo	-----	6558	-----	6623	-----	10922
Total de salidas	37338	13300	37318	13330	35805	12660

Los procesos de volatilización de amonio hacia la atmósfera y la absorción de fósforo vía sedimentos se utilizaron para moderar y regular la carga del balance de masas en el humedal artificial.

8. DISCUSIÓN

8.1. Porcentajes y remoción de nutrientes

Los resultados muestran que el agua de los estanques como la del sistema receptor contiene cantidades de nitrógeno orgánico e inorgánico, distribuidas en las fracciones disueltas y particuladas. Las principales formas inorgánicas presente en las aguas son el nitrato NO_3 (1-500 μM en el agua de mar), nitrito NO_2 (0.1-50 μM) y amonio $\text{NH}_3 + \text{NH}_4$ (1-50 μM) (Páez-Osuna, 2001b). Los cultivos intensivos se caracterizan por la alta carga orgánica y subsecuentemente el riesgo de altos niveles de sustancias tóxicas, las cuales son derivadas de la descomposición anaeróbica de la materia orgánica (Chien, 1992). En este estudio simulamos un sistema semi intensivo el cual se caracteriza por producir una menor carga orgánica. Durante el primer ciclo de cultivo de camarón, los compuestos nitrogenados y el fósforo reactivo variaron significativamente en los estanques experimentales. Los mayores aportes de amonio provenían del Estero de Urías (estación de bombeo) con valores promedio de hasta 26.0 μM con respecto al nitrato 13.0 μM , nitrito 8.0 μM y ortofosfato 4.5 μM . En el segundo ciclo, el nivel más alto de amonio lo aportó también el Estero de Urías con un valor promedio de 22.1 μM , en relación con el nitrato 11.6 μM , nitrito 6.7 μM y ortofosfato 4.8 μM . Este cuerpo lagunar es considerado un sistema eutrofizado debido a la gran cantidad de escurrimientos alóctonos que fluyen durante la temporada de lluvias y las aguas residuales de las industrias establecidas en la periferia (Páez-Osuna et al., 1990), y cerca del área experimental. Otros estudios realizados en lagunas costeras estuarinas han reportado valores de amonio de 20.0 μM en Huizache-Caimanero, Sinaloa (De la Lanza-Espino y Rodríguez-Medina 1993), 15.0 μM en Altata-Ensenada del Pabellón, Sinaloa (Conde-Gómez, 1992 y De la Lanza-Espino et al., 1991), 28.0 μM en el Estero de Urías, Sinaloa

(Páez-Osuna et al., 1990), 18.0 μM en Laguna Macapule, Sinaloa (Poot-Delgado, 2006). Estos sistemas lagunares son considerados eutróficos, debido a la gran cantidad escurrimientos diversos que reciben. El amonio es el principal producto de desecho del nitrógeno excretado por el camarón en los estanques (Frías et al., 2000; Lin y Chen, 2003). La toxicidad del amonio depende de la edad del camarón ya que las postlarvas y juveniles toleran menores concentraciones de amonio no ionizado que los adultos y sólo la forma no ionizada es la tóxica para el camarón (Hargreaves, 1998; Van Wyk et al., 1999; Páez Osuna y Ruíz Fernández, 2001). En el primer ciclo de cultivo las concentraciones de amonio fueron menores en el estanque de *L. racemosa* (6.0 μM) y *R. mangle* (8.5 μM), en comparación con el estanque control (21.0 μM), en el segundo ciclo la concentración promedio en *L. racemosa* fue de 4.8 μM , en *R. mangle* fue 5.5 μM , mientras que en el control fue de 20.6 μM . Con respecto a ambos ciclos, los niveles de concentración fueron similares en los estanques experimentales. Hopkins et al. (1993) y Páez-Osuna (2001), mencionan que los niveles de amonio en los estanques de cultivo semi intensivo generalmente se incrementan con la edad de cultivo, o puede tener variación con las tasas de recambio. En nuestro caso, no se presentó ningún problema debido a la concentración de amonio lo que sugiere que las plántulas de mangle tuvieron una función eficaz para eliminar gran parte de este nutriente del medio ambiente, y además, que el amonio también puede ser eliminado durante los recambios de agua del estanque, ya que es un compuesto volátil tanto en estanques con y sin plántulas. En la nitrificación, el amonio es oxidado a nitratos y puede alcanzar niveles de concentración tóxica en altas densidades de los sistemas de acuicultura (Sowers et al., 2004). Aunque el nitrato no es catalogado un compuesto tóxico, puede ser un problema cuando sus niveles aumentan y se acumulan (Colt y Armstrong, 1981). El camarón puede sobrevivir a concentraciones de nitratos de 69.9 μM , pero se desconoce si altas concentraciones pueden afectar su crecimiento o propiciar alguna enfermedad. El nivel ideal debe mantenerse a una concentración de 20.9 μM (Van Wyk et al., 1999). Araneda et al. (2008) registraron un promedio entre sus estanques semi intensivos de 13.5 a 15.0 μM de nitratos durante un ciclo de cultivo de 120 días. En las granjas camaroneras tradicionales (ausente de macrófitas acuáticas), los

nitratos tienden a acumularse debido a la ausencia de procesos que normalmente eliminan estos nutrientes (Spotte, 1979). En el caso de nuestro estudio, durante el primer ciclo de cultivo de 101 días se obtuvieron cantidades menores de nitrato en los estanques experimentales con plántulas de mangle (4.0 y 4.6 μM) en relación con el estanque control (17.0 μM). Para el segundo ciclo de 151 días se registraron niveles de 3.3 μM en *L. racemosa* y 4.5 μM en *R. mangle*, mientras en el control se obtuvo 15.5 μM , valor similar al encontrado por Araneda et al. (2008). Esto sugiere que el nitrato fue eliminado de los estanques con plántulas, debido a que el sistema hidropónico proporciona un efectivo contacto entre la raíz-nutriente (Breen, 1990) lo que permite que sea aprovechado por las plántulas de mangle, que lo asimilan e incorporan como biomasa vegetal.

Los nitritos son el producto intermedio de la nitrificación o de la reducción del nitrato (Chien, 1999; Sowers et al., 2004). Una de las formas nitrogenadas que causan preocupación en la industria acuícola es el nitrito. Su acumulación en los estanques puede deteriorar la calidad del agua, reduciendo el crecimiento del camarón, incrementando el consumo de oxígeno y la excreción de amonio, e incluso provocando altas mortandades (Crab et al., 2007). Se ha encontrado que las concentraciones de nitritos se incrementan directamente a lo largo del periodo de cultivo hasta 1.18 μM de nitrito-N en los estanques de cultivo (Lin y Chen, 2003), aún cuando se efectúan recambio de agua frecuente (Chen y Chen, 1992). Los nitritos son nocivos para el camarón a concentraciones relativamente bajas. Se ha propuesto que una concentración de nitritos aceptable es de $\leq 0.18 \mu\text{M}$ (Van Wyk et al., 1999), sin embargo, Clifford (1993) y Gross et al. (2004) mencionan que a concentraciones de $< 0.012 \mu\text{M}$ este nutriente es tóxico. En nuestro experimento, durante el primer ciclo de cultivo la concentración de nitritos fue siempre baja. Al igual que los demás compuestos nitrogenados, se observó una mayor remoción de nitritos en los estanques con plántulas que en ausencia de éstas, hubo una concentración mas baja de nitritos en los estanques con plántulas de mangle (1.5 μM) que en el estanque control (6.0 μM). En el segundo ciclo, la concentración promedio obtenida en el estanque de *L. racemosa* fue de 1.6 μM y en *R. mangle* de 1.7 μM , mientras el control registró un nivel de 6.3 μM . Las concentraciones de nitrito

registradas en ambos ciclos de cultivo no se consideran tóxicas para el humedal, debido a un efectivo recambio de agua y a la acción de las plántulas de mangle para capturar los nutrientes. A pesar de que Colt y Armstrong (1981) reportan que el nitrito puede estar presente en los sistemas de cultivo en niveles tóxicos al igual que el amonio, en este trabajo de investigación no se presentó tal caso. El nitrógeno en el sistema suelo-planta-ambiente envuelve muchas transformaciones, entre las que se encuentran las formas inorgánicas disueltas, las cuales pueden ser incorporadas por la planta a través del sistema radicular, generalmente, bajo los compuestos de NO_2^- , NO_3^- y NH_4^+ (Zhang et al., 2010). Los factores ambientales favorecen el crecimiento de las plantas, beneficiando la actividad de las bacterias, los factores que contribuyen en esta actividad son; la aeración del suelo, la población de organismos en el sustrato, la humedad del suelo y la temperatura (Babatunde et al., 2008). Durante el desarrollo de este experimento, los parámetros ambientales contribuyeron a que las plántulas en el estanque realizaran una efectiva remoción, aunado a los organismos presentes en el sedimento y a la oxigenación del suelo del estanque, tal como lo menciona Zhang et al. (2010). En el primer ciclo de cultivo el porcentaje de nitrógeno inorgánico disuelto (NID) que se removió en los estanques con plántulas de mangle fue de 83.4% en *L. racemosa* y 78.5% en *R. mangle*. Un porcentaje mas bajo se registró en el estanque control (30.3%). En el segundo ciclo de cultivo se obtuvieron porcentajes de 86.1% para *L. racemosa* y 84.1% para *R. mangle*, en el estanque control se registró un porcentaje de 29.6%. En otros estudios en los que se han utilizado humedales artificiales con diferentes macrofitas se han obtenido porcentajes similares a los nuestros (Tabla 7). Gessner (2001) menciona que durante los meses fríos, los porcentajes de remoción en los humedales artificiales son relativamente bajos, lo cual puede ser debido a la reducción de la temperatura. En nuestro caso, las bajas temperaturas no fueron un factor limitante en la remoción de nutrientes. En el caso del primer ciclo, durante el mes más frío (diciembre) en el estanque con *L. racemosa*, la remoción de NID fue del 83%, mientras que en *R. mangle* fue de 77%. El nitrógeno inorgánico disuelto puede ser tomado por las plantas a través de la remoción, este es transportado a la superficie de la raíz. Este movimiento normalmente ocurre por un flujo de agua en respuesta a la transpiración

de la planta en crecimiento. El nitrógeno es necesario en las plantas y juega un papel en el proceso de fotosíntesis, realizando funciones esenciales al incorporarse a los tejidos (Bao, 2000). Cuando el sedimento del estanque se satura de nutrientes se produce un agotamiento en el oxígeno, pero algunos organismos anaeróbicos tienen la capacidad de obtener el oxígeno del NID. Cuando esto ocurre, se libera el nitrógeno y puede ser removido por las plantas (Sindilariu et al., 2007). Una producción masiva de fosfatos en el estanque de camarón aumenta la productividad, con lo que la materia orgánica también aumenta considerablemente. Cuando esta comienza a descomponerse se incrementan los procesos de respiración y por consiguiente se incrementa el consumo de oxígeno, generando un proceso de anaerobiosis conocido como eutrofización (Balbi et al., 2005). En los sistemas de cultivo, como los del camarón, las aguas tienden a enriquecerse con fosfatos orgánicos disueltos y particulados, donde existe la disponibilidad de materia orgánica en descomposición, generada a partir de los desechos de excreción, así como de alimento no consumido. El agua de los estanques de camarón tiende a ser enriquecido con fosfatos producidos por las heces de los camarones y los residuos del alimento balanceado suministrado (Páez-Osuna, 2001). Los resultados obtenidos en este experimento durante el primer ciclo de cultivo mostraron que la concentración de fósforo en el estanque control (4.0 μM) fue mayor que en el estanque de *L. racemosa* y *R. mangle* (2.5 y 3.4 μM). Mientras que los niveles de ortofosfatos obtenidos durante el segundo ciclo en el estanque de *L. racemosa* fue de 2.5 μM y en el estanque de *R. mangle* fue de 2.7 μM . En el control se obtuvo un nivel de 4.8 μM . Ambos ciclos de cultivo presentan concentraciones similares de ortofosfatos. De acuerdo con Páez-Osuna et al. (1994) el contenido de ortofosfato disuelto en el agua de un sistema de cultivo tiende a aumentar a lo largo del tiempo, lo cual se relaciona con la carga de alimento balanceado suministrado. Sin embargo, de acuerdo a nuestros resultados, las concentraciones de ortofosfato no presentaron una tendencia a incrementarse fuera de los límites normales permisibles. El fósforo es un nutriente mayoritario que juega un papel muy importante en los ecosistemas naturales. El impacto del fósforo en los sistemas acuáticos depende de muchos factores y de las relaciones entre las plantas, agua y sedimento (Wang et al., 2010).

El fósforo es un elemento que naturalmente se almacena en los sedimentos, este está presente en diferentes formas, principalmente en formas no disponibles para las plantas. Estas formas de fósforo pueden ser clasificados como particulado y disuelto (Alongi, 2009). La remoción de ortofosfato en las plántulas de mangle, por lo general, constituyen una pequeña fracción de estos (Brix, 1994, 1997) que son asimilados por los efectos de la rizosfera (Granéli et al., 1992). La capacidad para remover altos porcentajes de ortofosfato en humedales artificiales depende del tipo de sustrato con el que está constituido el humedal (Tanner et al., 2005). En nuestro caso, el humedal estaba constituido por sustrato tipo aluvión (arcilla) en donde el fósforo se almacenó y de acuerdo a lo que menciona Tanner et al. (2005), el fósforo no logró ser removido con eficiencia, obteniendo sólo un 42.4% en el primer ciclo y un 44.9% durante el segundo ciclo. La forma más común del fósforo en aguas estuarinas y residuales es el ortofosfato, el cual es esencial para el crecimiento de organismos y puede ser limitante para la producción primaria en algunos estuarios, estanques acuícolas y sistemas marinos (Chávez-Crooker y Obreque-Contreras, 2010). La presencia de ortofosfatos en estanques de camarón, es reconocida como un problema significativo de la calidad del agua. Si estas formas son drenadas a los cuerpos de agua receptores, pueden producir condiciones eutróficas que impactan severamente la calidad del agua (Gray et al., 2002). Las entradas de fósforo al estanque pueden incrementar la productividad biológica y afectar la calidad del agua en el estanque (Wang y He, 2009). En este experimento, la medida de utilizar plántulas de manglar contribuyó a mantener una buena calidad de agua dentro del estanque, ya que el nivel de concentración de ortofosfatos fue reducido por las plantas. En nuestro caso, los porcentajes de remoción de ortofosfatos fueron inferiores al NID. En el primer ciclo de cultivo los mayores valores de ortofosfatos se obtuvieron en el estanque de *L. racemosa* (44.7%) y *R. mangle* (40.1%). La remoción de ortofosfato en el estanque control fue del 22.8%. Durante el segundo ciclo se registró un 46.7% en el estanque con *L. racemosa*, mientras en *R. mangle* se obtuvo un 43.2%. En el estanque control se registró un 24.1% durante todo el ciclo de cultivo. Estos valores fueron similares a los reportados en otros estudios (Tabla 7).

Tabla 7. Porcentajes de remoción de nutrientes demostrados en algunos humedales artificiales con y sin macrófitas de agua dulce y estuarinos (manglares).

Especies	Humedales artificiales Remoción (%)		Control Remoción (%)		Referencias
	NID	PO ₄ -P	DIN	PO ₄ -P	
<i>Avicennia marina</i>	60	50	N	N	Naidoo, 1987
Macrófitas acuáticas	79	33	N	N	Tanner <i>et al.</i> , 1999
<i>Ipomea aquatica</i>	92	51.5	N	N	Lin <i>et al.</i> , 2000
<i>Pennisetum purpureum</i>	91	52	43	N	Yang <i>et al.</i> , 2001
<i>Typha sp</i>	76	58	28	25.2	Pant <i>et al.</i> , 2001
<i>K. candel</i> and <i>B. gymnorhiza</i>	94	92	35	30.4	Ye <i>et al.</i> , 2001
Macrófitas acuáticas	85	31	N	N	Tilley <i>et al.</i> , 2002
<i>Typha angustifolia</i>	76.7	71	50	32	Lin <i>et al.</i> , 2002
<i>Phragmites australis</i>	79	5.4	43	31.9	Lin <i>et al.</i> , 2003
Macrófitas acuáticas	78.5	49	N	20	Schulz <i>et al.</i> , 2003
Macrófitas acuáticas	70	46	N	24	DeBusk <i>et al.</i> , 2004
Macrófitas acuáticas	79	33	N	33	Tanner <i>et al.</i> , 2005
<i>Rhizophora mucronata</i>	85	61.1	25	12	FFTC, 2005
<i>K. candel</i>	82	97	N	N	Wu <i>et al.</i> , 2008
<i>Sonneratia apetala</i>	85	N	22	N	Zhang <i>et al.</i> , 2010
<i>L. racemosa</i> and <i>R. mangle</i>	80.9	42.4	30.3	22.6	This study, 2011

No evaluado

La comunidad microbiana que se establece en los humedales sin plantas (control), debido a los diferentes microhábitats que se forman en la estructura del suelo (Ottová *et al.*, 1997; Werker *et al.*, 2002) contribuye a remover los nutrientes en el humedal, pero en porcentajes relativamente bajos (Lin *et al.*, 2002). Picard *et al.* (2004) menciona que bajos porcentajes de remoción de ortofosfatos ocurren durante los meses más fríos, lo cual concuerda con lo encontrado en el presente trabajo. Durante el primer ciclo, en el mes de diciembre, el porcentaje de remoción en el estanque de *L. racemosa* fue de 47%, seguido por *R. mangle* con 38%. Los porcentajes de remoción en ortofosfatos son marcadamente más bajos respecto a las formas nitrogenadas (Ye *et al.*, 2001), como ocurrió en este estudio. Existe una gran diferencia en la remoción de fósforo en comparación con el nitrógeno, las cuales

se han demostrado para algunos humedales artificiales (Picard et al., 2004). En los sedimentos el fósforo puede encontrarse como; fósforo inorgánico, orgánico, adsorbido y fósforo asimilable (Vymazal, 2009). La disponibilidad está determinada por los siguientes factores: pH del sustrato en el estanque, cantidad y descomposición de materia orgánica y actividad de microorganismos (Vymazal, 2007).

8.2. Talla de plántulas de mangle

Las plantas absorben la mayor parte del nitrógeno en forma de iones de amonio (NH_4^+) o de nitrato (NO_3^-). Las investigaciones han demostrado que las plantas acuáticas utilizan cantidades considerables de amonio, si éste se encuentra en los sedimentos (Tam et al., 2009). Los manglares son una de las macrófitas acuáticas que capturan grandes cantidades de nutrientes incorporándolos en sus tejidos a través del proceso de remoción, lo cual contribuye al rápido crecimiento de las plántulas (Kadlec, 1990), siendo el nitrato la principal vía para el crecimiento y desarrollo de estas (Solomonson y Barber, 1990). En nuestro estudio, al iniciar el primer ciclo de cultivo las plantas fueron establecidas en el sistema experimental en septiembre, cuando tenían un año de edad. La talla en *L. racemosa* fue de 37.6 cm de longitud y 28.2 cm para *R. mangle*. En el mes de diciembre, al finalizar el ciclo de cultivo, la talla final en el follaje de *L. racemosa* fue de 48.1 cm, mientras para *R. mangle* fue de 36 cm. En el caso del segundo ciclo, las plántulas fueron establecidas en el mes de mayo. La talla en *L. racemosa* fue de 26.8 cm de longitud y 24.7 cm para *R. mangle*. En el mes de septiembre, al finalizar el ciclo de cultivo, la talla final monitoreada en el follaje de *L. racemosa* fue de 48.0 cm, mientras para *R. mangle* fue de 39.0 cm. En nuestro humedal, el amonio fue el nutriente de más alta concentración, pero durante los recambios de agua era removido con eficiencia por las plántulas, coincidiendo con lo que menciona Tam et al. (2009). La raíz tuvo un gran desarrollo en su biomasa, siendo esta, uno de los tejidos más importantes por donde se incorporan los nutrientes al resto de la planta (Kadlec y Knight, 1979). Cuando las plántulas fueron incorporadas a los estanques de cultivo durante el

primer ciclo, el sistema radicular de *L. racemosa* medía 39.5 cm, finalizando con un desarrollo en la raíz de 53.8 cm. *R. mangle* medía 33.0 cm, obteniendo al final del ciclo de cultivo una longitud de 46.0 cm. En el segundo ciclo de cultivo, el sistema de raíces de *L. racemosa* medía 36.0 cm, alcanzando al final del ciclo un desarrollo de 64.0 cm. *R. mangle* medía 37.0 cm, obteniendo al final una longitud de 58.0 cm. Kadlec y Newman (1992) y Gorostegui et al. (2004) han observado que las raíces desnudas (condiciones de hidroponía) capturan mayor porcentaje de nutrientes que las raíces que se encuentran enterradas, incrementando con esto el crecimiento de la planta. Los resultados de este estudio sugieren que la hidroponía es una buena técnica para el crecimiento de las plántulas de manglar. Además, las raíces llevan a cabo importantes reacciones biológicas que permiten la asimilación y la remoción de nutrientes. Considerando la demanda de nutrientes por las plantas, el nitrógeno es claramente uno de los más críticos de todos los elementos esenciales en el efecto del crecimiento. Algunas macrofitas acuáticas requieren altos niveles de nitrógeno en forma de amonio, el cual ayuda a incrementar su crecimiento. La razón de este alto requerimiento es que la reducción de nitrato en la planta requiere energía (el nitrato es reducido a amonio y una vez dentro de la planta convertido en aminoácidos) y es utilizado como un soporte para la remoción de nutrientes (Tam, 2004). El nitrógeno también puede convertirse de sus formas inorgánicas a formas orgánicas, este proceso se llama inmovilización y se produce cuando se incorporan al sedimento la materia orgánica fresca tal como los residuos que se producen en el humedal (Wood, 2005). Una vez que los organismos dentro del humedal han utilizado todos los nutrientes que necesitan, el exceso (tal como el nitrógeno) es liberado por el sedimento quedando disponible para el crecimiento de las plantas (Wu et al., 2008). Sin embargo, la mayor parte de este nitrógeno volverá a su forma inorgánica a medida que los residuos se descompongan (Tam y Wong, 1996). De acuerdo a los resultados obtenidos en este estudio, las plántulas dispusieron efectivamente de los compuestos nitrogenados liberados por los diversos procesos que sucedieron en el humedal artificial.

El fósforo es después del nitrógeno, el segundo elemento en importancia para el crecimiento de las plantas. La falta de este elemento en el sedimento, puede impedir

que algunas macrofitas no realicen el proceso de remoción (Dierberg et al., 2002). En nuestro humedal, aunque el ortofosfato fue removido en bajos porcentajes con respecto al nitrógeno, si contribuyó en el desarrollo de las plántulas al incorporarse a los tejidos a través de la remoción (44.9%). El fósforo es un elemento esencial requerido por todas las plantas para su crecimiento ya que es uno de los nutrientes mayoritarios, contribuye a su crecimiento, mantenimiento y producción (DeBusk et al., 2004).

8.3. Talla, peso y supervivencia de los camarones

La calidad del agua es un factor que desempeña un papel fundamental en el crecimiento y sobrevivencia de los camarones en el estanque (Chien, 1992; Páez-Osuna y Ruíz Fernández, 2001). El propósito principal en el manejo de la calidad del agua en los estanques de acuicultura, es mantener las condiciones favorables para el crecimiento de los organismos. Cualquier actividad de los camarones en el estanque (alimentación, respiración, crecimiento) está influenciado por las condiciones físico-químicas del mismo (Páez-Osuna y Ruíz Fernández, 2001). Para optimizar el crecimiento de los organismos en granjas de cultivo se utiliza alimento balanceado y fertilizantes, sin embargo, estos son los principales agentes que afectan la calidad del agua en la acuicultura (Saldías et al., 2002). En este estudio se simuló las condiciones de una granja comercial semi intensiva y los parámetros ambientales monitoreados, estuvieron dentro de los estándares establecidos (Cheng et al., 2002). De acuerdo con Castille et al. (1992) es necesario el monitoreo constante del crecimiento de las postlarvas, ya que son indicadores de una buena calidad de agua en el estanque. En este estudio, las mediciones de talla y peso se realizaban cada diez días y no se observó ningún comportamiento anómalo en los organismos. Por otra parte, nuestro sistema experimental estaba constituido por una unidad de tratamiento, representada por dos especies de plántulas de mangle capaces de mantener el agua del estanque en óptimas condiciones, para el buen desarrollo y crecimiento de las postlarvas. Durante el primer ciclo de cultivo, en los estanques con plántulas se alcanzó una talla de 12.2 cm al final de la cosecha, en

el control se registró una talla de 12.1 cm. El peso registrado en los estanques con plantas fue 10.3 g, mientras el en control fue 10.2 g. Teichert-Coddington et al. (2000) evaluaron una granja comercial semi intensiva durante un ciclo de cultivo de 100 días y encontraron al final de la cosecha tallas de 12.7 cm y un peso de 10.9 g. Cabe mencionar que la talla y peso fueron similares a nuestro estudio con un ciclo de cultivo de 101 días. En el segundo ciclo de cultivo en los estanques con plántulas se alcanzó una talla de 17.3 a 17.4 cm al final de la cosecha, en el estanque control la talla registrada fue 17 cm. El peso registrado en los estanques con plántulas fue de 15.8 g aproximadamente, el control alcanzó un peso de 14.6 g. En una granja comercial semi intensiva con un ciclo de cultivo de 160 días se obtuvieron tallas de 17 cm con un peso estimado de 15.4 (Miranda et al., 2007). Estos valores concuerdan con los datos de nuestro estudio con un ciclo de cultivo de 151 días. En ambos ciclos de cultivo no se encontraron diferencias significativas en los parámetros productivos: tasa de supervivencia, el peso, talla y FCA entre los tratamientos. Esto sugiere que la presencia de los manglares establecidos en los estanques no afectó el desarrollo de los organismos cultivados. Es importante mencionar que nuestros resultados son equiparables a los que encontraron Teichert-Coddington et al. (2000) y Miranda et al. (2007). De acuerdo a lo que menciona Saldías et al. (2002), tanto el alimento balanceado como los fertilizantes suministrados a los estanques de cultivo son la principal entrada de nutrientes que afectaran la calidad del agua, sin embargo, en este experimento, los camarones obtuvieron tallas similares a las obtenidas en otras granjas comerciales.

8.4. Temperatura (T°C) y Salinidad (‰)

Los parámetros como la temperatura y la salinidad están relacionados estrechamente con la época del año y la localización geográfica del sistema de cultivo, en verano, las temperaturas del agua, la evapotranspiración y la salinidad se incrementan, mientras que el contenido de nutrientes tiene variaciones que están reguladas principalmente por el manejo del sistema de cultivo (Páez-Osuna y Ruíz Fernández, 2001). Van Wyk et al. (1999) mencionan que en un sistema de cultivo, la

temperatura óptima para *Litopenaeus vannamei* es de 24 a 32°C, pero toleran un rango más amplio de temperaturas. Existe un límite mínimo letal de temperatura que es aproximadamente de 15°C, en el cual, los camarones pueden sobrevivir solo un corto tiempo. El máximo de temperatura letal es cerca de 35°C por un periodo prolongado, y hasta 40°C pero en un breve periodo. Las temperaturas observadas en el presente trabajo durante dos ciclos de cultivo, estuvieron dentro de los intervalos considerados óptimos. En el primer ciclo de cultivo (septiembre-diciembre) en el estanque con plántulas se registró un rango promedio de 28.5 °C, en tanto, en el control se obtuvo un rango de 28.6 °C. Durante el segundo ciclo (mayo-septiembre) en el estanque con plántulas se registró un rango promedio de 31.0 °C, en el control se obtuvo un registro de 31.4 °C. El cultivo de *L. vannamei* se ha desarrollado en estanques que tienen un intervalo de salinidad de 28.3 a 0.5‰ (Saoud et al., 2003). Van Wyk et al. (1999) propusieron un rango de 0.5 – 35‰ como recomendable para un crecimiento exitoso. Los juveniles de *L. vannamei*, son organismos estuarinos y son extremadamente euralinos, toleran salinidades que van desde 1.0‰ a 40‰ (Lin y Chen, 2003; Davis et al., 2004; Gross et al., 2004). El nitrito es un compuesto del nitrógeno que puede resultar tóxico, y este está influenciado por la edad del camarón y la salinidad del agua. Esto significa que a una baja salinidad y pH, el nitrito se torna más tóxico. En nuestro experimento, durante el primer ciclo, el promedio de salinidad registrado en los estanques con plántulas fue de 32.4 ‰, mientras en el estanque control fue de 32.7 ‰. En el caso del segundo ciclo, el promedio de salinidad registrado en los estanques con plántulas fue de 32.7 ‰, mientras que en el estanque control fue de 32.8 ‰. En ambos ciclos de cultivo, tanto la temperatura como la salinidad se mantuvieron dentro de un intervalo óptimo para el buen desarrollo de los camarones en el humedal. En el caso de las plántulas de mangle, algunos autores mencionan que las bajas temperaturas son un factor limitante para el crecimiento de los manglares (Willem, 2000), las plantas en nuestro experimento llevaron a cabo una eficiente remoción favoreciendo el crecimiento en su follaje, sin embargo, el crecimiento de *L. racemosa* fue significativamente mayor ($P < 0.05$) que el de *R. mangle* en ambos ciclos de cultivo. El crecimiento de los manglares está influenciada por una variedad de factores ambientales, incluyendo la temperatura, la

cual desempeña un papel importante (Crawford, 1995). Esta debe mantenerse dentro de un intervalo óptimo para el mejor crecimiento de las plántulas de mangle. Este intervalo varía de 20°C en el mes más frío a 34°C durante el verano (Contreras y Gutiérrez, 1989). En nuestro humedal artificial, la temperatura máxima promedio en septiembre fue de 31 a 31.3°C, registrándose en diciembre una mínima de 24.9°C. Estos valores están dentro del intervalo óptimo para los manglares.

La salinidad es uno de los principales factores que producen estrés, afectando el crecimiento y la productividad de las plantas. Los manglares son propensos al estrés por cambios en la salinidad, induciendo un cambio en su metabolismo (Skriver y Mundy, 1990). Los manglares según su estrategia en el manejo de la sal, son divididos en dos grupos: aquellos manglares que tienen glándulas secretoras o pelos radiculares para la excreción del exceso de sal, mientras que los otros son los no secretores y carecen de tales características (Parida et al., 2002). De las dos especies de manglar utilizadas en este estudio, sólo el mangle blanco (*L. racemosa*) es un secretor de sal, mientras que el mangle rojo (*R. mangle*) pertenece al grupo de los no secretores. La salinidad promedio en los estanques experimentales con plántulas de mangle fue de 32 a 33‰. Las especies de manglares a menudo muestran una estimulación del crecimiento en salinidades de 25‰ y su crecimiento disminuye cuando la salinidad se incrementa a 75‰. Kovacs (2000) reportó que el incremento en la salinidad es particularmente crítico para *L. racemosa*, especie con mayor afinidad para vivir en agua dulce y estuarina. De acuerdo a los datos obtenidos, ambas especies de plántulas se mantuvieron vigorosas y saludables con las salinidades registradas en el humedal.

8.5. Oxígeno disuelto (mg L^{-1})

Por lo general, dentro de la calidad del agua el oxígeno disuelto es considerado una variable crítica tanto en los cuerpos de agua naturales como en los estanques de cultivo. Boyd y Fast (1992) consideran que la mejor supervivencia y crecimiento de camarones de cultivo se obtiene a concentraciones de oxígeno disuelto entre 3.5 y 8.1 mg L^{-1} . Los camarones en el estanque no deben exponerse a niveles menores de

1.5 mg L⁻¹ durante un periodo de 30 minutos, ya que esto puede ser letal como ocurre también con los altos niveles de sobresaturación de oxígeno disuelto (Fast y Lester, 1992). Para Van Wyk et al., (1999) el valor óptimo del oxígeno disuelto lo consideran en el rango de 5.0 a 9.0 mg L⁻¹. Existen dos factores biológicos que afectan los niveles de oxígeno disuelto que son la respiración y la fotosíntesis, la respiración remueve oxígeno del agua mientras que la fotosíntesis agrega oxígeno al agua (Van Wyk et al., 1999; Páez Osuna y Ruíz Fernández, 2001). La concentración de oxígeno disuelto en estanques con manejos semi-intensivos, es determinada por el balance entre la producción de oxígeno y su consumo. El oxígeno producido durante las horas luz en el estanque es consumido por el camarón y organismos microbianos, incrementando su respiración durante las noches, por eso es notable observar un agotamiento durante estas horas (Boyd, 1992). En este estudio, durante el primer ciclo de cultivo la concentración de oxígeno en el sistema experimental mostró altas concentraciones durante el día (> a 8.0 mg L⁻¹) en los tres estanques. Por la noche, la concentración de oxígeno disminuía considerablemente hasta 1.8 mg L⁻¹ en el estanque de *L. racemosa*, 1.9 mg L⁻¹ en *R. mangle* y en el estanque control se registraban valores de hasta 3.2 mg L⁻¹. En el segundo ciclo, las concentraciones de oxígeno registradas durante el día eran > a 8.1 mg L⁻¹ en todo el sistema experimental. En cambio, durante la madrugada este disminuía hasta 1.9 mg L⁻¹ en *L. racemosa*, 2.5 mg L⁻¹ en *R. mangle* y 3.2 mg L⁻¹ en el estanque control. Durante las horas con luz, la mayoría de los valores de oxígeno disuelto permanecieron dentro de lo propuesto por Van Wyk et al. (1999). Sin embargo, durante la madrugada se presentó el nivel más bajo. De acuerdo con Van Wyk et al. (1999) y Páez Osuna y Ruíz Fernández (2001), esto se debe a los procesos de respiración excesiva que se produce en el estanque realizado por todos los organismos presentes en el mismo. La falta de oxígeno en el agua puede causar que el sedimento libere nutrientes hacia la columna de agua, incluyendo ortofosfatos y amonio (USEPA, 2000). Las concentraciones de oxígeno obtenidas en los estanques con plántulas fueron superiores a los valores mínimos recomendados para una buena tasa de crecimiento de los camarones (Cheng et al., 2002). Le Moullac et al. (1998) encontraron que bajos niveles de oxígeno en los estanques de camarón

reducen la defensa inmune de *L. stylirostris* y *P. monodon*, aumentando la susceptibilidad a las enfermedades infecciosas. Es por eso que los acuicultores utilizan aireadores, principalmente para evitar que el oxígeno descienda por debajo de 4 mg L^{-1} (Ruiz-Velazco et al., 2010). Sin embargo, en este estudio el agotamiento durante la noche no fue un problema, ya que fue controlado inmediatamente por el bombeo de agua al detectarse los bajos niveles. Estas bajas concentraciones registradas durante la madrugada en los estanques con plántulas, se atribuye a que durante estas horas, las plantas de mangle y los demás organismos en el sistema realizan el proceso de respiración. Este inconveniente se puede resolver mediante el uso de aireadores, aunque esto implica mayores costos. El oxígeno disuelto en los estanques describe de forma indirecta la disponibilidad de éste para organismos que en el habitan y se alimentan. Los efectos biológicos de los niveles bajos de oxígeno disuelto y el criterio para establecer el límite máximo permisible se aplica tanto para las concentraciones bajas cíclicas así como para las exposiciones continuas. Si las condiciones de oxígeno disuelto están siempre por arriba del límite (5.0 mg L^{-1}), teóricamente la vida acuática en el estanque no debería de verse afectada. Si estos valores se encuentran por debajo del criterio utilizado para la sobrevivencia de organismo juvenil y adulto (2.0 y 3.0 mg L^{-1}), no hay suficiente oxígeno para sustentar la vida acuática dentro del estanque durante un periodo de tiempo de 30 minutos (USEPA, 2000).

8.6. Balance y flujo de nutrientes en el humedal

En términos generales, para calcular los flujos y cargas de nutrientes procedentes de los estanques camaronícolas se requiere de una información muy detallada de cómo operan y cual es su comportamiento respecto a las entradas y salidas de nutrientes durante el bombeo y los recambios de agua. Existe poca información relacionada con el balance de masas en estanques acuícolas que, finalmente, no tiene que ser tan precisa, pero sí confiable con respecto a cierto orden de magnitud (Páez-Osuna et al., 1999). En el caso de un humedal artificial, en donde se utilizaron plántulas de manglar en estanques con camarón, no se dispone de mucha información en el

cálculo de balance de masas, en nuestro caso, pudimos hacer una primera estimación de flujo de nutrientes a través de un modelo representativo del humedal (estanques con y sin plántulas). Según Páez-Osuna (2001), para elaborar un modelo de flujo de nutrientes se deben llevar a cabo ciclos de cultivo de 100 a 120 días, con una tasa de recambio del 4%, aunque hay estanques que operan con recambios mayores o menores. En este estudio, se trabajó con un ciclo de cultivo de 101 días y otro de 151 días con un recambio de agua del 46% y en donde el agua del estanque permanecía estática durante 10 días.

El balance de masas de nutrientes es un paso básico para entender y poder cuantificar la eficiencia en la utilización del alimento, calidad del agua y los procesos biogeoquímicos en estanques de cultivo con camarón (Casillas et al., 2006). Diversos estudios han encontrado que el mayor aporte de estos nutrientes es por vía alimento balanceado, pero existe una porción que no es asimilada, esta entra al ciclo biogeoquímico del estanque de cultivo (Páez-Osuna y Ruiz-Fernández, 2005). Por otro lado, los fertilizantes son utilizados para incrementar la productividad primaria y constituyen el segundo ingreso de nutrientes en el sistema de cultivo (Summerfelt et al., 1999). Tal como lo menciona Páez-Osuna y Ruiz-Fernández (2005), durante el ciclo de cultivo, la principal ruta de entrada de nutrientes al humedal artificial fue a través del alimento balanceado con 28252 g de N y 9452 g de P. En el caso del fertilizante en los estanques, este constituyó un bajo ingreso en la entrada de nutrientes con una carga de 280 g N y 112 g P. En los sistemas de cultivo, tanto intensivo como semi-intensivo la ruta de salida más importante del nitrógeno es a través de los efluentes de descarga. En el presente estudio, es notable observar que la ruta de salida más importante del N-P fue a través de los efluentes de descarga como lo menciona Páez-Osuna (2001). Sin embargo, esta carga de nutrientes fue drenada con un nivel de concentración muy bajo. Adicionalmente, las plántulas en el humedal generaron cambios dentro de los estanques al remover estas cargas de nutrientes, contrariamente a lo que se ha reportado en otros estudios sin macrofitas acuáticas (Sindilariu et al., 2007), en donde los sistemas intensivos y semi-intensivos, descargan elevadas concentraciones de N-P. La volatilización del amonio, la denitrificación y la acumulación de nitrógeno en los sedimentos, constituye una ruta

significativa, que en el cultivo semi-intensivo representa un 27.4% del nitrógeno total, mientras que en cultivo intensivo se estima en un 44%. Según Páez-Osuna (2001) esta diferencia revela que el sistema intensivo registra proporcionalmente y en mayor cantidad más nitrógeno a la atmósfera y hacia los sedimentos del fondo que el sistema semi-intensivo. Los datos obtenidos en este estudio sugieren que una cantidad considerable de N se acumuló en el sedimento de los estanques con plántulas (10210 g de N), con respecto a lo que se acumuló de P (6590 g de P). En los humedales, el sedimento es el principal reservorio para la retención de fósforo (Tam y Wong, 2000) y según los valores arriba mencionados, es notable observar que ocurrió un aporte significativo de P hacia el suelo del humedal, por lo que al realizar el recambio de agua se produjo una baja concentración de estos nutrientes. Una fracción del nitrógeno tiende a escapar a la atmósfera vía volatilización-denitrificación. El fósforo por su parte, lo hace a través de los sedimentos volviéndose disponible en el siguiente ciclo de cultivo (Páez -Osuna y Ruiz Fernández, 2005). Las bacterias nitrificadoras permanecen activas en condiciones poco húmedas, pero son inactivas en sedimentos intersticiales. La denitrificación ocurre a medida que las bacterias en el sedimento oxidan los residuos orgánicos. Mayores cantidades de residuos en combinación con bajos niveles de oxígeno en el sedimento aumentan las reacciones de denitrificación y las pérdidas de nitrógeno (Sánchez-Carrillo et al., 2009). En este experimento, es posible que las bajas concentraciones de oxígeno que se producían durante la madrugada provocaran una volatilización de amonio a través de las bacterias nitrificantes que oxidaron los residuos orgánicos en el sedimento. Corredor y Morell (1994) reportaron que el nitrógeno retenido en el sedimento sufre procesos de transformación a través de la nitrificación, por lo tanto, los manglares pueden servir como un importante amortiguador en la remoción de nutrientes resultante de la carga de nitrógeno antropogénico. Con base en los resultados, asumimos que más del 80% del nitrógeno total que entró a los estanques con manglares fueron removidos. El fósforo es un elemento esencial requerido por todas las plantas para su crecimiento, ya que es uno de los nutrientes mayoritarios en ellas, contribuye a su crecimiento, mantenimiento y producción. Por estas razones es necesaria la adición de fósforo en

el sedimento (DeBusk et al., 2004). Frecuentemente ocurre que el fósforo tiende a almacenarse en el sedimento del humedal, incluyendo interacciones y transformaciones que ocurren a través de una variedad de procesos físicos, químicos y microbiológicos que determinan las formas del P que se encuentra disponible para las plantas. A través de los procesos de inmovilización el fósforo inorgánico puede ser convertido a fósforo orgánico bajo ciertas condiciones. El P inorgánico es convertido de las formas minerales a formas biodisponibles y solubles por disolución a través de los procesos de remoción en las plantas del humedal, estas remueven nutrientes a partir de elementos químicos que toman del agua y suelo (Peterson y Teal, 1996). En el presente estudio, es notable observar que las plántulas de mangle removieron el ortofosfato, integrándolo a la estructura de sus tejidos posiblemente mediante el proceso de digestión, donde juegan un rol decisivo en su metabolismo. Sin fósforo, las plantas no logran desarrollarse adecuadamente. Cuando estas mueren, restituyen los compuestos de fósforo al sedimento del humedal, estos son liberados de nuevo y son aprovechados por las plantas para reiniciar el ciclo (Holguín et al., 2001). La volatilización de amonio es una de las rutas de egreso y se define como el material que se volatiliza y que se transfiere del estanque a la atmósfera. El nitrógeno escapa en mayor parte a través de este proceso y una fracción menor lo hace a través de los sedimentos. En el caso del fósforo, este se trasfiere a los sedimentos, sin embargo, no se conoce aun alguna ruta significativa por la que el fósforo se escape a la atmósfera vía estanque. Después de los efluentes de descarga, la volatilización de amonio es la segunda salida más importante del nitrógeno en el estanque de camarón. En el cultivo semi-intensivo representa el 27.4% de nitrógeno total, mientras en un cultivo intensivo se estima en 44% N. Esta diferencia sugiere que el sistema intensivo arroja mayor cantidad de nitrógeno a la atmósfera y hacía los sedimentos del fondo, comparado con el semi-intensivo. Confirmado lo dicho por Primavera (1998), el sistema semi-intensivo es más sostenible ecológicamente, ya que han logrado desarrollar sus cultivos reduciendo el empleo de agua y empleando métodos de tratamiento de agua que las hacen más amigables para el medio ambiente. Este fue nuestro caso, donde una de las alternativas fue utilizar un humedal artificial con dos especies de plántulas de

mangle, en donde la carga de nutrientes fue removida con eficiencia durante ambos ciclos de cultivo.

9. CONCLUSIONES

- Los niveles de nutrientes (NO_3^- , NO_2^- , NH_4^+ y PO_4^{-3}) registrados en los estanques con plántulas fueron mas bajos ($P < 0.05$) que los encontrados en el estanque control (sin plántulas).
- El Estero de Urías (estación de bombeo) aportaba la mayor cantidad de amonio a través del bombeo de agua hacía el humedal.
- El follaje y sistema radicular de *L. racemosa* tuvo mayor desarrollo respecto a *R. mangle*, esto, en respuesta a la cantidad de nutrientes removidos e incorporados a sus tejidos a través de la rizósfera.
- En el estanque sin plántulas, el fitoplancton absorbió directamente los productos metabólicos producidos, tales como el dióxido de carbono y el amonio, el cual puede ser un factor de riesgo para la salud del camarón (Alonso-Rodríguez y Páez-Osuna 2003).
- La talla y el peso de los camarones obtenidos al final del ciclo de cultivo (101 días) fue similar a los que se han reportado en las granjas comerciales de manejo semi-intensivo. El porcentaje de supervivencia fue de un 73%.
- La temperatura y la salinidad no fueron un factor limitante en la remoción de nutrientes, crecimiento de las plántulas y el desarrollo de los camarones en el humedal.

- Las bajas concentraciones de oxígeno que se presentaron durante la madrugada en ambos ciclos de cultivo, no afectaron la producción en los estanques experimentales debido a que se aplicó aereación
- Con la carga de nutrientes que salió a través del efluente se conoció el destino y la acumulación del flujo de N-P en todo el material que conformó el humedal.
- Los procesos de volatilización de amonio a la atmósfera y la absorción de fósforo en el sedimento del humedal regularon el flujo del balance de nutrientes.
- Ambas especies de manglar fueron capaces de producir un efecto significativo en la remoción de nutrientes N-P producidos en el humedal artificial.

10. REFERENCIAS

Alongi, D. M., Clough, B. F., Robertson, A. I. 2005. Nutrient-use efficiency in arid-zone forests of the mangroves *Rhizophora stylosa* and *Avicennia marina*. *Aquat. Bot.* 82: 121–131.

Alongi, D. M. 2009. *The Energetics of Mangrove Forests*. Springer, London, 216 pp.

Álvarez-León, R. 1977. Estudio hidrobiológico de los Esteros del Astillero, Urías y la Sirena, adyacente al Puerto de Mazatlán, Sinaloa. Tesis de Maestría. UNAM. UACP y CMyL. 131 pp.

Araneda, M., Pérez, E. y Gasca, E. 2008. White Shrimp *Penaeus vannamei* culture in freshwater at three densities: Conditions state base don length and weight. *Aquaculture*. 283: 13-18.

Avnimelech, Y., Mozes, N., Diab, S., Kochba, M. 1995. Rates of organic carbon and nitrogen degradation in intensive fish ponds. *Aquaculture* 134: 211–216.

Babatunde, A.O., Zhao, Y.Q., O'Neill, M., O'Sullivan, B. 2008. Constructed wetlands for environmental pollution control: a review of developments, research and practice in Ireland. *Environ. Int.* 34: 116–126.

Balbi, F., Rosas, J., Velásquez, A., Cabrera, T., Maneiro, C. 2005. Aclimatación a baja salinidad de camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) provenientes de criaderos comerciales, *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 40 (2):109-115.

Bao, S. D. 2000. *Soil Agrochemistry Analysis*. China Agriculture Press, Beijing, China.

Boyd, C. E. 1992. Shrimp pond bottom soil and sediment management. In: JW (eds.), *Proceedings of the special session on shrimp farming*. World Aquacult. Society. 166-181 pp.

Boyd, C.E., Fast, A.W. 1992. Pond Monitoring and Management. p. 497-513. *In Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Arlo W. Fast and L. James Lester (Editors). Amsterdam: Elsevier, 862 pp. (Developments in Aquaculture and Fisheries Science, Vol. 23).

Boyd, C. E. y Teichert-Coddington, D. 1995. Dry matter, ash and elemental composition of pond culture *Penaeus vannamei* and *Penaeus stylirostris*. *Journal of the World Aquaculture Society* 26: 165-173.

Breen, P. F. 1990. A mass balance method for assessing the potential of artificial wetlands for wastewater treatment. *Water Res.* 24: 689-697.

Briggs, M. R. P., Funge-Smith, S. J. 1994. A nutrient budget of some intensive marine shrimp ponds in Thailand. *Aquaculture and Fisheries Management* 25: 789-811.

Brix, H. 1994. Functions of macrophytes in constructed wetlands. *Water Sci. Technol.* 29: 71–78.

Brix, H. 1997. Do macrophytes play a role in constructed treatment wetland? *Water Sci. Technol.* 35: 11-17.

Casillas, H. R., Magallón, B.F, Portillo, C.G., Páez-Osuna, F. 2006. Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds form Sonora, Mexico using two feeding strategies: trays and mechanical dispersal, *Aquacultural Engineering* 258: 289-298.

Casillas-Hernández, R. Nolasco, S. H. García, G. T. Páez-Osuna, F. 2007. Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* culture ponds utilizing two different feeding strategies. *Aquacultural Eng.* 36: 105-114.

Castille, F.L. Samoche, T. M, Lawrence, A. L, Freiler, H. P. Jaenike, F. 1992. Variability in growth and survival of early post-larval *Litopenaeus vannamei*. Program Aquaculture. World Aquacult. Society. Orlando, FL.

Chávez-Crooker, P. y Obreque-Contreras, J. 2010. Bioremediation of aquaculture wastes. *Current Opinion in Biotechnology* 21: 313–317.

Chen, J.C. Chen, S. F. 1992. Effects of nitrite on growth and molting of *Penaeus monodon* exposed to ambient ammonia. *Aquacult.* 109: 117-185.

Chen, G. Z., Miao, S. Y., Tam, N. F. Y., Wong, Y. S., Li, S. H., Lan, C. Y. 1995. Effect of synthetic wastewater on young *Kandelia candel* plants growing under greenhouse conditions. *Hydrobiologia* 295: 263–273.

Cheng, Z. J. Behnke, K. C. Dominy, W. G. 2002. Effects of feather meal on growth and body composition of the juvenile Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *J. Appl. Aquacult.* 12: 57-70.

Chien, Y. H. 1992. Water Quality Requirements and Management for Marine Shrimp Culture. *Water Quality Management Review*. Editor Wyban J. 144-156.

Clifford, H. C. 1993. El manejo de estanques camaroneros. Camarón 94. Seminario Internacional del Cultivo de Camarón, Mazatlán Sinaloa, México. 27 pp.

Colt, J.E, Armstrong D. A. 1981. Nitrogen toxicity to crustaceans, fish and molluscs. Proceedings of the Bio-Engineering Symposium for Fish Culture. Fishculture Section of American Fish. Society. 34-47.

CONAPESCA. 2007. Anuario estadístico 2007. Comisión Nacional de Pesca y Acuicultura. <http://www.conapesca.sagarpa.gob.mx>.

Conde-Gómez, J. 1992. Análisis hidrológico y de contaminación en la Bahía Altata-Ensenada del Pabellón, Sinaloa. Tesis Profesional. UNAM. Facultad de Ciencias, 40 pp.

Contreras, E. F. Gutiérrez, F. M. 1989. Temas de Oceanografía Biológica en México. Hidrología, nutrientes y productividad primaria en lagunas costeras. En: De la Rosa VJ, González FF (eds.), UABC. 57-78.

Corredor, J. E., Morell, J. M. 1994. Nitrate depuration of secondary sewage effluents in mangrove sediments. Estuaries 17: 295–300.

Crab, R. Avnimelech, Y. Defoirdt, T. Bossier, P. Verstraete, W. 2007. Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. Aquaculture 270: 1-14.

Crawford, N. M. 1995. Nitrate: nutrient and signal for plant growth. Plant. Cell. 7: 68-859.

Daniels, H. V., Boyd, C. E. 1989. Chemical budgets for polyethylene-lined, brackishwater ponds. Journal of the World Aquaculture Society 20: 53– 60.

Davis, D. A., Samocha, T. M., Boyd, C. E. 2004. Acclimating Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, to Inland, low-salinity waters. Southern Regional Aquaculture Center; SRAC Publication No. 2601.

DeBusk, A. T. and DeBusk, F. W. 2000. Wetland for Water Treatment. *Applied Wetland Science and Technology*. Chapter 9.

DeBusk, A. T. Grace, K. A., Dierberg, F. E. Jackson, S. D. Chimney, M. J. Gu, B. 2004. An investigation of the limits of phosphorus removal in wetlands: a mesocosms study of shallow periphyton-dominated treatment systems. *Ecol. Eng.* 23: 1-14.

De la Lanza-Espino, E. G. Hernández, S. Conde, J. y García, J. L. 1991. Hidrología y difusión de nutrientes del sedimento de drenes agroindustriales periféricos en una laguna costera del Noroeste de México. IV Congreso Latinoamericano de Ciencias del Mar. Universidad Católica del Norte, Facultad de Ciencias del Mar. Coquimbo, Chile. Memorias de Resúmenes.

De la Lanza-Espino, E. G. y Rodríguez-Medina.1993. Caracterización de la laguna Huizache-Caimanero, Sinaloa, México, a través de algunas variables geoquímicas. *Ciencias Marinas*. 16 (3): 27-44.

Dierberg, F. E., DeBusk, T. A., Jackson, S. D., Chimney, M. J., Pietro, K. 2002. DBEnvironmental. *Water Resource* 26: 1409-1422.

Emerson K, Russo K. C, Lund R. E, Thurston R. V. 1975. Aqueous ammonia equilibrium calculations. Effects of pH and temperature. *J. Fish. Res.* 32: 2379-2383.

FAO. 2009. The State of World Fisheries and Aquaculture 2008. FAO Fisheries and Aquacult. Depart. Rome. 176 pp.

Fast, A. W., y Lester, L. J. 1992. Marine shrimp culture: principles and practice. *Aquaculture & Fisheries Science*, 23, 862 pp.

Food and Fertilizer Technology Center (FFTC). 2005. Purification of wastewater from shrimp pond using mangroves. *Aquaculture*.

Frías, M. G y Páez, F. 2001. Toxicidad de los Compuestos del Nitrógeno en Camarones, que se encuentra en el libro Camaronicultura y Medio Ambiente. (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 225-242.

Frias, M. G., Harfush M., Páez, F. 2001. Effects of Ammonia on Mortality and Feeding of Postlarvae Shrimp *Litopenaeus vannamei*. Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology. 65: 98-103.

Gerritse, R. G. 1993. Prediction of travel times of phosphate in soils at a disposal cite for wastewaters. Water Res. 27: 263-267.

Gessner, M. O. 2001. Mass loss, fungal colonisation and nutrient dynamics of *Phragmites australis* leaves during senescence and early aerial decay. Aquat. Bot. 69: 325-339.

Gorostegui, I. M. Merino, E. N. Figueras, E. G. 2004. Cultivo hidropónico de mangle para recirculación y reutilización de aguas residuales en granjas de camarón. Industrias Pecis, S. A. de C. V. Panorama Acuíc. 16-18.

Granéli, W, Weisner, S. E. B, Sytsma, M. D. 1992. Rhizome dymanics and resource storage in *Phragmites australis*. Wetland Ecol. Manage. 1: 239-247.

Gray, J. S. Wu, R. S. S. Or, Y. Y. 2002. Effects of hypoxia and organic enrichment on the coastal environment. Mar Ecol Prog Ser 238: 249-279.

Greenway, M., Woolley, A. 1999. Constructed wetlands in Queensland: performance efficiency and nutrient bioaccumulation. Ecol. Eng. 12 (1-2): 39-55.

Gross, A., Abutbul, S. y Zilberg, D. 2004. Acute and Chronic Effects of Nitrite on White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, Culture in Low-Salinity Brackish Water. Journal of the World Aquaculture Society. Vol. 35 No. 3

Hargreaves, J. A. 1998. Nitrogen biogeochemistry of aquaculture ponds (a review). *Aquaculture* 166: 181-212.

Holguín, G., Vázquez, P., Bashan, Y. 2001. The role of sediment microorganisms in the productivity, conservation, and rehabilitation of mangrove ecosystems: an overview. *Biol. Fert. Soils* 33: 265–278.

Hopkins, J. S., Hamilton, R. D., Sandinifer, P. A., Stokes, A. D., Browdy, C. L. 1993. Effect of water exchange rate on the production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets in intensive shrimp ponds. *Journal of the World Aquaculture Society* 24: 304-320.

International Water Association. 2000. *Constructed Wetlands for Pollution Control. Processes, Performance, Design and Operation*. IWA Publishing, London.

Jackson, C., Preston, N., Thompson, P. J. Burford, M. 2003. Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. *Aquaculture* 218: 397-411.

Kadlec, R. H and Newman, S. 1992. *Phosphorus Removal in Wetland Treatment Areas: Principles and Data*, Report No. DRE 321 to the South Florida. Water Manage. District West Palm Beach, Florida.

Kadlec, R. H. 1990. Overland flow in wetlands: vegetation resistance. *J. Hydraulic. Eng.* 116: 691.

Kadlec, R. H, Knight, R. L. 1996. *Treatment Wetlands*. CRC Press. Boca Raton. Florida. FL: Lewis Publishers.

Kaseva, M. E. 2004. Performance of sub-surface flow constructed wetland in polishing pre-treated wastewater- a tropical case study. *Water Research* 38: 681-687.

Kovacs, J. M. 2000. Perceptions of environmental changes in a tropical coastal wetland. *Land Degradation & Development*. 11 : 209-220.

Lane, R. R., Mashriqui, H. S., Kemp, G. P., Day, J. W., Day, J. N., Hamilton, A. 2003. Potential nitrate removal from a river diversion into a Mississippi delta forested wetland. *Ecological Engineering* 20: 237-249.

- Le Moullac, G. Soyez, C. Saulnier, D. Asquer, D. Avarre, J. C. Levy, P. 1998. Effect of hypoxic stress on the immune response and the resistance to vibriosis of the shrimp *Penaeus stylirostris*. Fish Shellfish Immun. 8: 621–629.
- 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.
- Lin, Y. F. Jing, S. R. Lee, D. Y. Wang, T. W. 2002. Nutrient removal from aquaculture wastewater using a constructed wetland systems. Aquacult. 209: 169-184.
- Lin, Y. F., Jing, S. R., Wang, T. W., Lee, D. Y. 2002. Effects of macrophytes and external carbon sources on nitrate removal from groundwater in constructed wetlands. Environ. Pollut. 119: 413–420.
- Lin, Y. F., Jing, S. R., Lee, D. Y. 2003. The potential use of constructed wetlands in recirculating aquaculture systems for shrimp culture. Environ. Pollut. 123: 107-113.
- Lin, Y. F. Jing, S. R., Lee, D. Y., Chang, Y. F., Chen, Y. M., Shih, C. K. 2005. Performance of a constructed wetland treating intensive shrimp aquaculture wastewater under high hydraulic loading rate. Environ. Pollut. 134: 411–421.
- Masser, M. P., Rakocy, J., Losordo, T. M. 1999. Recirculating aquaculture tank production systems: management of recirculating systems, Southern Regional Aquaculture Center, no 452. 1-11.
- Millero, F. 1996. Chemical oceanographic, CRC, Press, Boca Raton, Florida.
- Miranda, A. Voltolina, D. Branbilla-Gámez, M. A. Frías-Espericueta, M. y Simental, J. 2007. Effluent characteristic and nutrient loading of a semi-intensive shrimp farm in NW México. Life and Environment 2007, 57 (1/2): 21-27
- Moroyoqui-Rojo, L., Flores-Verdugo, F. J., Escobedo-Urías, D. C. 2005. Análisis de la eficiencia en la remoción de nutrientes es un sistema experimental silvopescuero (Manglar-Ictiofauna) con recirculación de agua. Tesis Maestría. CIDIR. IPN. 116 pp.

Murphy, J., Riley, J. P., 1962. A modified single solution method for the determination of phosphate in natural waters. *Anal. Chim. Acta* 27: 31-36.

Naidoo, G. 1987. Effects of salinity and nitrogen on growth and relations in the mangrove, *Avicennia marina* (Forsk.). *Vierh. New Phytol.* 107: 317–325.

Naidoo, G. 2009. Differential effects of nitrogen and phosphorus enrichment on growth of dwarf *Avicennia marina* mangroves. *Aquatic Botany*.

Ottova, V., Balcarova, J., Vymazal, J., 1997. Microbial characteristics of constructed wetlands. *Water Science and Technology* 35 (5): 117-123.

Páez-Osuna, F., Montaña-Ley, Y., Bojórquez-Leyva, H. 1990. Intercambio de agua, fósforo y material suspendido entre el Sistema Lagunar del Puerto de Mazatlán y las aguas costeras adyacentes. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental* 6: 19-32.

Páez-Osuna, F., Hendrickx-Reners, M. E, Cortes-Altamirano, R. 1994. Efecto de la calidad del agua y composición biológica sobre la producción en granjas camaronícolas. Informe final. Proyecto CONACYT 0625-N9110. 445 pp.

Páez-Osuna, F., Guerrero-Galván, S. R., Ruiz-Fernández, A. C., Espinoza-Angulo, R. 1997. Fluxes and mass balances of nutrients in a semi-intensive shrimp farm in north-western Mexico. *Mar. Pollut. Bull.* 290-297.

Páez-Osuna, F., Guerrero-Galván, S. R. y Ruíz-Fernández, A. C. 1999. Discharge of nutrient from shrimp farming to coastal waters of the Gulf of California. *Marine Pollution Bulletin.* 38 (7): 585-592.

Páez-Osuna, F. 2001. Flujos y Balance de Masas de Nutrientes en Estanques camaronícolas, en el libro *Camaronicultura y Medio Ambiente*, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 177-189.

Páez-Osuna, F. 2001a. The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environmental Management* 28: 131-140.

Páez-Osuna, F. 2001b. Camaronicultura y Medio Ambiente, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448 pp.

Páez-Osuna, F. y Ruíz-Fernández, A. C. 2001. La Calidad del Agua en la Camaronicultura: Conceptos, Manejo y Normatividad en el libro Camaronicultura y Medio Ambiente, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448 pp.

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

Page, A. L., 1982. *Methods of Soil Analysis*, second edition. ASA. Press, New York.

Paliyavuth, C., Clough, B., Patanaponpaiboon, P. 2004. Salt uptake and shoot water relations in mangroves. *Aquat. Bot.* 78: 349–360.

Pant, H. K. Reddy, K. R. Lemon, E. 2001. Phosphorus retention capacity of root bed media of subsurface flow constructed wetlands. *Ecol. Eng.* 17: 345-355.

Pardo, S., Suárez, H., Soriano, E. 2006. Tratamiento de efluentes. Una vía para la acuicultura responsable. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina, Veterinaria y Zootecnia. Departamento de Ciencias Acuícolas. *Rev. MVZ. Cordoba* 11 Sup. (1): 20-21.

Parida, A. K., Das, A. B. and Das, P., 2002. NaCl stress causes changes in photosynthetic pigments, proteins and other metabolic components in the leaves of a true mangrove, *Bruguiera parviflora*, in hydroponic culture. *J. plant. Biol.*; 45: 28-36.

Peterson, S. B., Teal, J. M. 1996. The role of plants in ecologically engineered wastewater treatment systems. *Ecol. Eng.* 6: 137–148.

Picard, P. C. Fraser, H. L. Steer D. 2004. The interacting effects of temperature and plant community type on nutrient removal in wetland microcosms. *Bioresource Technol.* xxx: xxx-xxx.

Poot-Delgado, C. A. 2006. Estructura de la comunidad fitoplanctónica con énfasis en las especies tóxicas y/o nocivas de la Laguna de Macapule, Sinaloa.

- Primavera, J. H. 1998. Tropical shrimp farming and its sustainability. In: De Silva, S. (Ed.), Tropical Mariculture. Academic Press, London. 257–289.
- Primavera, J. H. 2006. Overcoming the impacts of aquaculture on the coastal zone. *Ocean & Coast. Manage.* 49: 531-545.
- Rosales-Hoz, M. T. L. 1979. Manual de Laboratorio de Oceanografía Química. México, D. F: U.N.A.M. Centro de Ciencias del Mar y Limnología, 203 pp.
- Ruiz-Velazco, J. M. J. Hernández-Llamas, A. Gómez-Muñoz, V. M. Magallon, F. J. 2010. Dynamics of intensive production of shrimp *Litopenaeus vannamei* affected by white spot disease. *Aquacult.* 300: 113-119.
- Russo, R. C., Thurston, R. V., Emerson, K. 1981. Acute toxicity of nitrate to rainbow trout (*Salmo gairdneri*): effects of Ph, nitrite species, and anion species. *Can. J. Fish. Aquacult. Sci.* 38: 387-393.
- Saldias, C., Sonnenholzner, S., y Massaut, L. 2002. Balance de Nitrógeno y Fósforo en Estanques de Producción de Camarón en Ecuador. *El mundo acuícola*. Vol. 8, no. 1. Distribuciones del CENAIM durante el VI Congreso Ecuatoriano de Acuicultura.
- Sánchez-Carrillo, S., Sánchez-Andrés, R., Alatorre, L. C., Angeler, D. G., Álvarez-Cobelas, M., Arreola-Lizárraga, J. A., 2009. Nutrient fluxes in a semi-arid microtidal mangrove wetland in the Gulf of California. *Estuar. Coast. Shelf Sci.* 82: 654–662.
- Saoud, I. P., Davis, D. A., Rouse, D. B. 2003. Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture* 217, 373-383.
- Schulz, C., Gelbrecht, J., Rennert, B. 2003. Treatment of rainbow trout farm effluents in constructed wetland with emergent plants and subsurface horizontal water flow. *Aquaculture* 217: 201-221.
- Seiffert, Q. W. Foes, G. K. 2002. Manejo alimentar a través de bandejas de alimentacao. Programa Estadual de Cultivo de Camarao marinho. EPAGRI-UFSC. 4 pp. (in Portuguese).

Sindilariu, P. D. Schulz, C. Reiter, R. 2007. Treatment of flow-through trout aquaculture effluents in a constructed wetland. *Aquaculture* 270: 92-104.

Skriver, K. y Mundy, J., 1990. Gene expression in response to abscisic acid and osmotic stress. *Plant. Cell*; 2: 12-502.

Solomonson, L. P. Barber, M. J. 1990. Assimilatory nitrate reductase: functional properties and regulation. *Annu. Rev. Plant. Physiol. Plant. Biol.* 41: 53-225.

Solórzano, L. 1969. Determination of the ammonia in natural waters by phenol-hypochlorite method. *Limnology and Ocean.* 798-801.

Sowers, A. D., Young, S. P., Isely, J. J., Browdy, C. L., Tomasso, Jr. J. R. 2004. Nitrite Toxicity to *Litopenaeus vannamei* in Water Containing Low Concentrations of Sea Salt or Mixed Salts. *Journal of the World Aquaculture Society*, Vol. 35, No. 4, 445-451.

Spotte, S. 1979. *Seawater Aquariums: The Captive Environment*. John Wiley and Sons. New York.

Strickland, J. D, Parson, T. R. 1972. *A practical handbook of seawater analysis*. Fish. Res. Board Can. Bull. 167 pp.

Stumm, W., Morgan, J. J. 1981. *Aquatic Chemistry. An Introduction emphasizing chemical equilibrium in natural waters*.

Summerfelt, S. T. Adler, P. R. Glenn, D. M. Krestchmann, R. N. 1999. Aquaculture sludge removal and stabilization within created wetlands. *Aquacultural Engineering* 19 (2): 81–92.

Tam, N. F. Y., Wong, Y. S. 1996. Retention of wastewater-borne nitrogen and phosphorus in mangrove soils. *Environmental Technology* 17: 851–859.

Tam, N. F.Y., Wong, Y. S. 2000. *Field guide to Hong Kong Mangroves*. City University of Hong Kong Press, Kowloon, Hong Kong, 6–13.

Tam, N. F. Y. 2004. Conservation of Hong Kong Natural Coastlines through Mangrove Replanting. Final Report for Environment and Conservation Fund and Woo Wheelock Green Fund, Hong Kong.

Tam, N.F.Y., Wong, A.H.Y., Wong, M.H., Wong, Y.S. 2009. Mass balance of nitrogen in constructed mangrove wetlands receiving ammonium-rich wastewater: Effects of tidal regime and carbon supply. *Ecological engineering* 35: 453–462.

Tanner, C. C., Nguyen, M. I., Sukias, J. P. S. 2005. Nutrient removal by constructed wetland treating subsurface drainage from grazed dairy pasture. *Ecosystems and Environmental* 105: 145-162.

Teichert-Coddington, D. R. Martinez, D. y Ramírez, E. 2000. Partial nutrients budgets for semi-intensive shrimp farms in Honduras. *Aquaculture*. Col. 190: 139-154.

Tilley, D. R., Badrinayaranan, H., Rosati, R., Son, J. 2002. Constructed wetlands as recirculating filters in large-scale shrimp aquaculture. *Aquacultural Engineering* 26: 81–109

USEPA. 2000. Ambient aquatic life water quality criteria for dissolved oxygen (saltwater): Cape Cod to Cape Hatteras. EPA-855-R-00-012. US Environmental Protection Agency, Officer of Water, Washington, D. C.

Valderrama, J. C. 1981. The simultaneous analysis of total nitrogen and total phosphorus in natural waters. *Mar. Chem.* 10: 109–122.

Van Rijn, J. 1996. The potential for integrated biological treatment system in recirculating fish culture, a review. *Aquacult.* 139: 181–201.

Van Wyk, P.M. 1999. Economics of shrimp culture in recirculating aquaculture systems, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA, 179-208.

Vymazal, J. 2007. Removal of nutrients in various types of constructed wetlands. *Science of the Total Environment* 380: 65–78.

Vymazal, J. 2009. The use constructed wetlands with horizontal sub-surface flow for various types of wastewater ecological engineering 35: 1–17.

Wang, M. Zhang, J. Tu, Z. Gao, X. Wang, W. 2010. Maintenance of estuarine water quality by mangroves occurs during flood periods: A case study of a subtropical mangrove wetland. *Marine Pollution Bulletin* 60: 2154- 2160.

Wang, Y. y He, Z. 2009. Effect of probiotics on alkaline phosphatase activity and nutrient level in sediment of shrimp, *Penaeus vannamei*, ponds. *Aquaculture* 287: 94–97

Werker, A. G. Dougherty, J. M. McHenry, J. L. Van Loon, W. A. 2002. Treatment variability for wetland wastewater treatment design in cold climates. *Ecol. Eng.* 19: 1-11.

Willen, F. B. 2003. Biomass dynamics of seagrasses and the role of mangrove and seagrass vegetation and different nutrient sources for an intertidal ecosystems. *Aquat. Bot.* 66: 225-239.

Wu, Y. Chung, A. Tam, N. F. Y. Pi, N. Wong, M. H. 2008. Constructed mangrove wetland as secondary treatment system for municipal wastewater. *Ecol. Eng.* 34: 137–146.

Wood, A. 1995. Constructed wetlands in water pollution control: fundamentals to their understanding. *Water Science and Technology* 32 (3): 21–29.

Yang, L. Chang, H.T. Huang M. N. 2001. Nutrient removal in gravel-and soil-based wetland microcosms with and without vegetation. *Ecol. Eng.* 18: 91-105.

Ye, Y. Tam, N. F.Y. Wong, Y. S. 2001. Livestock wastewater treatment by a mangroves pot-cultivation system and the effect of salinity on the nutrient removal efficient. *Mar. Bull.* 42: 513-531.

Zhang, J. E. Liu, J. L. Ouyang, Y. Liao, B. W. Zhao, B. W. 2010. Removal of nutrients and heavy metals from wastewater with mangrove *Sonneratia apetala* Buch-Ham. Ecological Engineering 36: 807–812.