



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS  
DEL NOROESTE, S.C.

---

---

Programa de Estudios de Posgrado

**CARACTERIZACIÓN DE LA CALIDAD DE AGUA  
EN UN SISTEMA INTENSIVO DE CULTIVO DE  
CAMARÓN BLANCO *Litopenaeus vannamei*, EN  
CONDICIONES DE ALTA SALINIDAD CON  
RECAMBIO DE AGUA LIMITADO**

**TESIS**

Que para obtener el grado de

**Maestro en Ciencias**

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales  
(Orientación en Acuicultura)

P r e s e n t a

**José Andrés Hernández Gurrola**

La Paz, Baja California Sur, Marzo de 2016

## ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 13:00 horas del día 15 del Mes de febrero del 2016, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

**Caracterización de la calidad de agua en un sistema intensivo de cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, en condiciones de alta salinidad con recambio de agua limitado.**

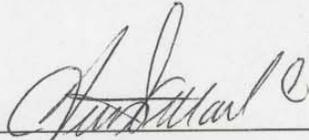
Presentada por el alumno:

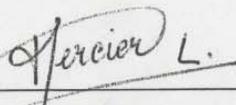
**JOSÉ ANDRÉS HERNÁNDEZ GURROLA**

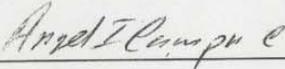
Aspirante al Grado de MAESTRO EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACIÓN DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACIÓN EN **ACUICULTURA**

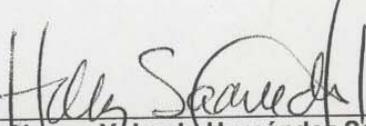
Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACIÓN DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

  
DR. HUMBERTO VILLARREAL COLMENARES  
Director de Tesis

  
LAURENCE S. MERCIER  
Co-Tutor

  
ÁNGEL I. CAMPA CÓRDOVA  
Co-Tutor

  
Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra,  
Directora de Estudios de Posgrado y  
Formación de Recursos Humanos

## **COMITÉ TUTORIAL**

DIRECTOR DE TESIS: DR. HUMBERTO VILLARREAL COLMENARES

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

DRA. LAURENCE STÉPHANIE MERCIER

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

DR. ÁNGEL ISIDRO CAMPA CÓRDOVA

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

## **COMITÉ REVISOR DE TESIS**

DR. HUMBERTO VILLARREAL COLMENARES

DRA. LAURENCE STÉPHANIE MERCIER

DR. ÁNGEL ISIDRO CAMPA CÓRDOVA

## **JURADO DE EXAMEN**

DR. HUMBERTO VILLARREAL COLMENARES

DRA. LAURENCE STÉPHANIE MERCIER

DR. ÁNGEL ISIDRO CAMPA CÓRDOVA

## **SUPLENTE**

DR. FELIPE DE JESÚS ASCENCIO VALLE

## RESUMEN

La camaricultura en el Noroeste de México se practica en grandes extensiones principalmente en sistemas semi-intensivos con altas tasas de recambio de agua, haciéndola susceptible a la contaminación urbana, agrícola e industrial, así como a posibles patógenos que se encuentren en el ambiente lo cual puede llegar a ocasionar problemas de mortalidad en los cultivos. Debido a esto, cada vez se ha dado un mayor énfasis en el desarrollo de sistemas intensivos con nulo o limitado recambio de agua. Por otro lado, debido a que el oxígeno disuelto es uno de los parámetros de calidad de agua más importantes que van a limitar el crecimiento y supervivencia de los organismos en la acuicultura, la transferencia de oxígeno de la atmosfera hacia el agua, por medio del uso de aireadores mecánicos, es un aspecto clave a evaluar para el diseño de sistemas de producción altamente eficientes. Se llevó a cabo un estudio en La Paz, Baja California Sur, para evaluar el efecto de la aireación mecánica en el crecimiento, sobrevivencia, rendimiento, calidad de agua y concentración de microorganismos de importancia comercial, en un cultivo intensivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en condiciones de alta salinidad y recambio de agua limitado. El diseño experimental consistió en seis estanques de 1,000 m<sup>2</sup> (50 m x 20 m x 1.35 m) recubiertos con geo-membrana HDPE en tratamientos por replicado. El primer tratamiento (A) consistió en estanques con dos aireadores tipo aspirador *Aire-O2*<sup>®</sup> 2HP; el segundo tratamiento (P) consistió en estanques con dos aireadores de paletas *Pioneer*<sup>®</sup> 2HP; y el tercer tratamiento (C) consistió en estanques con un aireador aspirador *Aire-O2*<sup>®</sup> 2HP y un aireador de paletas *Pioneer*<sup>®</sup> 2HP. Se encontraron diferencias significativas en temperatura, oxígeno disuelto, pH, salinidad y concentración de clorofila-a. El desempeño productivo del sistema fue muy consistente para todos los tratamientos. Aunque no se encontraron diferencias significativas en cuanto al peso final de los organismos, se reportó una talla de cosecha mayor en los estanques con aireador tipo aspirador (A), alcanzando un peso promedio final de 13.87±0.75 g, mientras que una sobrevivencia significativamente mayor se encontró en los estanques con aireador de paletas (P), equivalente a 86.5±2.1%. La biomasa total por tratamiento no fue significativamente diferente entre tratamientos. Se concluye que el manejo utilizado en el sistema intensivo evaluado en el presente estudio permite resultados homogéneos a pesar del uso de diferentes sistemas de aireación. Por otro lado, demostró ser más eficiente en cuanto a rendimiento (13,433±23.3 kg/ha) comparado con la mayoría de los sistemas de cultivo comercial utilizados en la actualidad. Además, el sistema reduce el posible impacto sobre el medio ambiente dada la tasa de recambio de agua limitada que se empleó (1.6% por día).

**PALABRAS CLAVE:** Cultivo de camarón, *Litopenaeus vannamei*, Recambio de agua limitado, Calidad de agua.

## ABSTRACT

Shrimp farming in northwestern México is practiced in large areas mainly in semi-intensive systems with high water exchange rates, making it susceptible to urban, agricultural and industrial pollution and to potential pathogens that lives in the environment; this could increases mortality rates in crops. Because of this, there has been a greater emphasis on the development of intensive systems with limited or no water exchange. Moreover, because dissolves oxygen is the most important water quality parameter that will be limiting the growth and survival of organisms in aquaculture, the transfer of oxygen from the atmosphere into the water through the use of mechanical aerators is one of the key aspects to be evaluated for the design of highly efficient production systems. A study in La Paz, Baja California Sur was carried out to evaluate the effect of mechanical aeration on growth, survival, performance, water quality and microorganisms in an intensive culture of white shrimp *Litopenaeus vannamei* in highly salinity conditions and low water exchange. For the experimental design, six 1,000 m<sup>2</sup> (50 m x 20 m x 1.35 m) ponds coated with HDPE geomembrane in replicates were used. The first treatment consisted in ponds with two AireO2<sup>®</sup> 2HP blower aerators; the second treatment consisted in two ponds with two Pioneer<sup>®</sup> 2HP paddlewheel aerators; and the third treatment consisted in ponds each with one AireO2<sup>®</sup> 2HP blower and one Pioneer<sup>®</sup> 2HP paddlewheel aerator. There was significant differences in temperature, dissolved oxygen, pH, salinity and chlorophyll-a. The productive performance of the system was very consistent in all treatments. Although no significant differences were found as the final weight of shrimp, a larger size was reported in ponds with blower aerators (A), reaching an average final weight of 13.87±0.75 g, while a significantly higher survival was reported in ponds with paddlewheel aerators (P), and equivalent to 86.5±2.1%. Yield was not significantly different between treatments. In conclusion, the intensive system evaluated in this study, prove to be quite consistent despite the use of determined aeration system. On the other hand, proved to be more efficient in terms of production (13,433±23.3 kg/ha) compared with most shrimp commercial culture systems currently used. In addition, the system reduces the potential impact on the environment given the low water exchange rate that was used (1.6% per day).

**KEY WORDS:** Shrimp culture, *Litopenaeus vannamei*, Low water exchange, Water quality.

## ***AGRADECIMIENTOS***

*AL CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE MÉXICO POR LA BECA OTORGADA (300451), CON LA CUAL PUDE LLEVAR A CABO MIS ESTUDIOS DE MAESTRÍA.*

*AL CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS DEL NOROESTE, S.C., AL PROGRAMA DE POSGRADO, PERSONAL E INVESTIGADORES.*

*AL DR. HUMBERTO VILLARREAL COLMENARES POR ASESORAR LA PRESENTE INVESTIGACIÓN, POR SU APOYO Y ORIENTACIÓN PERSONAL Y PROFESIONAL.*

*A LOS DRES. LAURENCE STÉPHANIE MERCIER Y ÁNGEL ISIDRO CAMPA CÓRDOVA, MIEMBROS DEL COMITÉ TUTORIAL, POR SU REVISIÓN DE TESIS, POR SU DEDICACIÓN Y POR SU AYUDA.*

*AL DR. JOSÉ NARANJO PÁRAMO, LA ING MAYRA VARGAS MENDIETA, EL M.C. LUIS DANIEL MORENO FIGUEROA Y AL p. BIOL. MAR. JESÚS ANTONIO AGUILAR VILLAVICENCIO POR BRINDAR APOYO TECNICO Y FORMAR PARTE DE ESTE PROYECTO.*

*A LA EMPRESA AERATION INDUSTRIES INTERNATIONAL, INC. Y AL SR. MARCOS KROUPA POR SU COLABORACIÓN.*

## *DEDICATORIA*

*Esta tesis va dedicada a las personas que de una u otra forma me apoyaron para concluir esta etapa de mi formación profesional, a las cuales siempre les estaré infinitamente agradecido.*

*A mis padres.*

*A mi madre Rosa María Gurrola por ser mi apoyo emocional y por haberme brindado tanto amor y cariño. Y a mi padre José Enrique Hernández por ser mi ejemplo de superación personal y enseñarme a alcanzar mis metas siempre por el camino de la honestidad y el esfuerzo.*

*A mis hermanos.*

*Berenice y Adán, porque siempre estuvieron ahí para brindarme todo su apoyo incondicional, con todo mi cariño esta tesis se la dedico a ustedes.*

*A mis maestros.*

*Que con sus lecciones y experiencias me formaron como una persona capaz y preparada para afrontar los retos que me pondrá la vida.*

## ÍNDICE GENERAL

Índice general.....	i
Lista de figuras.....	iii
Lista de tablas.....	vi
Lista de abreviaturas.....	vii
<b>1. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>1</b>
<b>2. ANTECEDENTES.....</b>	<b>4</b>
2.1 Sistemas de producción.....	4
2.1.1 Sistemas extensivos.....	4
2.1.2 Sistemas semi-intensivos.....	5
2.1.3 Sistemas intensivos.....	5
2.1.4 Sistemas súper-intensivos.....	6
2.1.5 Sistema intensivo mixto.....	7
2.2. Recambio de agua.....	8
2.3 Calidad de agua.....	10
2.3.1 Temperatura.....	10
2.3.2 Oxígeno disuelto.....	11
2.3.3 pH, acidez y alcalinidad.....	12
2.3.4 Salinidad.....	13
2.3.5 Nitrógeno.....	14
2.3.6 Fosforo.....	16
2.3.7 Partículas suspendidas y sedimentables.....	17
2.4 Fitoplancton.....	18
2.5 Bacterias.....	20
<b>3. JUSTIFICACIÓN.....</b>	<b>24</b>
<b>4. HIPÓTESIS.....</b>	<b>24</b>
<b>5. OBJETIVOS.....</b>	<b>26</b>
5.1 Objetivo general.....	26
5.2 Objetivos específicos.....	26
<b>6. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>27</b>
6.1 Sitio de estudio.....	27
6.2 Manejo del sistema de cultivo.....	27
6.3 Muestreo y métodos analíticos.....	31
6.4 Evaluación del desempeño productivo.....	37
6.5 Análisis estadístico.....	38
<b>7. RESULTADOS.....</b>	<b>39</b>
<b>8. DISCUSIÓN.....</b>	<b>48</b>
8.1 Desempeño productivo.....	48
8.2 Salinidad.....	49
8.3 Temperatura.....	50
8.4 Oxígeno disuelto.....	51

8.5 pH.....	57
8.6 Amonio (NH <sub>4</sub> ) .....	59
8.7 Amonio no ionizado (NH <sub>3</sub> ) .....	61
8.8 Nitritos (NO <sub>2</sub> ) y nitratos (NO <sub>3</sub> ) .....	62
8.9 Fosfatos (PO <sub>4</sub> ) .....	64
8.10 Alcalinidad (CaCO <sub>3</sub> ) .....	65
8.11 Partículas suspendidas y sedimentables.....	66
8.12 Clorofila-a.....	69
8.13 Bacterias.....	71
8.13.1 <i>Vibrio</i> spp. ....	76
<b>9. CONCLUSIONES.....</b>	<b>79</b>
<b>10. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>80</b>
<b>11. LITERATURA CITADA.....</b>	<b>81</b>

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Sistema extensivo de cultivo de camarón .....	4
<b>Figura 2.</b> Sistema semi-intensivo de cultivo de camarón.....	5
<b>Figura 3.</b> Sistema intensivo de cultivo de camarón.....	6
<b>Figura 4.</b> Sistema súper-intensivo de cultivo de camarón.....	7
<b>Figura 5.</b> Sistema foto-heterotrófico de cultivo de camarón.....	8
<b>Figura 6.</b> Arreglo de los aireadores en cada tratamiento del experimento: tratamiento A (1), tratamiento P (2) y tratamiento C (3).....	27
<b>Figura 7.</b> Postlarva PL <sub>14</sub> de <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	28
<b>Figura 8.</b> Sonda multiparámetros YSI Professional Plus® .....	30
<b>Figura 9.</b> Disco secchi para la medición de la turbidez del agua.....	30
<b>Figura 10.</b> Conos Imhoff para la determinación de sólidos sedimentables.....	31
<b>Figura 11.</b> Fotómetro YSI 9500 para análisis de nutrientes en el agua.....	34
<b>Figura 12.</b> Sonda DS5X para cuantificación de clorofila-a.....	34
<b>Figura 13.</b> Balanza portátil Scout® Pro modelo SP602, OHAUS 600 g.....	36
<b>Figura 14.</b> Promedio $\pm$ DS del crecimiento del camarón respecto al tiempo en los estanques con aireador aspirador (A) estanques con aireador de paletas (P) y los estanques con la combinación aspirador-paletas (C).....	38
<b>Figura 15.</b> Variación de la salinidad respecto al tiempo en los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y la combinación aspirador-paletas (C).....	43
<b>Figura 16.</b> Variación de la temperatura, oxígeno disuelto y pH respecto al tiempo para los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y la combinación aspirador-paletas (C) a las 08:00 h (1) y las 18:00 (2) h.....	44
<b>Figura 17.</b> Variación del amonio, amonio no ionizado, nitritos, nitratos, fosfato, alcalinidad y silicio respecto al tiempo en los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y la combinación aspirador-paletas (C).....	45

- Figura 18.** Variación en la transparencia, SST, SS, DBO<sub>5</sub>, clorofila-a, concentración de bacterias heterótrofas totales, *Lactobacillus* spp. y *Vibrio* spp., respecto al tiempo para los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y la combinación aspirador-paletas (C).....46
- Figura 19.** Variación de la temperatura ambiental (AccuWeather, 2015) y en estanques con aireación de paletas respecto al tiempo, a las 08:00 h (A) y 18:00 h (B) durante 105 días del cultivo.....50
- Figura 20.** Tasa promedio de consumo de oxígeno por el fitoplancton para estanques con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P), y combinación aspirador-paletas (C) durante el ciclo de cultivo.....53
- Figura 21.** Demanda biológica de oxígeno por microorganismos presentes en el agua para los estanques con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P), y la combinación aspirador-paletas (C) durante el ciclo de cultivo.....54
- Figura 22.** Tasa promedio de consumo de oxígeno por el camarón *L. vannamei*, en base al peso húmedo, para estanques con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P), y combinación aspirador-paletas (C).....56
- Figura 23.** Valores promedio de clorofila y el pH respecto al tiempo en los estanques experimentales durante los primeros 30 días.....57
- Figura 24.** Promedio de la variación del oxígeno disuelto y pH respecto al tiempo en los estanques experimentales durante los primeros 45 días del experimento.....58
- Figura 25.** Relación entre la concentración promedio de nitratos y el pH respecto al tiempo en los estanques experimentales durante el ciclo de cultivo.....58
- Figura 26.** Correlación entre la concentración de sólidos suspendidos con el suministro de alimento (A) *Spearman* R= 0.85, p= 0.0000, y los niveles de amonio (B) *Spearman* R= 0.74, p=0.0016.....60
- Figura 27.** Correlación entre los niveles de nitritos y alcalinidad (A) *Spearman* R= 0.80, p= 0.0003; y nitritos-amonio (B) *Spearman* R= 0.83, p= 0.0001 durante el ciclo de cultivo intensivo de camarón.....63
- Figura 28.** Fluctuación promedio de la alcalinidad y la salinidad durante los primeros 65 días experimentales. Correlación de *Spearman* R= 0.87, p= 0.0012.....65
- Figura 29.** Concentración de bacterias heterótrofas totales respecto al tiempo durante el ciclo de cultivo en el estanque P2.....73

**Figura 30.** Variación de la concentración de bacterias heterótrofas totales y clorofila-a respecto al tiempo. Coeficiente de correlación de *Spearman*= 0.81,  $p=0.0002$ .....74

**Figura 31.** Variación de la concentración de bacterias heterótrofas totales (A), *Lactobacillus* spp. (B) y oxígeno disuelto (C) respecto al tiempo. Las flechas negras indican los cambios de concentración más drásticos, relacionados con la caída de oxígeno disuelto. La flecha azul representa el arranque del segundo equipo de aireación.....75

**Figura 32.** Variación de la concentración de bacterias del genero *Vibrio* y la alcalinidad respecto al tiempo. Coeficiente de correlación de *Spearman*= 0.87,  $p=0.0001$ .....77

## LISTA DE TABLAS

<b>Tabla I.</b> Influencia del pH en el camarón (Boyd, 2001).....	13
<b>Tabla II.</b> Tabla de la ración alimentaria en base al peso húmedo del camarón.....	29
<b>Tabla III.</b> Relación entre la visibilidad del disco secchi y la condición de turbidez.....	31
<b>Tabla IV.</b> Rendimiento, peso final, crecimiento, factor de conversión aparente (FCA) y sobrevivencia de <i>L. vannamei</i> (Peso inicial = $0.23 \pm 0.002$ g) cultivado por 105 días con diferentes combinaciones de equipos de aireación de 2 HP. Valores ( $\pm$ desviación estándar) promediados de dos réplicas por tratamiento.....	39
<b>Tabla V.</b> Parámetros de calidad de agua ( $\pm$ DS) de los estanques de camarón para cada tratamiento.....	40
<b>Tabla VI.</b> Analisis del coeficiente de correlacion de rangos de Spearman entre los valores promedio de clorofila-a y 14 variables monitoreadas. Los valores en rojo son estadisticamente significativos.....	69
<b>Tabla VII.</b> Analisis del coeficiente de correlacion de rangos de Spearman entre los valores promedio del recuento de bacterias heterotrofas totales y 15 variables de calidad de agua monitoreadas. Los valores en rojo son estadisticamente significativos.....	72
<b>Tabla VIII.</b> Analisis del coeficiente de correlacion de rangos de Spearman entre los valores promedio del recuento de <i>Vibrio</i> spp. y 15 variables de calidad de agua monitoreadas. Los valores en rojo fueron estadisticamente significativos.....	77

## I. INTRODUCCIÓN.

En 2012, la acuicultura estableció un máximo histórico de producción con 66,6 millones de toneladas y en la actualidad proporciona casi la mitad del pescado destinado a la alimentación humana. Se tiene previsto que esta proporción aumente un 62% para el 2030, debido a la estabilización del rendimiento de la pesca y al aumento considerable de una nueva clase media mundial (FAO, 2014).

Durante el año 2012, la mayor parte de la producción global por acuicultura se basó principalmente en el cultivo de peces de escama (66,3%), seguido de la producción de moluscos (22,8%), crustáceos (9,7%) y otras especies (1,3%). Sin embargo, respecto al valor comercial, los crustáceos representan un mayor porcentaje por valor en comparación con los moluscos (22,4% y 11,5% respectivamente) (FAO, 2014).

Respecto a los peneidos, el camarón blanco *Litopenaeus vannamei* es la especie preferida para el consumo en los Estados Unidos, el mayor mercado de camarón del mundo. Los consumidores parecen preferir el sabor de *L. vannamei* sobre el de *Penaeus monodon*. Existe también una fuerte demanda de esta especie en los mercados de Europa, China, Taiwán y Tailandia (Briggs *et al.*, 2005). Por lo que la producción de este crustáceo ha venido adquiriendo cada vez mayor relevancia en los países que se encuentran en las zonas tropicales y subtropicales del mundo.

La camaronicultura en el Golfo de California representa un ejemplo de producción a nivel latinoamericano, requirió de solo 20 años para constituir el 90% de la capacidad nacional de esta industria, superando brotes de enfermedades que la han puesto al borde del colapso (Rodríguez-Valencia, 2010).

Respecto al volumen de producción de camarón en México, la captura tanto en mar abierto como en zonas costeras ha permanecido relativamente estable en los últimos catorce años, con alrededor de 60,000 toneladas; sin embargo, la producción por acuicultura creció de

35,000 toneladas en 1990 a 133,282 toneladas en 2009 (tasa media de crecimiento anual= 21%). Aunque, en 2013 solo se lograron producir 60,292 toneladas debido principalmente a problemas relacionados con enfermedades. Mientras que en el 2014 la producción se recuperó ligeramente, registrando 86,950 toneladas (CONAPESCA, 2014).

Los principales estados productores en 2014 fueron Sinaloa y Sonora con 41,506 y 26,610 toneladas respectivamente, seguidos por Baja California Sur, Nayarit, Tamaulipas y Colima entre otros (CONAPESCA, 2014).

El 95% de las granjas en México utilizan grandes volúmenes de agua, los cuales retornan a los cuerpos de agua costeros con una carga orgánica mayor al 200% (Anaya, 2012), Lo cual provoca eutrofización, alteración de la flora y la fauna bentónica, las condiciones anóxicas, florecimiento de organismos nocivos para la salud de los peces u organismos que son consumidos por el hombre, y emanación de metabolitos tóxicos como el sulfuro de hidrogeno, metano, y dióxido de carbono (Martínez-Córdova, 1998).

La producción de camarón en granjas está sujeta a grandes variaciones, tanto por las amenazas de bioseguridad, la nutrición y alimentación de los organismos cultivados, como por la alteración de la calidad del agua y el suelo de los estanques (Villarreal, 2011). Dado que los cultivos, particularmente los sistemas intensivos, reciben una gran cantidad de alimento artificial (Tacon *et al.*, 2002) y mantienen una alta biomasa de camarón, en los estanques se pueden llegar a presentar floraciones excesivas de fitoplancton, bajas concentraciones de oxígeno y niveles elevados de amonio, ocasionando una condición de estrés para el camarón, lo que resulta en una baja sobrevivencia y producciones (Boyd, 2003).

Dentro de los parámetros de calidad de agua, se le ha dado muy poca importancia al monitoreo de la salinidad en estanques costeros a cielo abierto. Este factor, ha sido objeto de estudios relacionados mayormente con cultivos tierra adentro, en bajas salinidades, cuando la composición iónica del agua es deficiente (Núñez y Velásquez, 2001; Boyd *et*

*al.*, 2002; Pérez y García, 2002). Sin embargo, numerosos estudios han señalado que en condiciones de alta salinidad, el camarón presenta un mayor estrés, y menores tasas de crecimiento y de supervivencia (Díaz *et al.*, 2001; Erchao *et al.*, 2007).

Malas condiciones de calidad de agua y suelo en los estanques actúan como un factor que predispone al animal a ser susceptible a bio-agresores (Baudin-Laurenncin y Vigneulle, 1994). Las enfermedades que han atacado los cultivos de camarón en todo el mundo, como el virus de la mancha blanca (WSSV), el síndrome del Taura (TSV), la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (INHNV), y el síndrome de la cabeza amarilla (YHV), han ocasionado a la industria pérdidas billonarias, disminución de empleos e ingresos por exportaciones (Lighter y Pantoja, 2001), problemas que se han visto agravados recientemente con la aparición del síndrome de la mortalidad temprana (EMS).

Como resultado de la presión que enfrentan los productores para incrementar la bioseguridad, la calidad del agua y la producción, hay una tendencia en muchos países para el desarrollo de sistemas de producción intensivos con mínimo recambio de agua (Tacon *et al.*, 2002).

## II. ANTECEDENTES.

### 2.1 Sistemas de producción.

Los sistemas de cultivo en la actualidad se pueden clasificar generalmente en cuatro categorías: extensivo, semi-intensivo, intensivo y súper-intensivo (Martínez-Palacios, 1992). Aunque una definición precisa varía de país a país, y de autor a autor, se pueden aplicar ciertas generalidades en base a las características de operación de dichos sistemas.

#### 2.1.1 Sistemas extensivos.

Usualmente este tipo de producción se lleva a cabo en grandes estanques de tierra (variando desde algunas hectáreas hasta más de 100) (Figura 1), se utiliza un bajo o nulo recambio de agua, bajas densidades de siembra ( $<5$  ind/m<sup>2</sup>); no se provee aireación artificial, y se aplica muy poca o nula fertilización y alimentación suplementaria. Estos tipos de sistemas tienden a producir bajos rendimientos ( $<500$  kg/ha) (Tacon, 2002).



**Figura 1.** Sistema extensivo de cultivo de camarón.

### 2.1.2 Sistemas semi-intensivos.

En estos sistemas por lo general se manejan estanques de tierra de tamaño moderado (1-20 ha) (Figura 2), con un recambio de agua de 5-20%/día y densidades de siembra entre 11 y 25 ind/m<sup>2</sup>; algunas granjas utilizan aireación ocasional y es necesaria una alimentación suplementaria así como fertilizaciones regularmente. Este tipo de sistemas pueden producir de 1,000 a 5,000 kg/ha (Tacon, 2002).



**Figura 2.** Sistema semi-intensivo de cultivo de camarón.

### 2.1.3 Sistemas intensivos.

Este sistema se practica usualmente en estanques pequeños (0.1-2 ha), ya sea de tierra o recubiertos con membrana plástica (Figura 3). Se caracterizan por hacer uso de una alta tasa de recambio de agua (20-100%/día). La densidad de siembra varía entre 40 y 140 ind/m<sup>2</sup>; se utiliza aireación continua (24 h), alimentación suplementaria y fertilización constante. Este tipo de sistema genera altos rendimientos (5,000 – 15,000 kg/ha) (Tacon, 2002).



**Figura 3.** Sistema Intensivo de cultivo de camarón.

#### **2.1.4 Sistemas súper-intensivos.**

Este tipo de sistemas se llevan a cabo principalmente en tanques de concreto o plástico, o en estanques pequeños (<1 ha) recubiertos con geo-membrana plástica en invernaderos (Figura 4). Se manejan altas densidades de siembra (>200 ind/m<sup>2</sup>) (Ray, 2011), y debido a la eficiencia en la remoción del nitrógeno inorgánico es posible reducir e incluso eliminar el recambio de agua. Los costos de alimentación disminuyen más del 25% al utilizar la biomasa microbiana como fuente de proteína (Avnimelech, 2007). En la actualidad, este tipo de cultivos pueden lograr producciones de hasta 80 ton/ha. Sin embargo, los costos de operación son relativamente altos y se requiere de una numerosa y especializada fuerza laboral.

La tecnología utiliza el co-cultivo de bacterias y demás microorganismos heterótrofos creciendo en flóculos bajo condiciones controladas en el estanque. Esta biomasa microbiana crece con alimento no consumido, excreta de los camarones, productos inorgánicos nitrogenados resultando en una reducción de estos compuestos no deseados en el agua. El factor principal es el crecimiento intensivo de la bacteria heterotrófica que

consume el carbón orgánico (De Schryver, 2008). Por ello, frecuentemente es necesario adicionar cantidades significativas de fuente de carbón, como melazas (Avnimelech, 2007).



**Figura 4.** Sistema súper-intensivo de cultivo de camarón.

#### **2.1.5 Sistema intensivo mixto.**

Recientemente, la tecnología de biofloc ha sido adaptada a características más accesibles en cuanto a facilidades e infraestructura lo cual se ha denominado como sistema de "semi-biofloc", sistema "mixto" o sistema "foto-heterotrófico" (Shishehchian, 2013; Villareal *et al.*, 2015; Zimmermann, 2016, com. Pers.). Dicho sistema se basa en el cuidadoso balance entre los organismos autótrofos y heterótrofos en el estanque, el cual debe ser en el orden de 30-40% autótrofos y 60-70% heterótrofos. Estos organismos van a crear un micro-floc que es un agregado de materia compuesta por microalgas y bacterias, detritus y protozoarios, los cuales van a controlar la calidad del agua al convertir el alimento no consumido, plancton muerto, y heces de camarón en compuestos no-tóxicos (Huda *et al.*, 2013).

El ciclo del reciclamiento de los nutrientes inicia con una alta concentración de N y P tanto por la alimentación como por la fertilización inicial, esto propiciará el desarrollo de organismos autótrofos (microalgas) ocasionando una coloración verde en los estanques

(Figura 5). Dichos organismos generan un aumento en la proporción del carbón orgánico debido al consumo del N inorgánico y a la producción de materia orgánica muerta. Estas condiciones, con la adición de probióticos y una aireación adecuada, fomentarán el desarrollo de las poblaciones heterótrofas de bacterias, las cuales formaran un microbiofloc el cual representa una fuente de proteína de bajo costo y de alta calidad para el camarón. Conforme la biomasa aumenta se hace necesaria la adición de más alimento el cual, junto con la excreta de los organismos, vuelve a generar compuestos nitrogenados en altas concentraciones, por lo que el ciclo retorna a su fase inicial. Debido a esto, en este tipo de sistemas es posible alcanzar grandes poblaciones heterotróficas sin la necesidad de añadir materiales carbonáceos ni competir con el fitoplancton como se hace en los sistemas de biofloc (Villarreal, 2014).



**Figura 5.** Sistema foto heterotrófico de cultivo de camarón.

## **2.2 Recambio de agua.**

El éxito en el cultivo de camarón requiere del mantenimiento de buenas condiciones de calidad de agua en los estanques. Históricamente esto se ha alcanzado utilizando altas tasas de recambio de agua (Otoshi *et al.*, 2003), tanto para el control de florecimientos (*blooms*)

de fitoplancton, como para prevenir el deterioro de otros parámetros de calidad de agua que resultan por la adición de alimentos con alto nivel de proteína (Burford *et al.*, 2003).

Dependiendo del sistema de cultivo, las tasas de recambio de agua en las granjas comerciales varían desde menos de un 2% hasta más del 100% diario. Con bajas tasas de recambio se deben tener en consideración factores como la calidad de agua al inicio, el tipo de sedimentos, la tasa de evaporación, la profundidad del estanque, la aireación, etc. (Martínez *et al.*, 1997). Numerosos autores han señalado que reducir significativamente la tasa de recambio de agua no disminuye el crecimiento, supervivencia y rendimiento del camarón (Burford *et al.*, 2003; Otsoshi *et al.*, 2003; Audelo-Naranjo *et al.*, 2012; Anaya *et al.*, 2012). Sin embargo, Martínez *et al.* (1995) demostraron que una disminución de la tasa de recambio de agua de menor a 5%/día afectó la calidad de agua y el desempeño productivo de un cultivo de camarón blanco *L. vannamei*. Por otro lado, estos autores encontraron que una tasa de 7.5%/día resultó estadísticamente igual a tasas del 10 o 15%/día, por lo que es de esperar que los diferentes sistemas de cultivo varíen en cuanto a la tasa mínima de recambio de agua que se puede utilizar sin afectar el desempeño del camarón.

En las regiones semiáridas del noroeste de México, la reducción del recambio de agua puede representar todo un reto debido a que la alta tasa de evaporación puede incrementar la salinidad a niveles inadecuados para el cultivo del camarón (Martínez *et al.*, 1997).

El bombeo de agua representa uno de los principales costos de operación en los cultivos de camarón. Gutiérrez (2000) demostró que en estanques rústicos de 500 m<sup>2</sup> sembrados con 37 PL/m<sup>2</sup> de *L. vannamei* durante 100 días se obtuvo un mayor rendimiento utilizando un 15% de recambio de agua y aireación. Sin embargo, las mayores ganancias económicas se obtuvieron utilizando 10% de recambio de agua sin aireación. Esto ha llevado a numerosos productores a preferir el uso de recambio de agua al de aireación para el cultivo semi-intensivo, con un consecuente impacto ambiental en estados como Sonora y Sinaloa (Barraza-Guardado *et al.*, 2014).

En los sistemas intensivos y súper-intensivos, los sistemas de cero recambio de agua se han utilizado como una alternativa a la fertilización continua durante todo el ciclo de cultivo, e inclusive para disminuir en cierta medida la tasa de alimentación de los camarones (Avnimelech, 2012). Además, altas tasas de recambio pueden eliminar los nutrientes y el fitoplancton, reduciendo la productividad natural en los estanques (Boyd, 2003). Entre los múltiples beneficios derivados de la reducción de la tasa de recambio de agua en los estanques de camarón destacan: la disminución de la energía utilizada para el bombeo, menores dosis de fertilizantes, se evita la erosión en los estanques de tierra por la reducción del flujo de agua, y por último, se conservan los cuerpos de agua adyacentes al evitar la contaminación de los mismos (Boyd, 1999).

### **2.3 Calidad de agua.**

De acuerdo a Boyd (2001) los principales parámetros de calidad de agua que se deben considerar para mantener las condiciones adecuadas en el estanque para un buen crecimiento y sobrevivencia del camarón son: salinidad, temperatura, oxígeno disuelto, pH, sustancias y partículas disueltas, alcalinidad, turbidez, la materia orgánica y nutrientes particularmente el nitrógeno y el fósforo así como sus compuestos metabólicos.

#### **2.3.1 Temperatura.**

Se ha reportado que las especies de camarón crecen mejor a temperaturas entre 25°C y 32°C (Boyd, 2001). Dado que la temperatura controla en gran medida el crecimiento de los camarones, este se puede considerar también como un factor económicamente importante (Wyban *et al.*, 1995). Por ejemplo, en Centroamérica, los productores llevan a cabo dos ciclos al año caracterizados como la temporada seca y la temporada de lluvia, y se ha demostrado que la temperatura es el principal factor ambiental determinante en la producción entre dichas estaciones (Teichert-Coddington *et al.*, 1994). En general, se ha determinado que el camarón crece en temperaturas cercanas a las que predominan en su hábitat natural (Ponce-Palafox, 1997). Por ejemplo, Motoh (1981) encontró que el peso y la

talla de *P. monodon* se incrementan más rápidamente a temperaturas entre 25°C y 32°C en comparación con temperaturas entre 11°C y 18°C. Ponce-Palafox (1997) reportó un mayor crecimiento y sobrevivencia en juveniles de *L. vannamei* a temperaturas de 30-35°C en comparación con 20°C. Por otro lado, Kumlu *et al.* (2010) mencionan que *L. vannamei* parece tener una mayor sensibilidad a bajas temperaturas que otras especies de camarones peneidos, con un rango crítico mínimo de 7.5°C a 11°C, mientras que temperaturas tan altas como 34°C parecen no representar algún problema de riesgo.

### 2.3.2 Oxígeno disuelto.

Una baja concentración de oxígeno disuelto (OD) ha sido considerada como la principal causa de estrés, bajo apetito, crecimiento lento, susceptibilidad a enfermedades y mortalidad en los cultivos acuícolas (Boyd y Hanson, 2010). En los estanques de cultivo, durante el día las plantas producen oxígeno mediante la fotosíntesis, a menudo tan rápidamente que la concentración de OD en el agua sobrepasa la de saturación (sobresaturación) (Boyd, 1998). Durante la noche, la respiración de los peces, plantas y otros organismos provoca que la concentración de OD disminuya (Boyd, 1998). Cabe señalar que en los sistemas intensivos con mínimo recambio de agua, la aireación y la disponibilidad de oxígeno disuelto es uno de los factores de mayor relevancia, tanto para la respiración de los organismos cultivados, como para la oxidación, la suspensión y circulación de la materia orgánica en el estanque (Boyd, 2001).

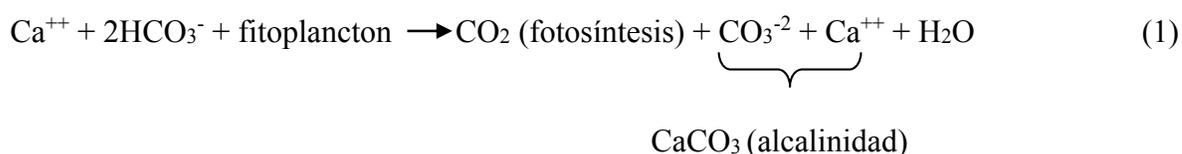
La importancia del mezclado de agua por medio de aireadores mecánicos para la transferencia de oxígeno entre la atmósfera y el agua es sumamente importante. El mezclado hace a la superficie irregular rompiendo la tensión superficial del agua y por lo tanto incrementa el área de transferencia, además produce el movimiento de la masa de agua y distribuye el oxígeno desde la superficie hacia otras partes dentro del cuerpo de agua. Por otra parte, el mezclado del agua del estanque por los aireadores reduce la estratificación vertical de la temperatura y las sustancias químicas (Boyd, 1998). Tradicionalmente, la aireación se ha utilizado como una alternativa para mejorar la calidad

del agua en los estanques, incrementar la producción y reducir las tasas de recambio de agua (Martínez *et al.*, 1997).

Boyd y Hanson (2010) encontraron que con valores mínimos de oxígeno disuelto durante la mañana de 3.89 mg/L se logra un incremento del 20% en sobrevivencia, del 50% en producción y se reduce el factor de conversión alimenticia de 2.64 a 1.96 en comparación con valores de 2.32 mg/L de oxígeno disuelto. La tasa de aireación presenta un efecto significativo sobre el desempeño productivo del cultivo. Martínez-Córdova *et al.* (1997) encontraron mejor sobrevivencia y rendimiento al utilizar 12 o 24 h de aireación en comparación con 0 o 6 h.

### 2.3.3 pH, acidez y alcalinidad.

El pH, la acidez y la alcalinidad son términos que en muchos casos pueden llegar a crear confusión. Mientras que el pH es un indicador de la concentración del ion hidrógeno en el agua ( $H^+$ ), la acidez y la alcalinidad son factores de capacidad. La acidez representa la capacidad de neutralizar bases fuertes y la alcalinidad de neutralizar ácidos fuertes. Una sustancia común que causa acidez en el agua es el  $CO_2$ . Esta sustancia no existe en el agua a niveles de pH superiores a 8.3 (Boyd *et al.*, 2011). La alcalinidad usualmente es el resultado del bicarbonato ( $HCO_3^-$ ) y el carbonato ( $CO_3^{2-}$ ) provenientes de la disolución de la roca caliza, el silicato de calcio y el feldespato (Boyd, 2000). Estas sustancias no existen en el agua a niveles de pH menores a 4.5. En los estanques de cultivo, este parámetro estará influenciado en mayor medida por el proceso fotosintético de las microalgas (Ecuación 1).



En los estanques de cultivo, el pH suele ser menor en la mañana debido a los cambios en la fotosíntesis del fitoplancton, dicha fluctuación suele ser mayor cuando el fitoplancton es abundante, y suele ser menor en estanques con alta alcalinidad debido a la capacidad de amortiguación (Boyd, 2001). La medición del pH es de suma importancia ya que dependiendo de su valor, afectará el metabolismo del camarón y ocasionando diferentes efectos.

**Tabla I.** Influencia del pH en el camarón (Boyd, 2001).

<b>Efecto</b>	<b>pH</b>
Punto de acidez letal	4
No reproducción	4-5
Crecimiento lento	4-6
Mejor crecimiento	6-9
Crecimiento lento	9-11
Punto de alcalinidad letal	11

#### **2.3.4 Salinidad.**

La presión osmótica de una solución incrementa conforme aumenta la salinidad. Dado que las diferentes especies acuáticas difieren en cuanto a sus requerimientos de presión osmótica, cada especie presenta un rango óptimo de salinidad diferente (Boyd, 1984). La mayoría de los camarones peneidos son especies eurihalinas y *Litopenaeus vannamei* ha sido cultivado exitosamente en salinidades desde 3 ppt a >50 ppt (Erchao *et al.*, 2007; Moreno-Figueroa *et al.*, 2014). Sin embargo, se ha reportado que bajas salinidades pueden afectar la fisiología del camarón y la calidad del agua al aumentar la excreción de amonio (Jiang *et al.*, 2000), la tasa de respiración y producción de CO<sub>2</sub> (Erchao *et al.*, 2007), lo que explicaría un menor crecimiento debido a la energía utilizada para la osmorregulación (Chen y Nam, 1994). Por otro lado, se ha demostrado que *L. vannamei* es más tolerante al amonio en altas salinidades que a bajas salinidades (Lin y Chen, 2001), y se han reportado mayores tasas de sobrevivencia y crecimiento y un menor FCA en salinidades de 36 ppt en

comparación con 18 y 9 ppt (Decamp *et al.*, 2003). Sin embargo, salinidades tan altas como 50 ppt pueden reducir significativamente el crecimiento (Pérez-Velázquez *et al.*, 2007). Se ha señalado que bajo condiciones hipersalinas, el camarón se ve forzado a gastar más energía en la osmorregulación (Jiang *et al.*, 2000). Observaciones llevadas a cabo por Villarreal *et al.* (2003) reportan una mayor tasa metabólica, medida en términos de consumo de oxígeno, un menor crecimiento, y una menor asimilación de energía de la dieta en *F. californiensis* expuesto a 45 y 55 ppt, en comparación con organismos mantenidos entre 25 y 35 ppt. De igual forma, Rosas *et al.* (2001) reportó una disminución del crecimiento de *L. vannamei* cultivado a 40 ppt en comparación con 16 ppt. Numerosos estudios mencionan que la salinidad óptima a la que *L. vannamei* presenta un mayor crecimiento es entre 17-20 ppt (Bray *et al.*, 1994; Erchao *et al.*, 2007) y que salinidades mayores e inferiores afectaran adversamente el crecimiento.

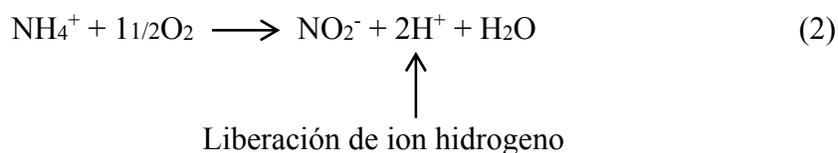
### 2.3.5 Nitrógeno.

La aplicación de alimentos formulados constituye la principal entrada de nitrógeno al sistema de cultivo (>90%). Por ejemplo, a una tasa de alimentación de 100 kg/ha/día de un alimento con 32% de proteína, más de 5 kg N/ha/día son añadidos al estanque (Hargreaves, 1998). El nitrógeno es proveído en altas concentraciones en el alimento del camarón, pero la mayoría del N que entra al estanque (80%) no es retenida como biomasa en el camarón (Briggs y Funge-Smith, 1994). En cambio se convierte en un fertilizante que estimula el crecimiento de la biota natural, particularmente el fitoplancton y las comunidades microbianas (Moriarty, 1997).

La principal fuente de nitrógeno disuelto en los estanques es el amonio excretado por las branquias del camarón. Sin embargo, también hay un aporte significativo de nitrógeno disuelto lixiviado del alimento y las heces en el transcurso de unas pocas horas. En el caso de las heces un 26% del N es lixiviado en forma de urea la cual es rápidamente utilizada por la comunidad microbiana en el estanque. Mientras que el N orgánico lixiviado del alimento (23% aminas primarias) parece ser menos biodisponible y tiende a acumularse en

el agua del estanque (Burford y Williams, 2001). El fitoplancton, zooplancton, bacterias autótrofas y heterótrofas comparten el nitrógeno orgánico disponible excretado por los camarones y producido por el alimento no consumido en los estanques (Burford *et al.*, 2003). Krummenauer (2011) menciona que incrementar la densidad de siembra acoplado con una reducción del recambio de agua puede resultar en una gran acumulación de compuestos nitrogenados.

El suministro de nitrógeno en exceso respecto a la capacidad de asimilación de los estanques de cultivo provoca un deterioro de la calidad del agua, por la acumulación de compuestos nitrogenados como el amonio, nitritos y nitratos, los cuales son tóxicos para la biota (Frias-Espericueta y Páez-Osuna, 2001). Estos productos se transforman a través del ciclo natural del nitrógeno, donde la presencia o abundancia de sus diferentes formas son afectadas por el pH, la concentración de oxígeno disuelto y los organismos que producen o consumen ciertas formas de nitrógeno (Avnimelech, 2012) (Ecuación 2).



El proceso de oxidación biológica del amonio a nitritos es llevado a cabo por bacterias como *Nitrosomonas* spp. Y *Nitrosococcus* spp., (Ecuación 3). Al incrementarse el pH, se incrementa el amoniaco no-ionizado. A pH=7 y 28°C, existe menos del 1% de amonio no-ionizado, pero a pH=9 y la misma temperatura, la proporción de la forma no-ionizada se incrementa hasta casi el 40%. Al incrementarse la temperatura también causa que la proporción de amonio no-ionizado suba, pero tiene un efecto mucho más pequeño que el pH (Boyd, 2002). Por otro lado, se ha encontrado que un incremento en la salinidad conlleva a menores proporciones de amoniaco no-ionizado, disminuyendo la toxicidad de NAT a los animales acuáticos (Sampaio *et al.*, 2002). Kir y Kumlu (2006) encontraron que a una salinidad de 15 ppt *Penaeus semisulcatus* presenta una DL50 de 14.81 mg/L; mientras que a 40 ppt esta se incrementa hasta 66.65 mg/L.



Las concentraciones de nitrógeno amoniacal total por encima de 3 o 4 mg/L puede dar como resultado toxicidad de organismos acuícolas de aguas tropicales con pH encima de 8.5 o 9 debido a la proporción  $\text{NH}_3\text{-NH}_4$  (Boyd, 2002). De las dos especies químicas del amonio, al amonio no-ionizado o amoniaco ( $\text{NH}_3$ ) se le ha atribuido la mayor toxicidad, mientras que el amonio ionizado ( $\text{NH}_4^+$ ) se considera significativamente menos toxico (Frías-Espiricueta y Páez-Osuna, 2001). La acumulación de amoniaco ( $\text{NH}_3$ ) y nitritos ( $\text{NO}_2$ ) causa toxicidad en los estanques, disminuye el apetito del camarón, y subsecuentemente causa la mortalidad de la población (Chen *et al.*, 1990). Las tres vías de conversión del nitrógeno utilizadas tradicionalmente para la remoción del amonio en la acuicultura son la remoción foto-autotrófica por las algas, la conversión autotrófica bacteriana de amonio a nitrato, y la conversión heterotrófica bacteriana de amonio directamente a biomasa microbiana (Ebeling *et al.*, 2006).

### 2.3.6 Fósforo

El fósforo no representa grandes problemas de toxicidad en los estanques, a menos que se produzca un fuerte florecimiento algal, como resultado de un exceso de fósforo y que ello cause, en consecuencia, una falta de oxígeno y mortalidad (Egna y Boyd, 1997). En el caso del cultivo de *L. vannamei*, Casillas-Hernández *et al.* (2006) reportó una asimilación del fosforo en camarón del 14% en estanques de tierra de 5 ha sembrados a una densidad de 15 PL/m<sup>2</sup>. En otro estudio, Saldias *et al.* (2002) reportó un 5.2% de asimilación del fosforo en camarones utilizando una densidad de siembra entre 4-9 PL/m<sup>2</sup>, 7.1% con 13-19 PL/m<sup>2</sup> y 13.0% cuando los camarones fueron sembrados entre 80-100 PL/m<sup>2</sup>, lo que indica que al incrementar la intensidad del cultivo, el porcentaje de asimilación del fósforo puede ser mayor. Por su parte, Sun y Boyd (2013) determinaron una asimilación del fósforo durante la cosecha del camarón del 10.9% en estanques sembrados con 20 PL/m<sup>2</sup>. Respecto al resto del fósforo que ingresa a un sistema de cultivo, Boyd *et al.* (1981) menciona que entre el 5

y el 100% puede ser absorbido por la comunidad fitoplanctónica en el estanque, mientras que los sedimentos del fondo generalmente captan entre un 70 % y un 90%. Por otro lado, se ha demostrado que cambiar la fuente de proteína del alimento de animal a vegetal no varía en forma significativa la composición de las diferentes formas residuales de N, pero si disminuye en gran medida la concentración de las diferentes formas de P residual (López-Vela, 2014).

### **2.3.7 Partículas suspendidas y sedimentables.**

En los estanques de cultivo la turbidez del agua se incrementa tanto por los organismos fitoplanctónicos el cual es un rasgo deseable, así como por la suspensión de partículas de arcilla, lo cual es indeseable (Boyd, 1978). Las partículas mayores se depositarán en el fondo y las más pequeñas permanecerán suspendidas por largo tiempo (Boyd, 2001). Los sedimentos a menudo contienen una gran cantidad de materia orgánica la cual puede consumir una gran cantidad de oxígeno al ser degradada por bacterias. Este proceso disminuye la disponibilidad de oxígeno para los organismos cultivados (McMillan *et al.*, 2003); de igual forma aunque en menor medida, las partículas suspendidas también requieren de cierta demanda de oxígeno (Boyd, 1984). En los sistemas de cultivo, la remoción de los residuos sólidos debe igualar a la producción de dichos residuos, ya que estos pueden acumularse a niveles excesivamente altos y causar un deterioro de la calidad del agua (McMillan *et al.*, 2003). Los efectos perjudiciales de los sólidos suspendidos en los organismos y los sistemas acuícolas incluyen: daño en las branquias, reduce las tasas de crecimiento, mortalidad, incrementa la susceptibilidad a enfermedades, obstruye los filtros biológicos, incrementa la demanda bioquímica de oxígeno y la mineralización para producir amonio. Se ha reportado que las pequeñas partículas (5-10  $\mu\text{m}$  de diámetro) tienen los efectos más dañinos (Chen y Malone, 1991). Los microorganismos que colonizan los sistemas intensivos de recambio de agua limitado incluyen algas, bacterias y zooplancton. A pesar de que estos pueden proveer muchos beneficios, se puede requerir de cierto nivel de control sobre su concentración, ya que el incremento de la turbidez y los sólidos suspendidos pueden aumentar la demanda bioquímica de oxígeno, suprimir el crecimiento

de microalgas benéficas y promover organismos potencialmente nocivos (Ray *et al.*, 2010). Se ha observado además, que sin una estrategia de control de sólidos, la comunidad microbiana en los sistemas cerrados de cultivo de camarón, tiende a cambiar de uno con abundancia de algas a uno dominado por comunidades bacterianas (Browdy *et al.*, 2001). López-Téllez *et al.* (2009) demostró que el incremento en la turbidez puede conducir a altas tasas de infestación de zooplancton perjudicial, obstrucción de las branquias e incrementar el estrés en los camarones.

La sedimentación ocurre por la mayor densidad de las partículas respecto al agua y el resultado es el sedimento (Ladino, 2011), que es una parte integral del ecosistema del estanque. Sin embargo, para los camarones, una gran cantidad de materia orgánica ocasionará estrés, afectando su capacidad de osmorregulación (Lemmonier *et al.*, 2004). Un método de caracterizar los sólidos, utilizado más comúnmente en los sistemas de biofloc es el uso de conos Imhoff. Avnimelech (2012) menciona que cuando los valores están por encima de 20 mL/L se puede afectar negativamente al camarón al obstruir sus branquias.

#### **2.4 Fitoplancton.**

La mayor parte del cultivo de camarón en la actualidad se lleva a cabo en zonas costeras y estuarinas. El fitoplancton estuarino está representado por microalgas marinas y de agua salobre (Páez-Osuna *et al.*, 2004). En Sinaloa, se ha encontrado una composición taxonómica similar a la encontrada para aguas estuarinas que abastecen a 42 granjas de camarón en La India (Jing *et al.*, 2000) donde predominan diatomeas, dinoflagelados, cianobacterias, clorófitas y silicoflagelados (Alonso-Rodríguez y Páez Osuna, 2001). Es conocido que la composición taxonómica del fitoplancton cambia si la composición de nutrientes lo hace (Burford, 1997), como con los cambios de las condiciones de oxígeno (Chapelle *et al.*, 2000). Yusoff *et al.* (2002) encontró que en estanques cultivados con camarón predominan las diatomeas, cianobacterias, dinoflagelados y algas verdes. Las diatomeas son dominantes por aproximadamente 30 días, disminuyendo considerablemente en el tiempo para dar paso a las cianobacterias, en función del incremento de los nutrientes.

La asimilación de nitrógeno por el fitoplancton en los estanques acuícolas es la principal vía de remoción del nitrógeno. En dichos sistemas ocasionalmente se desarrollan poblaciones densas de fitoplancton (clorofila-a > 250  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ; visibilidad del disco secchi < 20 cm) en respuesta a una alta concentración de nutrientes (Hargreaves, 1998). La reducción en la abundancia de fitoplancton contribuye al incremento de los niveles de amonio en los cuerpos de agua (Branco, 1996). El fitoplancton también contribuye con la disminución de los niveles de  $\text{CO}_2$  que pueden llegar a ser tóxicos a altas concentraciones. Con una buena disponibilidad de clorofila y luz solar pueden llevar a cabo la fotosíntesis incorporando suficiente  $\text{CO}_2$  del estanque incluso para modificar el pH del mismo (Ladino, 2011).

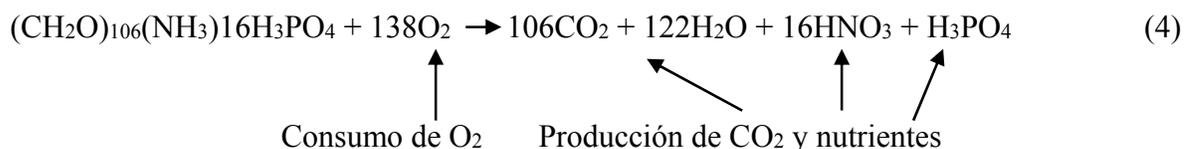
Cabe destacar que las microalgas se utilizan en la acuicultura como alimento vivo para el crecimiento de moluscos bivalvos, para las etapas larval y juvenil temprano de abulón, crustáceos y algunas especies de peces, y para el zooplancton utilizado en las cadenas alimentarias (Brown, 2002). No cualquier tipo de microalga es adecuada en un estanque de cultivo de camarón. Boyd (1990) considera a las diatomeas como el mejor alimento para el camarón en comparación con otro tipo de algas. Por otro lado, las cianobacterias son consideradas perjudiciales, ya que son una base pobre de la cadena alimenticia, imparten un sabor desagradable, producen compuestos que pueden ser tóxicos para los animales marinos y deterioran la calidad del agua (Paerl y Tucker, 1995).

Las diatomeas son muy importantes para el ciclo biogeoquímico del silicio y en la fijación global del dióxido de carbono a través de la fotosíntesis. Estos organismos unicelulares toman el ácido silícico disuelto en el agua y lo precipitan en forma de sílice opalina para formar sus frústulas, que son como estuches que las mantienen protegidas del medio exterior. Las diatomeas frecuentemente dominan el fitoplancton en regiones de alta productividad donde los nutrientes para las algas, incluyendo al silicio, se encuentran disponibles (Raya y Aguirre, 2012).

## 2.5 Bacterias.

Avnimelech (2006) menciona el uso de tres métodos para mantener la calidad del agua: a) reemplazo del agua del estanque con agua limpia; b) reciclaje del agua a través de una unidad externa (biofiltro); c) tratamiento de la calidad del agua utilizando algas o comunidades bacterianas. Las bacterias en el agua y sedimento han sido considerados siempre como agentes importantes de la descomposición de la materia orgánica y la regeneración mineral, así como alimento para organismos superiores (Wright, 1983). Es conocido que los microorganismos asociados a los bioflocs y biofilms presentan una excelente composición nutricional, *i.e.* proteínas de alta calidad con un adecuado perfil de aminoácidos y un alto nivel de ácidos grasos insaturados y vitaminas (Burford *et al.*, 2004; Avnimelech, 2007).

Fuhrman y Azam (1982) estiman que las bacterias consumen del 10 al 50% del total del carbono fijado, asumiendo una eficiencia de conversión de carbono del 50%. Una alta eficiencia en la conversión de carbón parece ocurrir bajo condiciones ricas en nutrientes (especialmente en N). Esto sugiere que la bacteria consume carbono como fuente de energía mientras que el nitrógeno lo utiliza para la síntesis de proteína (Azam, 1983). Los procesos de remineralización de la materia orgánica consumen oxígeno (Ecuación 4), por lo que la tasa respiratoria de la bacteria parece estar linealmente relacionada a su tasa de crecimiento (Ulrich, 1980). La relación exacta depende de la eficiencia de conversión del carbono.



En el medio ambiente la bacteria muestra patrones estacionales en abundancia, presumiblemente en respuesta a la materia orgánica disuelta liberada por el fitoplancton. La evidencia muestra que la tasa específica de crecimiento de las bacterias heterótrofas en la

columna de agua incrementa significativamente durante el día y disminuye durante la noche (Larson y Hagstrom, 1979).

En los sistemas acuícolas Laws (1981) manifiesta que los blooms de fitoplancton son comunes dado que los nutrientes están disponibles a concentraciones que exceden la capacidad de asimilación o los requerimientos del fitoplancton. Esta sobreproducción conduce a un aumento del pH y a la secreción de exudados fitoplanctónicos los cuales constituyen excesos fotosintéticos acumulados por el fitoplancton cuando la fijación de carbono sobrepasa la incorporación en nuevo material celular (Koefoed, 1988). Según Vadstein (1989) estos exudados juegan un importante papel como sustrato para el crecimiento de bacterias heterótrofas y el zooplancton. Hay evidencia de que la bacteria muestra movimiento en el campo de los 10 a los 100  $\mu\text{m}$  de la célula algal, lo suficientemente cerca para aprovechar la materia orgánica disuelta. Bajo condiciones de laboratorio en agua marina, la bacteria permaneció a distancias de 10  $\mu\text{m}$  de la célula algal, siendo repelida posiblemente por antibióticos producidos por algas saludables por lo que las bacterias se unen principalmente a algas moribundas (Azam, 1983).

Las poblaciones en una comunidad microbiana tienden a sufrir cambios en respuesta a estresores ambientales, en general, un medio ambiente estresante resulta tanto en la disminución de la diversidad de la comunidad microbiana como en un incremento en el número de grupos microbianos funcionalmente específicos (Hung-Hung, 2001). Bacterias del género *Vibrio* están presentes en todos los ecosistemas marinos y estuarinos en los cuales el camarón se encuentra, cultivado y naturalmente. Estas bacterias se han asociado con la mayoría de las infecciones bacterianas en camarón y se han considerado patógenos oportunistas causantes de enfermedades y pérdidas económicas a la industria camaronícola (Gómez-Gil *et al.*, 1998; Hung-Hung, 2001).

Las comunidades de vibrios de aguas frías sufren un cambio en sus poblaciones durante los meses de verano cuando las aguas se vuelven cálidas formando *blooms*. Estas poblaciones de aguas cálidas presentan una secuenciación genómica relativamente cercana a aquellos

vibrios catalogados como patógenos para los humanos y la fauna marina (Thompson, 2004). Por lo cual, se ha debatido que el cambio climático y la influencia antropogénica pueden haber alterado el riesgo de enfermedades relacionadas con *Vibrio* spp. en el hemisferio norte (Eiler, 2007). Junto con la temperatura, factores como la disponibilidad de materia orgánica, la salinidad, la asociación física a organismos vectores o sustratos sólidos, la depredación por eucariotas y las infecciones por virus también afectan la sobrevivencia, crecimiento y persistencia de las poblaciones de *Vibrio* en los ambientes acuáticos (Eiler, 2007). Kaneko (1973) encontró que *Vibrio* spp., incluyendo *V. parahaemolyticus*, se encuentra como células libres en la columna de agua derivados de la liberación desde el plancton durante el proceso de mineralización, y reaparece en la columna de agua a principios de Junio después del decaimiento y descomposición de los *blooms* de plancton.

Los antibióticos se han utilizado en la acuicultura para estimular el crecimiento de los peces, prevenir las enfermedades bacterianas facilitadas por las condiciones sanitarias inadecuadas en los cultivos, y por último para el tratamiento de dichas enfermedades bacterianas (Cabello, 2004). Sin embargo, se ha demostrado que el uso indiscriminado de estos productos alteran las poblaciones naturales, dañan los ecosistemas e incrementan la resistencia y virulencia de microorganismos patógenos (Jana y Jana, 2003). Actualmente, existen productos comerciales denominados probióticos que están basados en la idea del uso de bacterias nitrificantes y/o *Bacillus* las cuales mejoran la calidad del agua y otorgan beneficios a la salud del animal (Gatesoupe, 2000).

Las esporas del genero *Bacillus* presentan ciertas ventajas sobre otras células vegetativas debido a que estas son más estables durante largos periodos, se pueden formular en productos comerciales útiles, poseen efectos antagonistas sobre los patógenos y son naturalmente ingeridos por los animales (Hong *et al.*, 2005). Moriarty (1998) seleccionó cepas de *Bacillus* spp., que producen antibióticos contra *Vibrio* spp., luminiscentes. La adición de estas cepas disminuyó la proporción del patógeno y mejoró la producción de camarón. Se ha propuesto que el mecanismo de acción es la exclusión competitiva, donde

el mejor competidor para un recurso crítico deberá dominar la comunidad (Gatesoupe, 2000).

### III. JUSTIFICACIÓN.

En cuanto a los sistemas acuícolas, todos dependen de los procesos del fitoplancton, las bacterias y demás microorganismos, los cuales presentan una estrecha relación con las características físico-químicas de calidad de agua (Avnimelech, 2012). Los cambios en dichas características pueden tanto aumentar la producción de un cultivo como reducirla (Egna y Boyd, 1997). Y dado que una buena calidad de agua puede ser considerablemente diferente para determinados sistemas de producción, esta debe evaluarse y caracterizarse desde el punto de vista considerando la condición del cultivo intensivo de alta salinidad y recambio de agua limitado en el presente estudio.

La aireación mecánica juega un rol primordial para mantener buenas condiciones de calidad de agua en los estanques. Por un lado, influye sobre la concentración de oxígeno disuelto, lo que va a limitar en gran medida el crecimiento y la supervivencia de los organismos. Por otro lado, mantiene un ambiente óptimo para la respiración de los microorganismos presentes en el agua, y la oxidación de los distintos compuestos inorgánicos existentes (Boyd, 2001).

Debido a que la información referente a cultivos de *L. vannamei* en condiciones hipersalinas con bajo recambio de agua es escasa, este estudio lleva a cabo una caracterización detallada de los parámetros de calidad de agua y cambios en la concentración de microorganismos comercialmente importantes, lo cual converge en técnicas de manejo adecuadas para aumentar la capacidad de carga del sistema de cultivo, al mismo tiempo que se disminuyen los costos de operación y se reduce el posible impacto sobre el medio ambiente y los ecosistemas circundantes.

### IV. HIPÓTESIS.

Un sistema de alta salinidad y recambio de agua limitado de *L. vannamei*, podría generar una acumulación de metabolitos tóxicos y un aumento en la concentración de organismos

potencialmente patógenos. El uso de determinados sistemas de aireación mecánica optimizará las condiciones de calidad de agua presentes en el estanque, evitando condiciones estresantes para el camarón, de tal manera que el crecimiento, la sobrevivencia, el factor de conversión del alimento y la biomasa total, sean comercialmente atractivos.

## V. OBJETIVOS.

### 5.1 Objetivo general.

Caracterizar los cambios en los parámetros fisicoquímicos de calidad de agua, la presencia de microorganismos específicos y determinar el efecto de diferentes sistemas de aireación sobre las variables productivas del camarón blanco (*L. vannamei*) en un sistema intensivo de alta salinidad con recambio de agua limitado.

### 5.2 Objetivos específicos.

1. Monitorear diariamente los parámetros físico-químicos de calidad de agua (OD, pH, salinidad y temperatura) durante el ciclo de cultivo.
2. Determinar semanalmente amonio total ( $\text{NH}_4$ ), amonio no-ionizado ( $\text{NH}_3$ ), nitritos ( $\text{NO}_2$ ), nitratos ( $\text{NO}_3$ ), fosfatos ( $\text{PO}_4$ ), alcalinidad, silicio, turbidez, sólidos suspendidos totales (SST), demanda bioquímica de oxígeno ( $\text{DBO}_5$ ) y clorofila-a, durante el ciclo de cultivo.
3. Analizar semanalmente la comunidad bacteriana (recuento total de placa: heterótrofas marinas, *Vibrio* spp. y *Bacillus* spp.) presente en los estanques, durante el ciclo de cultivo.
4. Evaluar el efecto de los diferentes sistemas de aireación sobre los parámetros de calidad de agua y el desempeño productivo del camarón (peso, crecimiento, FCA, sobrevivencia y rendimiento).

## **VI. MATERIALES Y MÉTODOS.**

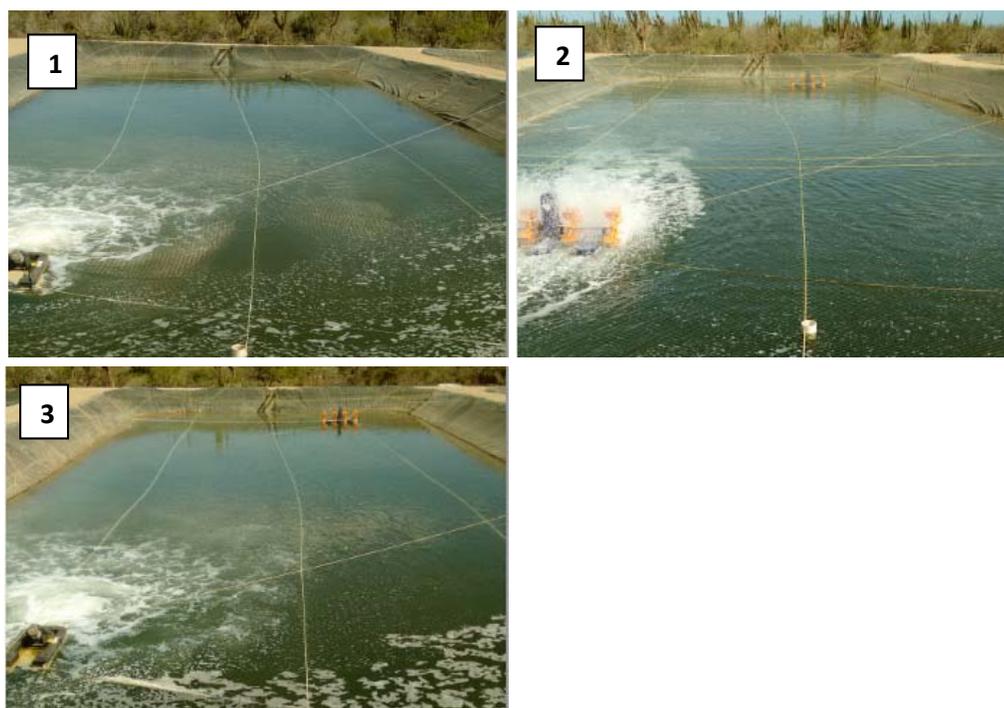
### **6.1 Sitio de estudio.**

El estudio se llevó a cabo en las instalaciones de BioHelis, el Parque de Innovación Tecnológica de CIBNOR, en la costa noroeste de México, adyacente al Mar de Cortez, particularmente en la Bahía de La Paz entre el 6 de Mayo y el 18 de Agosto de 2015. La Paz se localiza en la parte suroeste del estado de Baja California Sur ( $24^{\circ}08'32''\text{N}$ ,  $110^{\circ}18'39''\text{W}$ ). Predomina un clima muy seco y semi-seco (7%), y temperaturas sub-húmedas, con mínimas de  $2^{\circ}\text{C}$  durante Enero y Febrero, y máximas de hasta  $43^{\circ}\text{C}$  durante los meses de Junio, Julio, Agosto y Septiembre, y un promedio anual entre  $18$  y  $28^{\circ}\text{C}$  (Wheaterbase.com). Las precipitaciones son bajas con un promedio anual menor a  $200$  mm, principalmente durante el verano (INEGI, 2012).

### **6.2 Manejo del sistema de cultivo.**

BioHelis cuenta con un sistema de estanques recubiertos con geo-membrana de polietileno de alta densidad (HDPE) de  $1,000$  m<sup>2</sup> de superficie (0.1 ha) y  $1.35$  m de profundidad. El agua proveniente de la Bahía de La Paz tiene una salinidad promedio de  $38$  ppt. Esta se pasa a través de una malla de  $300$  mm para prevenir el acceso de depredadores y competidores. Enseguida se almacena en cuatro reservorios de  $1,000$  m<sup>2</sup> x  $1.5$  m de profundidad. Para el llenado y adición de agua de mar, se bombea desde los reservorios hacia un sistema de filtrado con cuatro filtros de arena de  $20$  micras, para posteriormente ser bombeada de nuevo a cada una de las unidades experimentales. Debido a la alta tasa de evaporación ( $9.4$  mm/día) se requirió adicionar agua semanalmente a una tasa equivalente de  $1.6\%$ /día, para mantener el nivel de operación de los estanques. La adición de agua de mar permitió mantener la salinidad en niveles entre  $44.5$  y  $48.5$  ppt, garantizando que la evaluación pudiera considerarse como de alta salinidad.

Se utilizaron seis estanques sumando un total de 6,000 m<sup>2</sup> (0.6 ha). El diseño experimental consistió en la evaluación en alta salinidad, de tres tratamientos por duplicado. El primer tratamiento (A) consistió en instalar dos aireadores tipo aspirador de la marca *Aire-O2*<sup>®</sup> (modelo *Series II*) de 2 HP. En el segundo tratamiento (P) se utilizaron dos aireadores de paletas de la marca *Pioneer*<sup>®</sup> modelo PA-112T de 2 HP con cuatro impulsores. Por último, el tercer tratamiento (C) consistió en dos estanques donde se colocó un aireador tipo aspirador y un aireador de paletas de 2 HP cada uno (Figura 6). En todos los tratamientos los aireadores fueron colocados en esquinas contrapuestas a 10 m de la orilla frontal y 3 m de la orilla lateral, esto para favorecer un flujo circular del agua en sentido de las manecillas el reloj.



**Figura 6.** Arreglo de los aireadores en cada tratamiento del experimento: tratamiento A (1), tratamiento P (2) y tratamiento C (3).

Postlarvas (PL<sub>14</sub>) de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei* (Figura 7), fueron obtenidas de la empresa *Larvas Gran Mar*<sup>®</sup>, y se sembraron a una densidad de 120 PL/m<sup>2</sup> (120,000 PL/estanque). Se realizó una pre-cría la cual tuvo una duración de 21 días, del 15 de abril al

5 de mayo. La etapa de engorda tuvo una duración de 105 días, del 6 de mayo al 18 de agosto.



**Figura 7.** Postlarva PL<sub>14</sub> de *Litopenaeus vannamei*.

Antes de la siembra los estanques se fertilizaron durante una semana para fomentar la productividad primaria a una dosis de 5 kg/ha/día utilizando fertilizante comercial de la marca *NutriLake-P*<sup>®</sup> que contiene: Nitrógeno (NO<sub>3</sub>) 14.5%, Fosforo 6.0%, Silicato 3.5%, Boro 0.03% y Sodio 23.0%; fertilizante *Tepeyac*<sup>®</sup> UREA NPK 46-00-0 (CO(NH<sub>2</sub>)<sub>2</sub>) (Nitrógeno Urea 46.0%); y fertilizante *Tepeyac*<sup>®</sup> FOSFATO MONO AMÓNICO/MAP (NH<sub>4</sub>H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>) 12-61-00 (Nitrógeno total 12.0%, Nitrógeno amoniacal como NH<sub>4</sub> 12.0%, Fósforo total como P<sub>2</sub>O<sub>5</sub> 61.0%).

Iniciada la siembra se aplicó una mezcla de probiótico comercial *Alibio AC*<sup>®</sup> (*Bacillus subtilis*, *Bacillus polymixa*, *Bacillus megaterium* y *Nitrobacter vulgaris*), *Alibio 2135*<sup>®</sup> (*Lactobacillus sporogenes*, *Saccharomyces cerevisiae*, *Saccharomyces fragilis* y *Bacillus brevis*), *Alibio Bionutre*<sup>®</sup> (azúcares simples 80%, aminoácidos libres 8%, péptidos y poli péptidos 2%, nitrógeno total 3%, fósforo 2%, potasio 2%, vitaminas del complejo B 2% y minerales 1%), y *Alibio Lo*<sup>®</sup> que funciona como agente químico liberador de oxígeno molecular que proporciona el medio aerobio necesario para la fase exponencial del

desarrollo microbiano. Se realizó una pre-estimulación *in-situ* del producto diluyendo en proporción de 100 g de *Alibio AC*<sup>®</sup>, 100 g de *Alibio 2135*<sup>®</sup>, 50 g de *Alibio Bionutre*<sup>®</sup>, y 10 g de *Alibio Lo*<sup>®</sup> en 50 L de agua marina previamente clorada y de-clorada después de 24 horas con 1.4 g de tiosulfato de sodio. La mezcal se fermentó en tambos de 200 L durante 24 horas y se aplicó a los estanques a una dosis de 60 L/ha (6 L/estanque) todos los días durante la primera semana, y dos veces por semana hasta finalizar el ciclo.

Durante la fase de pre-cría se utilizó alimento comercial marca *Zeigler*<sup>®</sup> de 40% PC dos veces al día (8:00 am y 6:00 pm). El análisis proximal según el fabricante indica un contenido de proteína de 40% mínimo, grasa 9.0% mínimo, fibra 4.0% máximo, humedad 12.0% máximo, y cenizas 13.0% máximo. Durante la etapa de engorda se utilizó alimento marca *Ziegler*<sup>®</sup> con 35% PC. Se realizó un análisis proximal de dicho alimento el cual indicó: proteína 38.19%, extracto etéreo 8.31%, fibra cruda 2.23%, humedad 6.78%, cenizas 11.62%, y energía (cal/g) 4481.02. El contenido de fósforo total en el alimento fue de 1.1 - 1.4% (*Zeigler Bros Inc.*, comunicación personal, 4 de Noviembre de 2015). La aplicación del alimento se realizó al boleo alrededor del estanque. La tasa de alimentación durante todo el ciclo se presenta en la Tabla II.

**Tabla II.** Tabla de la ración alimentaria en base al peso húmedo del camarón

<b>Peso del camarón (g)</b>	<b>% de alimento</b>
< 0.49	10
0.50 - 1.9	8
2.0 - 4.9	6
5.0 - 6.9	4
7.0 - 9.9	3
> 10.0	2

### 6.3 Muestreo y métodos analíticos.

El oxígeno disuelto, pH, salinidad y temperatura se midieron dos veces al día (8:00 h y 18:00 h) mediante una sonda multiparámetros YSI Professional Plus® (Figura 8).



**Figura 8.** Sonda multiparámetros YSI Professional Plus®.

La turbidez se midió semanalmente utilizando un disco secchi (Figura 9), estableciendo una relación como se menciona en la tabla III (Boyd, 2001):



**Figura 9.** Disco secchi para le medición de la turbidez del agua.

**Tabla III.** Relación entre la visibilidad del disco secchi y la condición de turbidez.

<b>Lectura del disco secchi (centímetros)</b>	<b>Observación</b>
Menor de 25 cm	Estanque demasiado turbio. Si es turbio por fitoplancton habrá problemas de bajas concentraciones de OD. Si resulta por partículas de suelo la productividad será baja.
25 - 30 cm	Turbidez llega a ser excesiva.
30 - 45 cm	Si la turbidez es por fitoplancton el estanque está en buenas condiciones.
45 - 60 cm	El fitoplancton se vuelve escaso.
Mayor de 60 cm	El agua es demasiado clara. La productividad es inadecuada y pueden crecer plantas acuáticas.

Para la determinación de sólidos suspendidos totales (SST) se llevó a cabo el siguiente procedimiento:

1. Se secaron los filtros (Whatman, 1.2  $\mu\text{m}$ ) hasta peso constante, utilizando un horno de secado (Terlab, MAH700) a 105 °C por 2 horas.
2. Se retiraron los filtros del horno y fueron mantenidos en un desecador con arena sílica seca, por 30 min. Enseguida, los filtros se pesaron.
3. Se tomaron 50 mL de agua de cultivo de cada muestra y se filtraron por medio de un equipo de filtración y una bomba de vacío, enjuagando cada filtro con agua desionizada para quitar la sal.
4. Se colocaron los filtros en un horno a 105° C por 2 horas para evaporar la humedad y obtener el peso seco. Se retiraron los filtros del horno y se colocaron en un desecador por 30 minutos. Se pesó nuevamente cada filtro.
5. Se utilizó la Ecuación 5 para obtener la cantidad de SST en mg/L:

$$\text{SST (mg/L)} =$$

$$(\text{Peso de filtro seco con muestra (g)} - \text{Peso de filtro seco sin muestra (g)}) \times 20,000^* \quad (5)$$

\* Para expresar el resultado en mg/L, el peso de la muestra seca se multiplica por 20,000, porque la muestra tiene un volumen de 50 mL y el peso del filtro está expresado en gramos.

Para el análisis de sólidos sedimentables (SS) se siguió el procedimiento establecido en la NMX-AA-004-SCFI-2013 ANÁLISIS DE AGUA - MEDICIÓN DE SÓLIDOS SEDIMENTABLES EN AGUAS NATURALES, RESIDUALES Y RESIDUALES TRATADAS.

1. Se colectó un volumen compuesto (3 diferentes puntos del estanque) de 1 L. en un frasco de polietileno con tapa de boca ancha, teniendo en cuenta que el material en suspensión no se adhiriera a las paredes del recipiente.
2. Inmediatamente se transportó la muestra al laboratorio de análisis en las instalaciones del laboratorio INNOVA 1 del parque BioHelis.
3. Las muestras se mantuvieron a temperatura ambiente y se mezclaron a fin de asegurar una distribución homogénea de sólidos suspendidos a través de todo el cuerpo del líquido.
4. Se colocó la muestra en un cono Imhoff (Figura 10) hasta la marca de 1 L. Se dejó sedimentar por 45 minutos. Una vez transcurrido ese tiempo se desprendieron los sólidos adheridos a las paredes del cono con un agitador; se mantuvieron en reposo 15 minutos más y se registró el volumen de sólidos sedimentables en mL/L.



**Figura 10.** Conos Imhoff para la determinación de sólidos sedimentables.

Para el análisis de nutrientes se utilizó un equipo YSI 9500 direct-read photometer® (Figura 11) con su respectivo kit de materiales y reactivos. La determinación de amonio ( $\text{NH}_4$ ) se basa en el método de indofenol, donde el amonio reacciona con el silicato alcalino en presencia de cloro para formar un complejo indofenol verde-azul; se incorpora un catalizador para asegurar un desarrollo rápido y completo del color; la intensidad del color producido en la prueba es proporcional a la concentración de amonio medida en el fotómetro. El resultado es expresado en  $\text{mg/L NH}_4$ . Debido a que la concentración del amonio nitrógeno total (NAT) se compone por una parte ionizada ( $\text{NH}_4$ ) y una no-ionizada ( $\text{NH}_3$ ) la determinación de esta última se llevó a cabo utilizando la tabla para el cálculo del porcentaje de amonio no-ionizado en soluciones acuosas para diferentes valores de pH y temperatura descrita en Boyd, (1982). El resultado es expresado en  $\text{mg/L NH}_3$ . La determinación de nitritos ( $\text{NO}_2$ ) lleva a cabo una reacción en una solución con ácido sulfanílico; el compuesto resultante se acopla con N(1-naftilo)-etileno diamina para formar un tinte rojizo, cuya intensidad del color es proporcional a la concentración de nitritos los cuales son expresados en  $\text{mg/L NO}_2$ . Para el análisis de los nitratos ( $\text{NO}_3$ ) este primero es reducido a nitritos, el cual es determinado por una reacción de diazonio para formar el tinte rojizo. La intensidad del color es proporcional a la concentración de nitratos en la muestra los cuales se expresan como  $\text{mg/L NO}_3$ . La prueba para fosfatos ( $\text{PO}_4$ ) se basa en que el fosfato reacciona bajo condiciones ácidas con molibdato de amonio para formar ácido fosfo-molibdico. Este compuesto es reducido por ácido ascórbico para formar un complejo molibdeno azul. Un catalizador es incorporado para asegurar el completo desarrollo del color, y se utiliza un inhibidor para prevenir la interferencia por silicio. Los resultados de esta prueba son expresados en  $\text{mg/L PO}_4$ . La alcalinidad se basa en un método colorimétrico que produce un rango distintivo de colores desde el amarillo, hacia el verde y el azul, el cual es un indicativo de la alcalinidad presente en el agua, la cual se expresa como  $\text{mg/L CaCO}_3$ . Por último, para el análisis de silicio, molibdato de sodio reacciona con el silicio bajo condiciones ácidas para producir ácido molibdosilícico. Debido a que el fosfato reacciona de una manera similar, la interferencia con fosfato es prevenida al introducir un reactivo que destruye cualquier ácido molibdofosfórico en cualquier forma. El resultado de la prueba se expresa como  $\text{mg/L SiO}_2$ .



**Figura 11.** Fotómetro YSI 9500 para análisis de nutrientes en el agua.

Para medir la concentración de clorofila-a en el agua se utilizó una sonda multiparámetrica Hydrolab DS5X® (Figura 12) con un sensor de clorofila-a el cual tiene un rango de medición de 0 a 500  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ; una precisión de  $\pm 3\%$  equivalente del nivel de señal de estándar de rodamina WT de 1 ppt; y una resolución de 0,01  $\mu\text{g}/\text{mL}$ . El principio de medición se basa en que la fluorescencia de las algas (a aproximadamente 500 nm) producida por excitación con luz visible, que depende principalmente de la presencia de clorofila-a, un pigmento muy común en las plantas. La intensidad y distribución de longitudes de onda del espectro de emisión después de la excitación, se mide para identificar la presencia y la cantidad de ciertas moléculas específicas, en este caso, la concentración del pigmento clorofila-a en una muestra de agua.



**Figura 12.** Sonda DS5X para cuantificación de clorofila-a.

Para el análisis de la DBO5 se utilizó el método de Determinación de la Demanda Bioquímica de Oxígeno en Aguas Naturales, Residuales y Residuales Tratadas como se especifica en la NMX-AA-028-SCFI-2001. El método se basa en medir la cantidad de oxígeno que requieren los microorganismos para efectuar la oxidación de la materia orgánica presente en aguas naturales y residuales, y se determina por la diferencia entre el oxígeno disuelto inicial y el oxígeno disuelto después de cinco días de incubación a 20°C.

Para la cuantificación de bacterias comercialmente importantes (patógenas y benéficas), se tomaron muestras de 3 diferentes puntos de cada estanque en bolsas plásticas de 100 mL y se transportaron en frío al laboratorio. Ahí se realizó una mezcla homogénea, se llevó a cabo una dilución de 1:10 y se inocularon por triplicado 100 µl de cada muestra en placas de Petri. Posteriormente se incubaron a 35°C durante 48 horas. Finalmente se utilizó un contador de colonias para cuantificar el número de colonias formadas y los resultados se expresaron en ufc/mL (Alonso-Urmeneta *et al.*, 1995). Para cada análisis se prepararon los siguientes medios de cultivo: agar TCBS (Bacterias género *Vibrio*), Agar 2216 (Bacterias heterótrofas marinas) y medio MRS (Bacterias del género *Lactobacillus*).

Se estimó durante todo el ciclo de cultivo la tasa de promedio de consumo de oxígeno por fitoplancton en base a lo establecido por Boyd (1982) (Ecuación 6):

$$\text{Consumo de O}_2 \text{ en mg/L/h} = -1.133 + 0.00381 S + 0.0000145 S^2 + 0.0812 T - 0.000749 T^2 - 0.000349 ST \quad (6)$$

Dónde:

S= visibilidad del disco secchi en centímetros.

T= temperatura en °C.

El consumo de oxígeno por la degradación del sedimento se calculó en base a lo descrito por (Boyd, 1989) (Ecuación 7).

S → suponiendo una tasa de sedimentación de 100,000 kg/ha (en una capa de sedimento de 1.5 cm de profundidad).

Contenido de materia orgánica en el sedimento= 4%

Contenido de carbono en la materia orgánica= 40%

tM (tasa de materia orgánica en el sedimento)=  $S \cdot 0.04$

tC (tasa de carbono en el sedimento)=  $tM \cdot 0.4$

Cada kg de C requerirá 2.67 kg de oxígeno para convertirlo a CO<sub>2</sub>

La demanda de oxígeno del sedimento (DOS) será:

DOS (O<sub>2</sub>/ha)= tC (kg C/ha) x 2.67 (kg O<sub>2</sub>/kg C) x 0.70 (7)

#### 6.4 Evaluación del desempeño productivo.

Semanalmente se evaluó la tasa de crecimiento, con una balanza digital portátil Scout® Pro modelo SP602, OHAUS (Figura 13) con capacidad de 600 g (precisión = 0.001 g) tomando aleatoriamente 120 organismos en total de tres diferentes puntos en cada estanque. Al finalizar la evaluación se determinó el peso, la tasa de crecimiento (TC), el factor de conversión alimenticia (FCA), la biomasa de cosecha y el rendimiento por unidad de área.



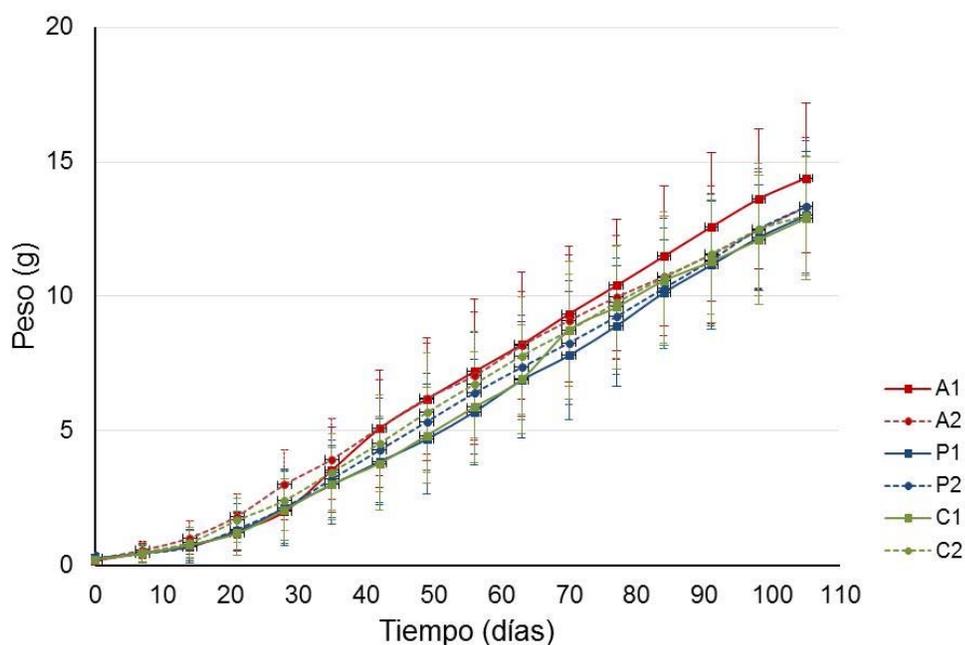
**Figura 13.** Balanza portátil Scout® Pro modelo SP602, OHAUS 600 g

## 6.5 Análisis estadístico

El análisis estadístico se llevó a cabo utilizando el programa STATISTICA, versión 6 (StatSoft Inc., 2004). Los datos fueron sometidos a una prueba de normalidad de *Kolmogorov-Smirnov* rechazando la hipótesis de normalidad cuando  $p > 0.05$ . Posteriormente se llevó a cabo una prueba de homogeneidad de varianzas de *Levene* para contrastar si las muestras de los diferentes grupos presentan la misma varianza. Si los grupos de muestras cumplieron con ambos supuestos, se compararon llevando a cabo un análisis de varianza de una vía (ANOVA) rechazando la hipótesis nula de que las medias de la población no presentan diferencias significativas cuando  $p < 0.05$ . Cuando no se cumplieron las exigencias requeridas para los análisis paramétricos se utilizó el método no paramétrico de Kruskal-Wallis. En el caso de encontrarse diferencias significativas, las medias de estos grupos fueron comparadas utilizando la prueba de Tukey para determinar diferencias entre cada par de grupos (Sokal y Rohlf, 2000).

## VII. RESULTADOS.

La Figura 14 presenta el incremento de peso en el tiempo para los estanques experimentales. A pesar de que no hubo diferencias estadísticamente significativas en la tasa de crecimiento y peso final del camarón (Tabla IV), estos fueron ligeramente mayores en los estanques con aireadores tipo aspirador (A) en comparación con los estanques con aireadores de paletas (P) y la combinación aspirador-paletas (C). El peso final en los estanques A presentó un promedio de 13.87 g mientras que los estanques P y C promediaron 13.17 g y 12.95 g, respectivamente. La sobrevivencia promedio en los estanques fue de 79.5%, 86.5% y 86.5 para los tratamientos A, P y C respectivamente, lo que puede explicar las variaciones de peso. El rendimiento final promedio para los estanques A fue de 13.23 ton/ha, mientras que para los estanques P fue de 13.66 ton/ha y para los estanques C fue de 13.44 ton/ha. El factor de conversión fue de 1.52 promedio y no se encontraron diferencias entre los tratamientos.



**Figura 14.** Promedio  $\pm$  DS del crecimiento del camarón respecto al tiempo en los estanques con aireador aspirador (A) estanques con aireador de paletas (P) y los estanques con la combinación aspirador-paletas (C).

**Tabla IV.** Rendimiento, peso final, crecimiento, factor de conversión aparente (FCA) y sobrevivencia de *L. vannamei* (Peso inicial =  $0.23 \pm 0.002$  g) cultivado por 105 días con diferentes combinaciones de equipos de aireación de 2 HP. Valores ( $\pm$ desviación estándar) promediados de dos réplicas por tratamiento\*.

Tratamiento	Aireador tipo aspirador (A)	Aireador tipo de paletas (P)	Combinación aspirador-paletas (C)
Rendimiento (ton ha <sup>-1</sup> )	13.23 $\pm$ 0.06 <sup>a</sup>	13.66 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	13.44 $\pm$ 0.00 <sup>a</sup>
Peso final (g)	13.87 $\pm$ 0.75 <sup>a</sup>	13.17 $\pm$ 0.23 <sup>a</sup>	12.95 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>
Crecimiento (g sem <sup>-1</sup> )	0.92 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	0.88 $\pm$ 0.02 <sup>a</sup>	0.86 $\pm$ 0.00 <sup>a</sup>
FCA	1.51 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	1.54 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	1.52 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>
Sobrevivencia (%)	79.5 $\pm$ 0.7 <sup>b</sup>	86.5 $\pm$ 2.1 <sup>a</sup>	86.5 $\pm$ 0.7 <sup>a</sup>

\*Los promedios que no comparten una letra en común dentro de la misma fila son significativamente diferentes basado en un análisis de varianza ( $P < 0.05$ ).

La Tabla V presenta los parámetros de calidad de agua. La salinidad promedio en el tratamiento P fue de 46.7 $\pm$ 0.6 ppt, significativamente mayor que para los tratamientos A y C, cuyos promedios fueron 45.8 $\pm$ 0.5 ppt y 46.3 $\pm$ 0.5 ppt, respectivamente. La Figura 15 presenta la variación de salinidad en el tiempo y el recambio de agua efectuado durante la evaluación experimental.

La temperatura del agua (Figura 16) se incrementó gradualmente conforme avanzó el experimento, aunque se presentaron episodios de temperaturas más bajas asociadas a cambios en las condiciones climáticas. Los estanques con aireadores de paletas (P) tuvieron una temperatura matinal promedio (26.4 $\pm$ 2.0°C) significativamente menor a los estanques con aireadores tipo aspirador (A) (28.3 $\pm$ 2.2°C) y a los estanques con la combinación aspirador-paletas (C) (27.4 $\pm$ 1.8°C). Los registros a las 18 h muestran una tendencia similar donde la temperatura promedio más alta se dio en estanques A (30.7 $\pm$ 1.9°C), y la menor en estanques P (29.0 $\pm$ 1.8°C).

**Tabla V.** Parámetros de calidad de agua ( $\pm$  DS) de los estanques de camarón para cada tratamiento.

Parámetro		Tratamiento		
		Promedio $\pm$ desviación estándar		
		Aireador aspirador(A)	Aireador paletas (P)	Combinación aspirador-paletas (C)
Temperatura ( $^{\circ}$ C)	8 am	28.25 $\pm$ 2.2 <sup>c</sup>	26.4 $\pm$ 2.0 <sup>a</sup>	27.4 $\pm$ 1.8 <sup>b</sup>
	6 pm	30.7 $\pm$ 1.9 <sup>c</sup>	29.0 $\pm$ 1.8 <sup>a</sup>	29.7 $\pm$ 1.7 <sup>b</sup>
Oxígeno disuelto (mgL <sup>-1</sup> )	8 am	4.7 $\pm$ 0.7 <sup>c</sup>	5.1 $\pm$ 0.5 <sup>b</sup>	4.9 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>
	6 pm	6.0 $\pm$ 0.9 <sup>a</sup>	6.1 $\pm$ 0.9 <sup>a</sup>	6.0 $\pm$ 1.0 <sup>a</sup>
pH	8 am	7.4 $\pm$ 0.3 <sup>b</sup>	7.7 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>	7.6 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>
	6 pm	7.8 $\pm$ 0.4 <sup>b</sup>	8.0 $\pm$ 0.2 <sup>a</sup>	8.0 $\pm$ 0.3 <sup>a</sup>
Salinidad (ppt)		45.8 $\pm$ 0.5 <sup>c</sup>	46.7 $\pm$ 0.6 <sup>b</sup>	46.3 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>
Amonio (mgL <sup>-1</sup> )		0.81 $\pm$ 0.4 <sup>a</sup>	0.75 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>	0.71 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>
Amoniaco (mgL <sup>-1</sup> )		0.01 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	0.01 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>	0.01 $\pm$ 0.01 <sup>a</sup>
Nitritos (mgL <sup>-1</sup> )		0.08 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>	0.10 $\pm$ 0.06 <sup>a</sup>	0.11 $\pm$ 0.07 <sup>a</sup>
Nitratos (mgL <sup>-1</sup> )		3.0 $\pm$ 0.7 <sup>a</sup>	3.3 $\pm$ 0.6 <sup>a</sup>	3.4 $\pm$ 0.5 <sup>a</sup>
Fosfatos (mgL <sup>-1</sup> )		3.0 $\pm$ 1.5 <sup>a</sup>	3.0 $\pm$ 1.7 <sup>a</sup>	2.8 $\pm$ 1.5 <sup>a</sup>
Alcalinidad (mgL <sup>-1</sup> )		182 $\pm$ 57 <sup>a</sup>	189 $\pm$ 55 <sup>a</sup>	205 $\pm$ 65 <sup>a</sup>
Silicio (mgL <sup>-1</sup> )		13.9 $\pm$ 7.8 <sup>a</sup>	16.1 $\pm$ 9.0 <sup>a</sup>	20.2 $\pm$ 11.0 <sup>a</sup>
Turbidez (cm)		28 $\pm$ 17 <sup>a</sup>	30 $\pm$ 18 <sup>a</sup>	31 $\pm$ 15 <sup>a</sup>
Sólidos suspendidos (mgL <sup>-1</sup> )		119 $\pm$ 83 <sup>a</sup>	97 $\pm$ 64 <sup>a</sup>	76 $\pm$ 49 <sup>a</sup>
Sólidos sedimentables (mL L <sup>-1</sup> )		4.0 $\pm$ 2.7 <sup>a</sup>	4.8 $\pm$ 2.9 <sup>a</sup>	6.5 $\pm$ 4.9 <sup>a</sup>
DBO <sub>5</sub> (mg L <sup>-1</sup> )		15.1 $\pm$ 5.4 <sup>a</sup>	17.9 $\pm$ 8.9 <sup>a</sup>	15.2 $\pm$ 8.8 <sup>a</sup>
Clorofila-a ( $\mu$ g mL <sup>-1</sup> )		57.0 $\pm$ 50.3 <sup>a</sup>	173.2 $\pm$ 122.0 <sup>b</sup>	147.8 $\pm$ 113.8 <sup>ab</sup>
Heterótrofas totales (10 <sup>5</sup> ufc mL <sup>-1</sup> )		8.2 $\pm$ 3.6 <sup>a</sup>	6.7 $\pm$ 4.0 <sup>a</sup>	4.9 $\pm$ 2.7 <sup>a</sup>
<i>Lactobacillus</i> spp. (ufc mL <sup>-1</sup> )		45.9 $\pm$ 50.8 <sup>a</sup>	49.4 $\pm$ 70.4 <sup>a</sup>	34.0 $\pm$ 37.8 <sup>a</sup>
<i>Vibrio</i> spp. (10 <sup>3</sup> ufc mL <sup>-1</sup> )		1.36 $\pm$ 1.41 <sup>a</sup>	0.99 $\pm$ 0.67 <sup>a</sup>	1.39 $\pm$ 2.18 <sup>a</sup>

(a,b,c) valores promedio con la misma letra para cada línea no son significativamente diferentes ( $P > 0.05$ ).

Al inicio del experimento los estanques contaron con el equivalente a 20 HP/ha de aireación constante, en función a lo establecido por Villarreal *et al.* (2015), y se basa en la capacidad de carga del sistema. La concentración inicial promedio de oxígeno disuelto durante la mañana (08:00 h) fue de aproximadamente 6 mg/L, y tendió a disminuir respecto al tiempo hasta el día 32 cuando alcanzó alrededor de 3.5 mg/L (Figura 16). A partir de este punto se emplearon 20 HP/ha adicionales por estanque hasta la cosecha, para todos los tratamientos. A las 08:00 h, la concentración promedio de oxígeno disuelto registrada en el tratamiento A (4.7 mg/L) y el tratamiento C (4.9 mg/L), fueron significativamente inferiores a la registrada en el tratamiento P (5.1 mg/L). Por otro lado, a las 18:00 h. los estanques no mostraron diferencias estadísticamente significativas respecto a su concentración de oxígeno disuelto promedio.

En general, los niveles de pH en los estanques disminuyeron durante la fase de engorda (Figura 16). Los valores promedio de pH en los estanques A (7.4 y 7.5, respectivamente para las 08:00 h y 18:00 h) fueron significativamente inferiores comparados con los estanques P (7.7 y 8) y los estanques C (7.7 y 7.9).

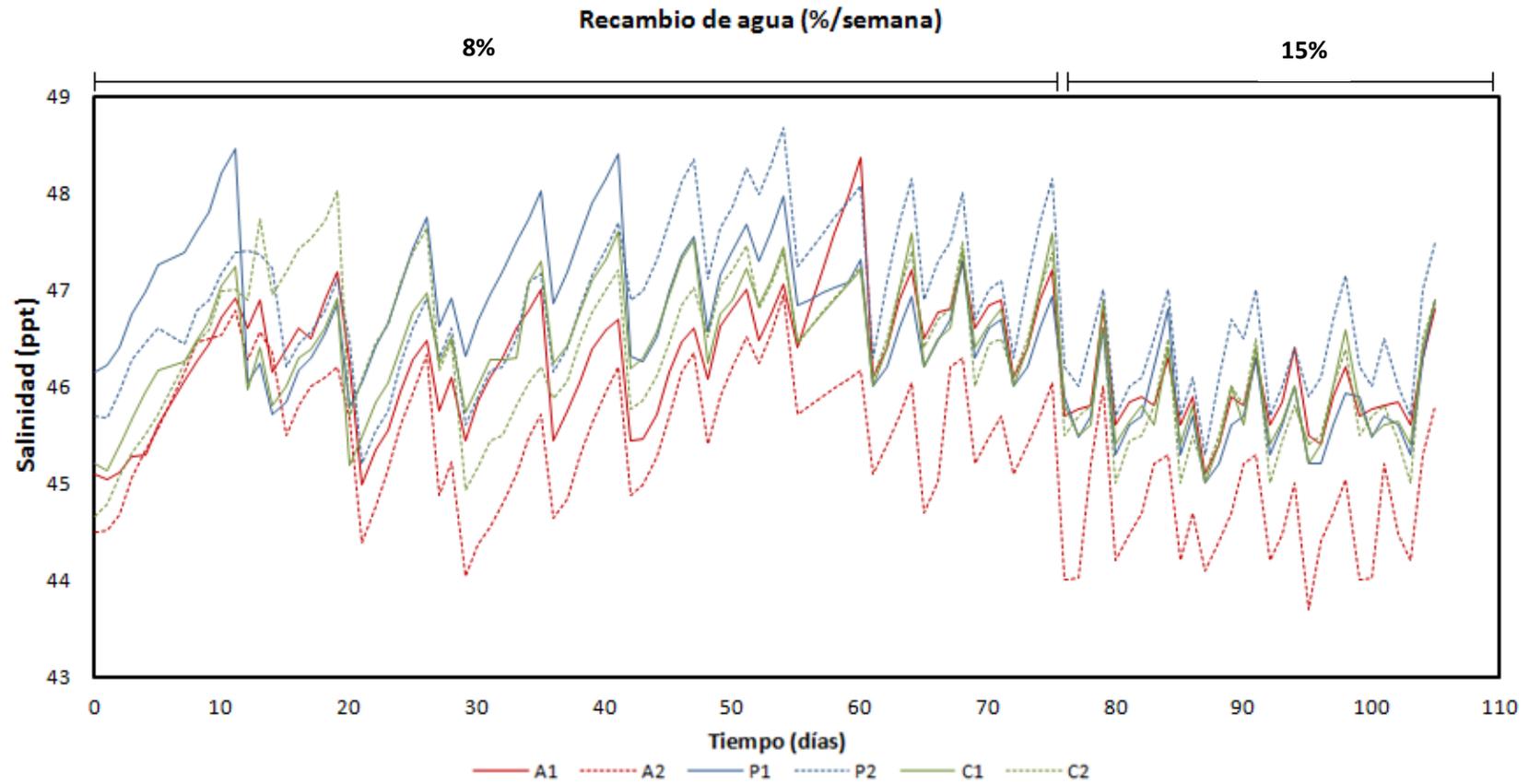
Las concentraciones de los niveles de amonio, nitritos, fosfatos y silicio se incrementaron a través del tiempo, hasta el momento en que se incrementó el porcentaje de suministro de agua para mantener niveles en los estanques, hacia el final del experimento (Figura 17). El amonio no-ionizado aumentó constantemente desde el inicio hasta el final del experimento, mientras que los nitratos mostraron un comportamiento oscilatorio durante los 90 días. No hubo diferencias significativas entre los tratamientos para estos parámetros.

La concentración promedio de partículas en el agua, medidas como sólidos suspendidos totales (SST) y sólidos sedimentables (SS), incrementaron durante el ciclo de cultivo y, consecuentemente, la lectura de transparencia de agua, medida con el disco secchi, disminuyó y el análisis de DBO5 mostró un aumento de materia susceptible a ser oxidada hasta la mitad del experimento para disminuir en la etapa final por el incremento en el

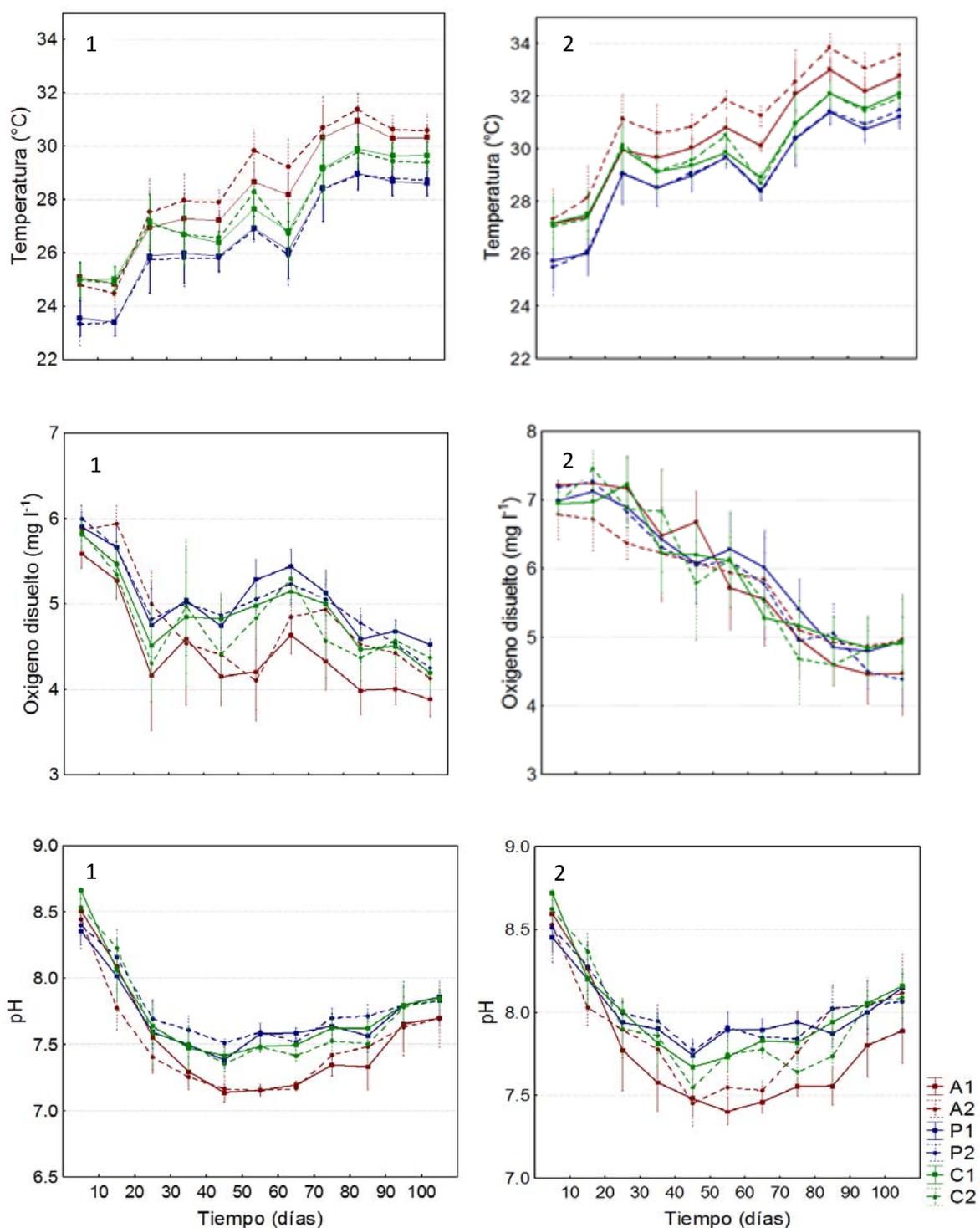
suministro de agua a los estanques. No hubo diferencias significativas entre los tratamientos para estos parámetros.

En el caso de la clorofila-a (Figura 18), la concentración promedio fue significativamente menor en los estanques A (57  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ) en comparación con los estanques P (174  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ) y los estanques C (148  $\mu\text{g}/\text{mL}$ ).

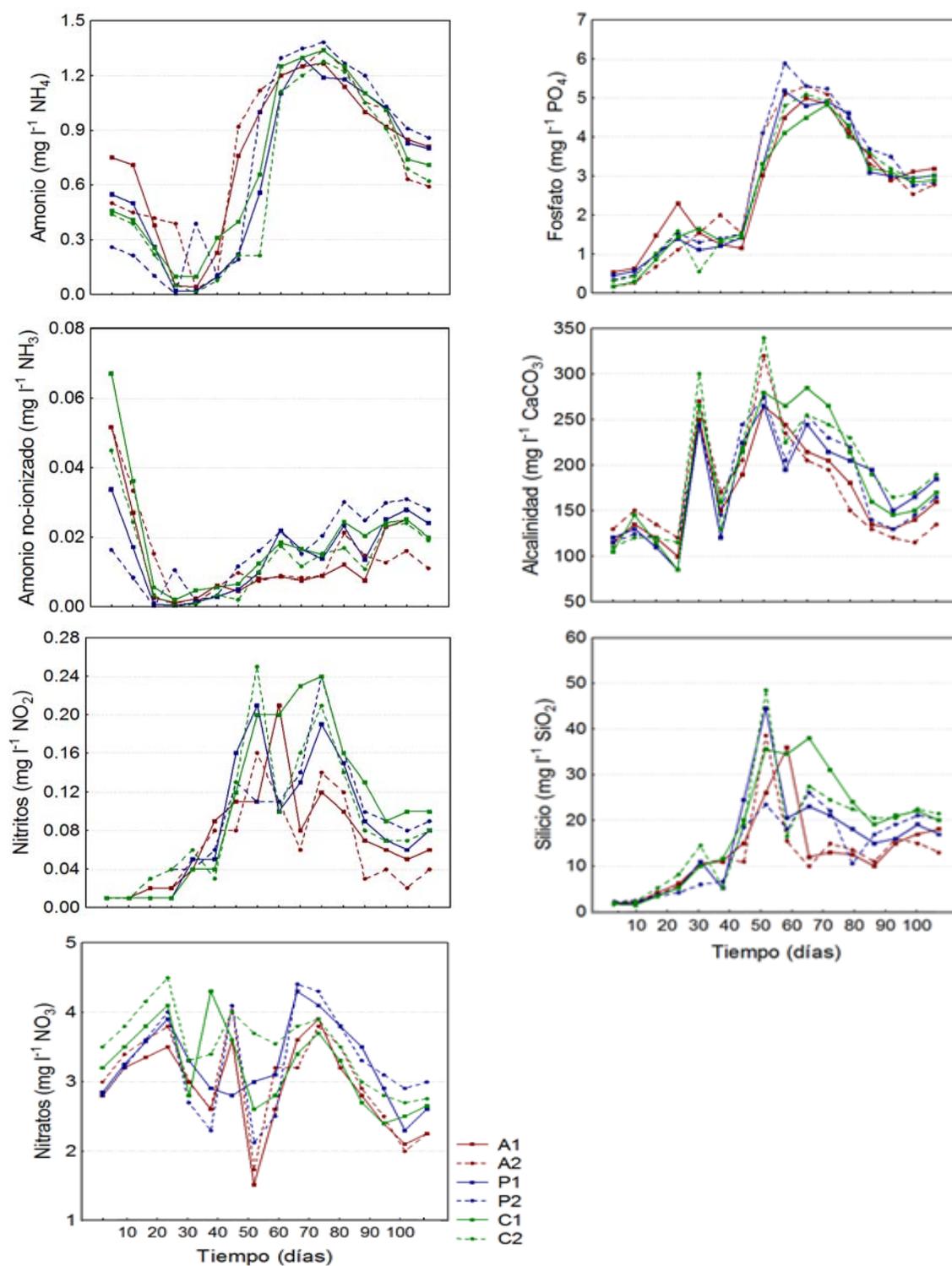
A pesar de que no se encontraron diferencias estadísticamente significativas para bacterias heterótrofas totales, *Lactobacillus* spp. y *Vibrio* spp., cada tratamiento mostró un comportamiento particular. Se encontró una concentración ligeramente superior de bacterias heterótrofas totales en el tratamiento A ( $8.2 \times 10^5$  ufc/mL), comparado con los tratamientos P ( $6.7 \times 10^5$  ufc/mL), y C ( $4.9 \times 10^5$  ufc/mL), mientras que en el caso de *Lactobacillus* spp., los tratamientos A y P (46.0 ufc/mL y 49.4 ufc/mL respectivamente), fueron ligeramente superiores al tratamiento C (34.1 ufc/mL). Finalmente, el análisis de *Vibrio* spp., demostró un conteo ligeramente inferior en el tratamiento P ( $1.0 \times 10^3$  ufc/mL) en comparación con los tratamientos A y C ( $1.4 \times 10^3$  ufc/mL y  $1.4 \times 10^3$  ufc/mL respectivamente).



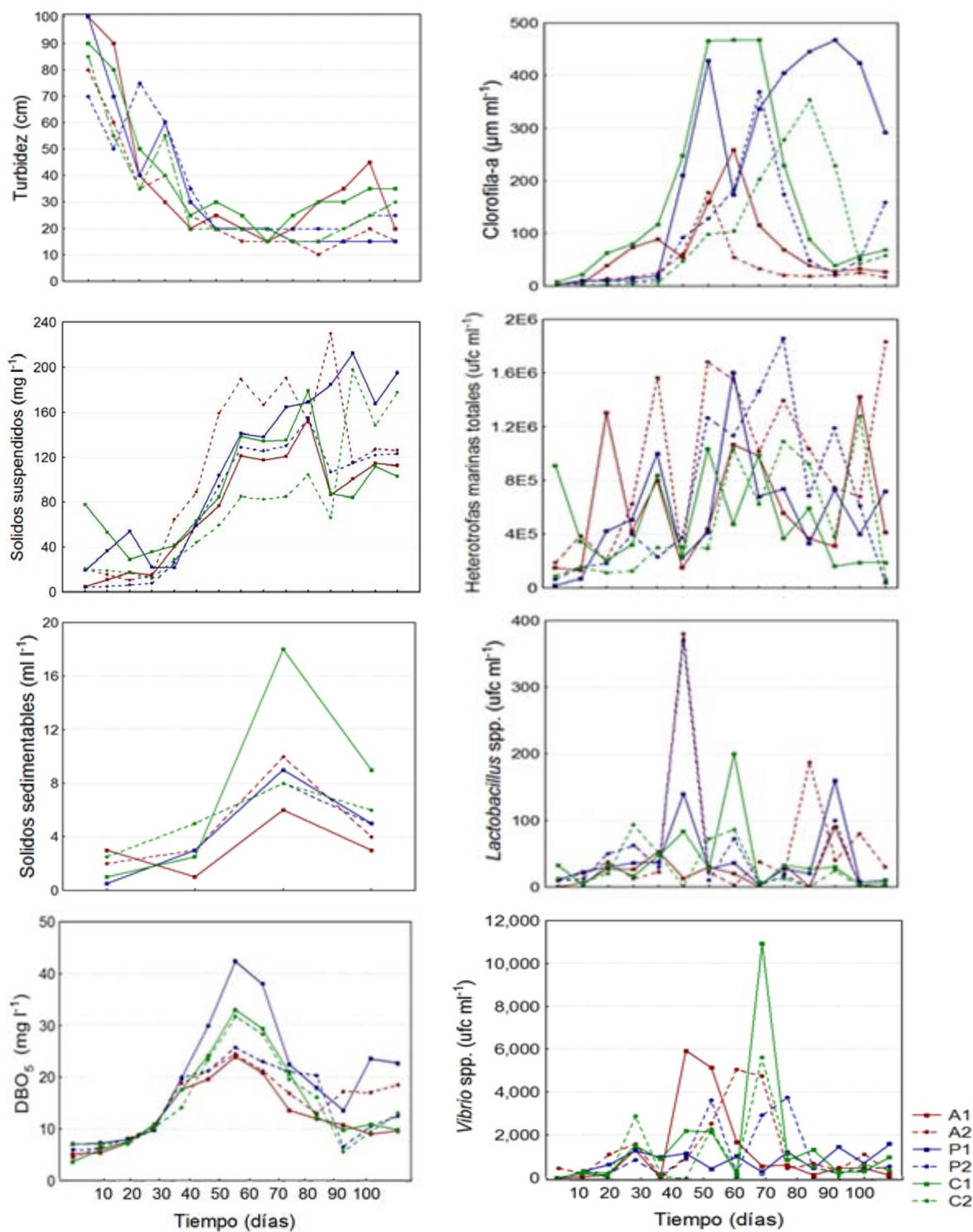
**Figura 15.** Variación de la salinidad respecto al tiempo en los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y la combinación aspirador-paletas (C).



**Figura 16.** Variación de la temperatura, oxígeno disuelto y pH respecto al tiempo para los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y combinaciones aspirador-paletas (C) a las 08:00 h (1) y 18:00 (2) h.



**Figura 17.** Variación del amonio, amonio no ionizado, nitritos, nitratos, fosfato, alcalinidad y silicio respecto al tiempo en los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y combinación aspirador-paletas (C).



**Figura 18.** Variación en la transparencia, SST, SS, DBO<sub>5</sub>, clorofila-a, concentración de bacterias heterótrofas totales, *Lactobacillus* spp. y *Vibrio* spp., respecto al tiempo, para los tratamientos con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y combinación aspirador-paletas (C).

## VIII. DISCUSIÓN

### 8.1 Desempeño productivo

Los pesos de cosecha reportados con un crecimiento promedio de 0.89 g/sem se alcanzaron utilizando 0.12 kWh/ind/m<sup>2</sup> por 32 días y 0.25 kWh/ind/m<sup>2</sup> por 73 días, con una salinidad promedio de 46.7 ppt. Dichas tallas son similares a aquellas obtenidas por Martínez-Córdova *et al.* (1998) (13.2 g, 0.88 g/sem) durante 105 días utilizando 0.35 kWh/ind/m<sup>2</sup>, a una salinidad de 43.5 ppt, y por Burford *et al.* (2003) (14.7 g, 1.15 g/sem) durante 120 días con 0.31 kWh/ind/m<sup>2</sup> a 42.5 ppt). Por otro lado, tallas superiores (21.9 g, 1.36 g/sem) han sido alcanzadas durante 110 días utilizando entre 0.33 y 0.50 kWh/ind/m<sup>2</sup> a salinidades menores a 11 ppt en estanques similares de 0.1 ha, recubiertos con membrana plástica de polietileno de alta densidad (HDPE) (Sooking *et al.*, 2011). En raceways súper-intensivos (610 ind/m<sup>2</sup>), Vinatea *et al.* (2010) lograron crecimientos de 1.19 g/sem en 105 días, empleando 0.23 kWh/ind/m<sup>2</sup> a una salinidad de 33.4 ppt). La correlación negativa entre la salinidad y la tasa de crecimiento del camarón es evidente. Le *et al.* (2009) encontraron que *P. monodon* presenta una mayor tasa de crecimiento específico y eficiencia de conversión alimenticia en salinidades de 25 ppt, en comparación con salinidades de 5-20 o 30-35 ppt. Por su parte, Díaz *et al.* (2001) mostraron que, cuando la salinidad se reduce de 40 a 11 ppt, la excreción de amonio de *L. vannamei* se reduce, siendo 25-27 ppt donde se encontró el menor estrés en los animales. El cultivo de camarón en salinidades cercanas al punto isoosmótico, donde el estrés osmótico será el mínimo, puede resultar en un decremento de las demandas metabólicas y por lo tanto incrementar el crecimiento de los organismos (Le *et al.*, 2009). Gong *et al.* (2004) encontraron que *L. vannamei* exhibe un patrón de regulación con un punto isoosmótico entre 25-26 ppt, la cual parece ser la salinidad del medio ideal para el cultivo de esta especie si se quiere incrementar al máximo el crecimiento. Mantener la salinidad ideal en un cultivo comercial puede no ser factible, técnica o económicamente (Boyd, 1982). Nuestro estudio demuestra que se pueden alcanzar tallas similares a producciones comerciales utilizando aproximadamente 64% del consumo eléctrico de aireación. Mucho del éxito alcanzado en los sistemas intensivos con

recambio de agua limitado puede ser atribuido al diseño de los estanques y a los criterios operacionales incorporados (McIntosh, 2000). En el caso del presente estudio, la capacidad de mantener materia orgánica en suspensión mientras se maneja una biomasa significativa de camarón, utilizando una aireación moderada, puede representar un nuevo modelo de sistema de producción altamente eficiente para las regiones desérticas y semi desérticas, en donde no es posible mantener salinidades oceánicas o inferiores. Cuando se compara con otros estudios, el rendimiento alcanzado aquí es muy superior a los reportados para sistemas extensivos y semi-intensivos con densidades desde 2 hasta 75 ind/m<sup>2</sup> (Casillas-Hernández *et al.*, 2007; Hari *et al.*, 2004; Martínez-Córdova *et al.*, 1998; Sooking *et al.*, 2011; Milstein *et al.*, 2005; Lemmonier *et al.*, 2003; Artiles-Rodríguez, 2002). El rendimiento en este estudio fue superior a lo reportado por Otoshi *et al.* (2003) en Hawái, donde se utilizó una tasa promedio de aireación muy similar y lograron producir apenas 3.9 ton/ha. Además, la producción promedio de los estanques (13.4 ton/ha) es superior a lo reportado por Burford *et al.* (2003) en Belice (11.7 ton/ha) donde se utilizó una densidad de siembra similar (120 PL/m<sup>2</sup>), y que ha sido considerado el estándar mundial de producción comercial intensiva.

## 8.2 Salinidad

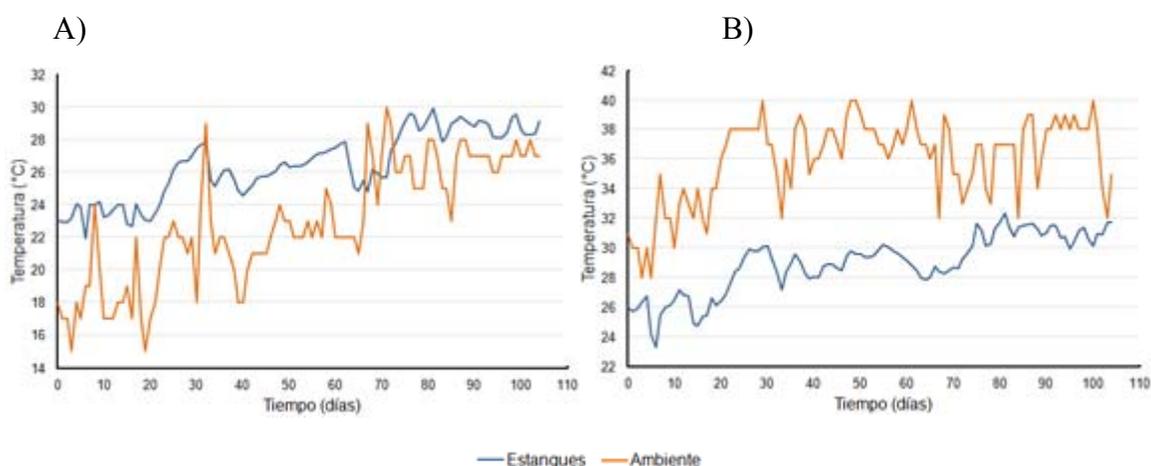
La condición hipersalina es típica de ambientes como el que se encuentra en la Bahía de La Paz (Espinoza, 1978), siendo influenciada por la alta evaporación durante la mayor parte del año. La tasa de evaporación promedio en nuestro estudio fue de 9.4 mm por día encontrándose diferencias significativas en el gradiente de salinidad entre los tratamientos durante el ciclo de cultivo. Generalmente, los estanques con aireadores de paletas (P) registraron una salinidad más alta, debido probablemente a que la evaporación fue mayor en dichos estanques, por la acción mecánica de elevar el agua por encima de la superficie del estanque para el proceso de aireación. Abdelrahman y Boyd (2015) encontraron una tasa de evaporación superior a 2 mm/día utilizando aireadores de paleta, comparado con sistemas de difusión de aire (<0.9 mm/día). En el caso del presente estudio, el manejo utilizado permitió que los niveles de amonio no ionizado, nitritos, fósforo, silicio y

alcalinidad se mantuvieran dentro del intervalo aceptable para el cultivo de *L. vannamei* (Boyd, 2001). Por diseño, esto hace innecesario el recambio de agua para el control de dichos parámetros. Sin embargo, debido al incremento de la salinidad (0.27 ppm/día) fue requerido un recambio de agua, que se decidió hacer de manera semanal, a fin de proteger los sistemas de bombeo y filtrado, y mitigar las variaciones diarias de los parámetros de calidad de agua. Se ha reportado que *L. vannamei* tolera un rango de salinidad de entre 1 a 50 ppt (Pante, 1990), con un crecimiento óptimo alrededor de 20 ppt (Erchao *et al.*, 2007). Debido a la amplia tolerancia de *L. vannamei* a los gradientes de salinidad, generalmente este parámetro no tiene relación con las tasas de supervivencia (Decamp *et al.*, 2003), lo cual puede verse reflejado en la alta tasa reportada en nuestro estudio (84.3%) .

### 8.3 Temperatura

Los datos de temperatura registrados aquí son típicos del clima desértico muy seco característico del Desierto de Sonora en el Noroeste de México. La temperatura en los estanques varió entre los 21.8°C y los 32.5°C durante las horas de la mañana (08:00 h) y los 23.2°C y 34.2°C durante la tarde (18:00 h), con un promedio de 27.4°C y 29.8°C respectivamente. Wyban *et al.* (1995) encontraron que para juveniles de *L. vannamei* (<5 g), la temperatura óptima para el crecimiento fue superior a los 30°C, mientras que para organismos más grandes, esta fue alrededor de los 27°C. Boyd (2001) encontró que los procesos biológicos, como el crecimiento, se duplican, en general, por cada 10°C que aumenta la temperatura, por lo que el camarón crecerá dos veces más rápido a 30°C que a 20°C. Los resultados de este estudio muestran que el uso de aireadores de paleta disminuyó la temperatura de agua en casi dos grados centígrados (-1.9°C) por la mañana, comparada con aireadores tipo aspiración. La diferencia se reduce a 0.9°C para la combinación aspirador-paleta. A las 18:00 h también se presentó una diferencia significativa de menor magnitud (-1.7°C y -0.7°C respectivamente). Esto se debe a que el golpe de la paleta salpica el agua en el aire (por diseño), produciendo una mayor superficie de contacto agua-gas. En la zona desértica hay un cambio significativo de temperatura entre el día y la noche, por la falta de capacidad del desierto de retener el calor acumulado durante el día. El agua

de los estanques, por otro lado, actúa como búfer térmico de manera eficiente. Esto provoca que, durante la noche, un porcentaje mayor del agua de los estanques con aireadores de paleta esté en contacto con aire relativamente más frío, mientras que el agua de estanques con aireadores tipo aspirador son sujetos a la inyección de un volumen más controlado de aire. Durante el día la temperatura del aire ambiental se incrementa y parecer tener un poco menos de influencia sobre a temperatura del agua que durante la noche (Figura 19). Wyban *et al.* (1995) encontraron una diferencia significativa en cuanto al crecimiento entre juveniles de *L. vannamei* cultivados a 27 o 30°C. A pesar de que no hubo diferencias estadísticamente significativas en la tasa de crecimiento del camarón en este estudio, el promedio fue ligeramente mayor en los estanques que se mantuvieron con la temperatura más alta (A).



**Figura 19.** Variación de la temperatura ambiental (AccuWeather, 2015) y en estanques con aireación de paletas respecto al tiempo, a las 08:00 h (A) y 18:00 h (B) durante 105 días del cultivo.

#### 8.4 Oxígeno disuelto

Sonnenholzner (2014) menciona un rango óptimo para el crecimiento de especies acuáticas de agua cálida de entre 4 y 7 mg/L, un lento crecimiento entre 1 y 3 mg/L, y condiciones letales en tiempos prolongados a concentraciones menores a 1 mg/L. Boyd (2001), por su parte, estimó una concentración de oxígeno disuelto letal en camarones a 1 o 2 mg/L si la

exposición es prolongada durante algunas horas, un crecimiento lento si la exposición es entre 2 y 5 mg/L, y estableció que a  $>5$  mg/L se dan las mejores condiciones para el crecimiento. Niveles de oxígeno disuelto óptimos se mantuvieron durante todo el ciclo de cultivo por lo que se puede concluir que el manejo de la aireación en el presente estudio fue adecuado para sistemas intensivos con recambio de agua limitado.

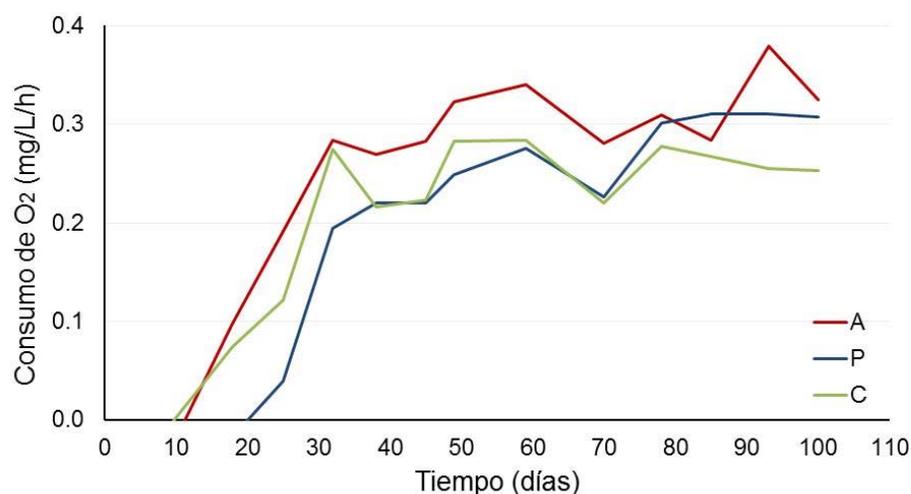
El oxígeno disuelto disminuyó durante el ciclo de cultivo debido principalmente al incremento de la biomasa de camarón, que consume oxígeno para la respiración y para la oxidación de compuestos metabólicos (Egna y Boyd, 1997). Además, la temperatura se incrementó durante el cultivo lo que ocasiona que la solubilidad del oxígeno disminuya (Boyd, 2001). Fast y Boyd (1992), demostraron que con aireadores tipo aspirador la eficiencia de aireación se incrementa conforme aumenta la salinidad, esto debido a la diferencia en la tensión superficial causada por las sales disueltas, las burbujas inyectadas son más numerosas y más pequeñas en aguas salinas que en aguas dulces (Kumar y Kuloor, 1970). Esto resulta en una mayor superficie de burbuja, y por lo tanto, un mayor potencia de transferencia de gases en la interface gas-agua. En el caso de aireadores de paleta, Fast *et al.* (1999) encontraron una mayor eficiencia de aireación en salinidades más altas debido a la formación de gotas de agua más pequeñas y numerosas. Además mencionan que a pesar de la disminución de la saturación de oxígeno por el incremento de salinidad, la tasa de transferencia de oxígeno se incrementa en altas salinidades comparada con agua dulce. Respecto a los niveles de oxígeno disuelto registrados en este estudio, a las 18:00 h. no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos, mientras que a las 08:00 h, los estanques con aireador de paletas lograron mantener una concentración de oxígeno disuelto significativamente más alta que los estanques con aireador aspirador. Como se mencionó arriba, esto puede estar relacionado con el incremento en la solubilidad de oxígeno en función de la temperatura (Peterson y Walker, 2002). El diferencial de temperatura entre estanque con aspiradores y paletas fue cercano a 2°C por la mañana.

La concentración de oxígeno disuelto en los estanques dependerá principalmente de cinco factores (Anongponyoskun *et al.*, 2012): la transferencia aire-agua, la respiración de la

materia orgánica (fitoplancton y microorganismos), la respiración animal, la respiración del sedimento y la producción por fotosíntesis. La tasa de producción de oxígeno disuelto por fitoplancton se calculó según la concentración de clorofila-a, respecto a la radiación fotosintéticamente activa para la zona geográfica donde se llevó a cabo este estudio (Sukenic *et al.*, 2009; Sudhakar *et al.*, 2013). Las mayores tasas de producción de oxígeno se obtuvieron en los estanques con aireador de paletas (1.63 mg/L/h) y la combinación aspirador-paletas (1.31 mg/L/h), mientras que los estanques con aireador aspirador alcanzaron 0.51 mg/L/h, debido a la menor concentración de clorofila-a presente en dichos estanques. Boyd (1973) observó una tasa de producción de 0.16-0.5 mg/L/h en estanques de peces con un metro de profundidad, estimando, en general, una producción de oxígeno en el agua en el rango de 0-1.6 mg/L/h para estanques acuícolas Boyd (1990). Por su parte, Anongponyoskun *et al.* (2012) encontraron una producción de 0.32 mg/L/h en estanques de tierra cultivados con *L. vannamei*. La mayor producción en estanques, con paletas y con la combinación aspirador-paleta, de nuestro estudio puede relacionarse con altas densidades fitoplanctónicas, producto de la alta irradiación solar de la zona geográfica y la alta cantidad de nutrientes disponibles característicos de los sistemas intensivos con bajo recambio de agua (Avnimelech, 2012).

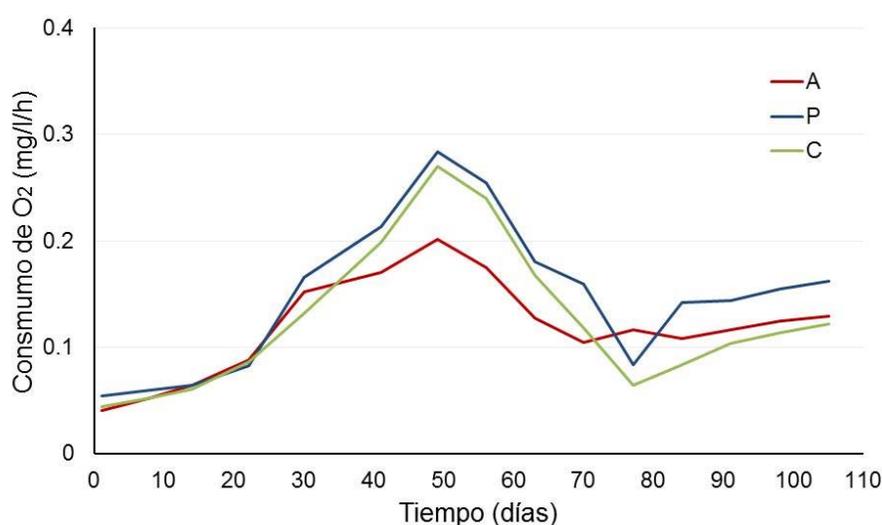
Los resultados parecen indicar que el golpeteo de la paleta sobre el agua rompe la tensión superficial más eficientemente que la propela del aireador aspirador, por lo que la mezcla de agua superficial es más completa, las microalgas, que producen moléculas de oxígeno a través de la fotosíntesis (Boyd, 1998) durante el día, se multiplican más fácilmente, y la energía calórica captada durante el día se disipa más fácilmente durante la noche, afectando la saturación de oxígeno del agua. A pesar de ello, no hubo diferencias significativas respecto a la concentración de oxígeno a las 18:00 h. La investigación futura deberá tomar en consideración otras variables, como por ejemplo la eficiencia de oxidación de materia orgánica en función de la temperatura y la concentración de bacterias presentes en el estanque.

La tasa promedio de consumo de fitoplancton para el presente estudio fue de  $0.20 \pm 0.04$ ,  $0.14 \pm 0.01$  y  $0.16 \pm 0.02$  mg/L/h, para los tratamientos A, P y C respectivamente; sin embargo, estos datos variaron dependiendo de la etapa del cultivo. Al inicio del ciclo, se estimaron tasas de respiración de  $\sim 0$  mg/L/h, mientras que en la etapa final se alcanzaron valores de 0.38 mg/L/h. (Figura 20). Boyd *et al.* (1978) reportaron, para comunidades planctónicas en estanques con agua en  $30^{\circ}\text{C}$ , tasas de hasta 0.5 mg/L/h, mientras que Boyd (1989) estimó valores de 0.11 mg/L/h en estanques de tierra con un metro de profundidad. Los resultados presentados en este estudio muestran que la producción de oxígeno por el fitoplancton fue significativa. Del total de géneros de microalgas identificados en observaciones circunstanciales en los estanques experimentales, *Eustigmatophyceae* (*Nannochloropsis*) *sp.*, fue el que tuvo mayor predominancia. Estas microalgas se caracterizan por su pequeño tamaño celular (1-2  $\mu\text{m}$ ) (Fisher *et al.*, 1998). Hernández-Pérez y Labbé (2014) mencionan que cultivos de microalgas en altas densidades son capaces de utilizar la luz incidente con mayor eficiencia que en cultivos más diluidos, debido al auto sombreado de las células más cercanas a la superficie. Además, un sistema con un buen mezclado permitirá el acceso periódico de todas las microalgas a la luz (Markou y Georgakakis, 2011).



**Figura 20.** Tasa promedio de consumo de oxígeno por el fitoplancton para estanques con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P), y combinación aspirador-paletas (C) durante el ciclo de cultivo.

Respecto a la respiración de los microorganismos presentes en el agua durante cinco días ( $DBO_5$ ), en general, no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos A, P y C (14.1, 17.5 y 14.8 mg/L respectivamente). Esto equivale a 0.12, 0.15 y 0.12 mg/L/h (Figura 21). Boyd (1990) estimó el consumo de oxígeno en base a la  $DBO_5$  de entre 0.06 y 0.33 mg/L/h, mientras que Anongponyoskun *et al.* (2012) en un cultivo de *L. vannamei* en estanques de tierra de 0.5 ha. estimaron un consumo de 0.21 mg/L/h. Los resultados reportados en este estudio se encuentran dentro de los mismos rangos.

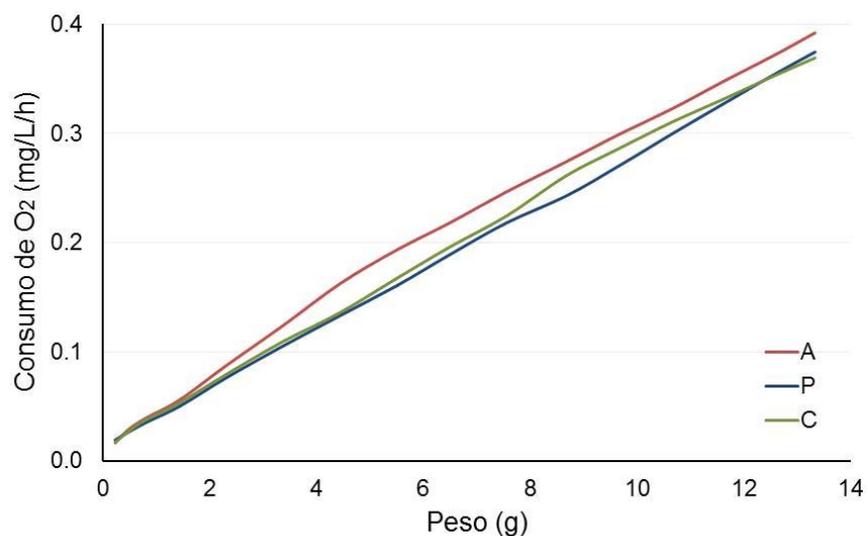


**Figura 21.** Demanda biológica de oxígeno por microorganismos presentes en el agua para los estanques con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P), y la combinación aspirador-paletas (C) durante el ciclo de cultivo.

Durante el ciclo de cultivo, sólidos sedimentables son depositados en el fondo del estanque, dicha materia orgánica presenta serias consecuencias para la dinámica del oxígeno disuelto. Esta materia orgánica es degradada por microorganismos que la utilizan como fuente de alimento, con una consecuente demanda de oxígeno, aunque en realidad, la materia orgánica no se descompone completamente, dados los ciclos de producción, solo se llevará a cabo un 70% de la degradación estimada del sedimento, la cual se puede estimar según Boyd, (1989).

Al final del cultivo, en base a observaciones y mediciones *in-situ*, se estimó una cantidad promedio de lodo de  $0.12 \text{ m}^3$  en cada estanque de  $1,350 \text{ m}^3$ . La cantidad de oxígeno necesaria para la descomposición de dicha materia orgánica en nuestro estudio (dado un ciclo de producción de 105 días) fue de  $0.01 \text{ mg/L/día}$ . Tasas de oxígeno disuelto de  $0.22$ ,  $0.25$  y  $0.38 \text{ mg/L/día}$  en la misma superficie han sido reportadas para estanques de tierra (Boyd, 1989; 1990; 1998), lo que indica que la baja producción de lodos generada en este estudio representa una ventaja respecto a los niveles de oxígeno disuelto en comparación con los sistemas tradicionales.

Vinatea *et al.* (2011) describen la tasa de consumo de oxígeno por el camarón ( $\text{mg O}_2/\text{L/h}$ ), en función de la salinidad, temperatura, densidad de siembra y peso húmedo. Basándose en dichos cálculos, se estimó la tasa respiratoria del camarón para nuestro estudio. Los resultados mostraron valores de  $0.2 \pm 0.00$ ,  $0.18 \pm 0.01$  y  $0.18 \pm 0.01 \text{ mg/L/h}$ , respectivamente, para los estanques A, P y C. Las diferencias no fueron significativas (Figura 22), aunque en el tratamiento A el consumo de oxígeno fue ligeramente mayor. Esto se puede deber a que en dicho tratamiento el crecimiento del camarón fue un poco más acelerado. Bett y Vinatea (2009), estimaron una tasa respiratoria promedio de  $0.38 \text{ mg/L/h}$  para un camarón de  $15 \text{ g}$  durante cultivado a una salinidad de  $37 \text{ ppt}$ , una temperatura de  $30^\circ\text{C}$  y una densidad de  $120 \text{ ind/m}^2$ ; Fast y Boyd (1992) reportaron una tasa respiratoria de  $0.16 \text{ mg/L/h}$  para cultivos de camarón de entre  $500$  y  $7,000 \text{ kg/ha}$ , indicando que este consumo se podría incrementar en un  $10\%$  o más a mayores biomásas. Consecuentemente, el promedio en este estudio ( $0.19 \text{ mg/L/h}$ ) sería consistente para cultivos que producen más de  $13,000 \text{ kg/ha}$ .

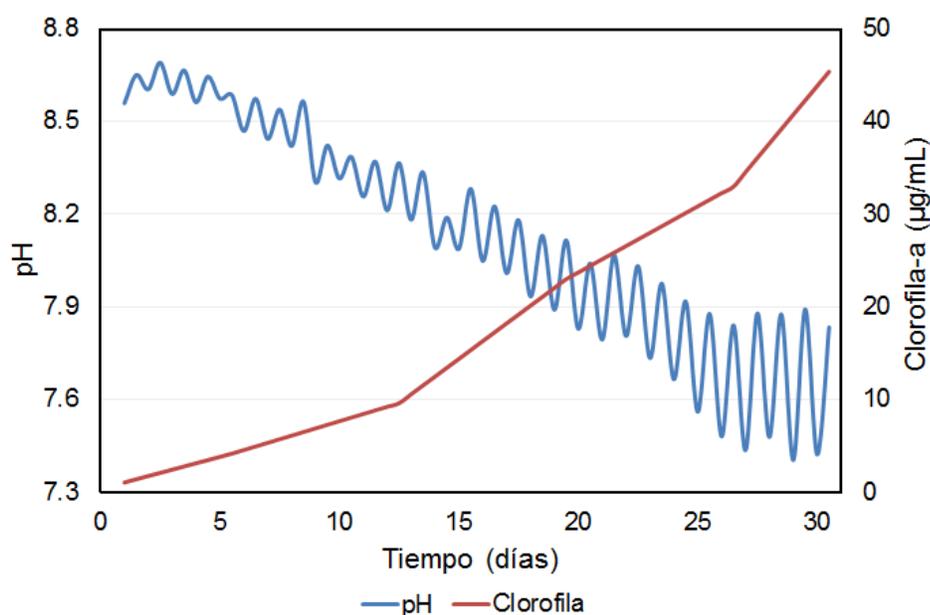


**Figura 22.** Tasa promedio de consumo de oxígeno por el camarón *L. vannamei*, en base al peso húmedo, para estanques con aireador aspirador (A), aireador de paletas (P) y combinación aspirador-paletas (C).

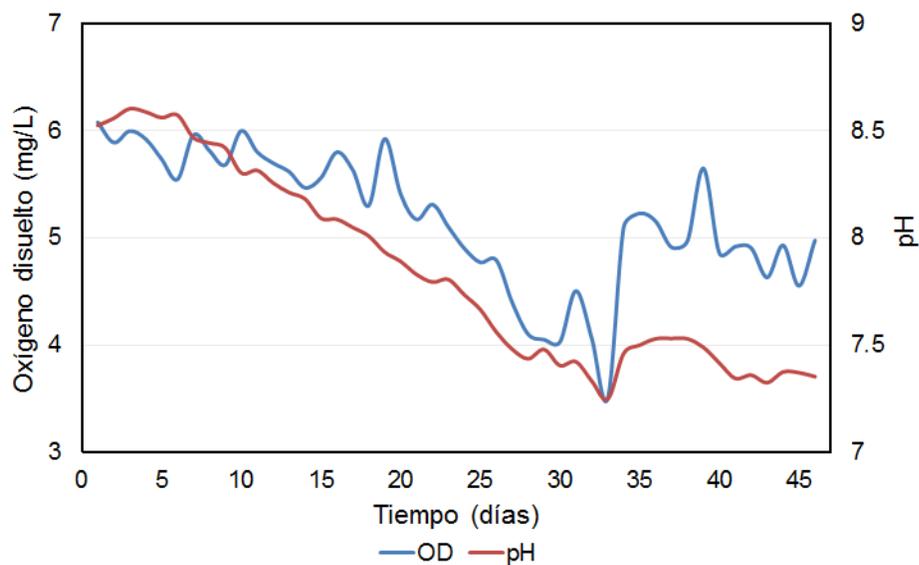
## 8.5 pH

Los valores de pH más bajos registrados en este estudio se dieron a las 08:00 h (7.0) y los más altos a las 18:00 h (8.9), por lo que se puede concluir que en nuestro estudio, el pH no fue un factor de riesgo para la salud de los camarones y se mantuvo en niveles óptimos para el crecimiento. Debido a que el dióxido de carbono presenta una reacción de acidez en el agua formando ácido carbónico, el pH tiende a disminuir a altas concentraciones de CO<sub>2</sub> y viceversa (Boyd, 1998). En los estanques, durante el día el fitoplancton absorbe CO<sub>2</sub> lo que ocasiona que el pH aumente, mientras que durante la noche disminuye (Boyd, 1982), tal fluctuación entre el día y la noche puede ser mayor cuando el fitoplancton es abundante (Boyd, 1998). Dicho fenómeno se vio reflejado en nuestro estudio, durante las primeras semanas, cuando el crecimiento del fitoplancton se empezó a evidenciar debido al incremento de clorofila-a (Figura 23). A pesar de que los niveles de clorofila-a continuaron aumentando, la fluctuación diaria del pH se mantuvo posiblemente por el efecto amortiguador de la alcalinidad; Boyd (2001) menciona que estanques con una alcalinidad alta como la reportada en este estudio generalmente presentan variaciones de pH menos amplias, manteniendo condiciones más consistentes. Al inicio del experimento, el pH

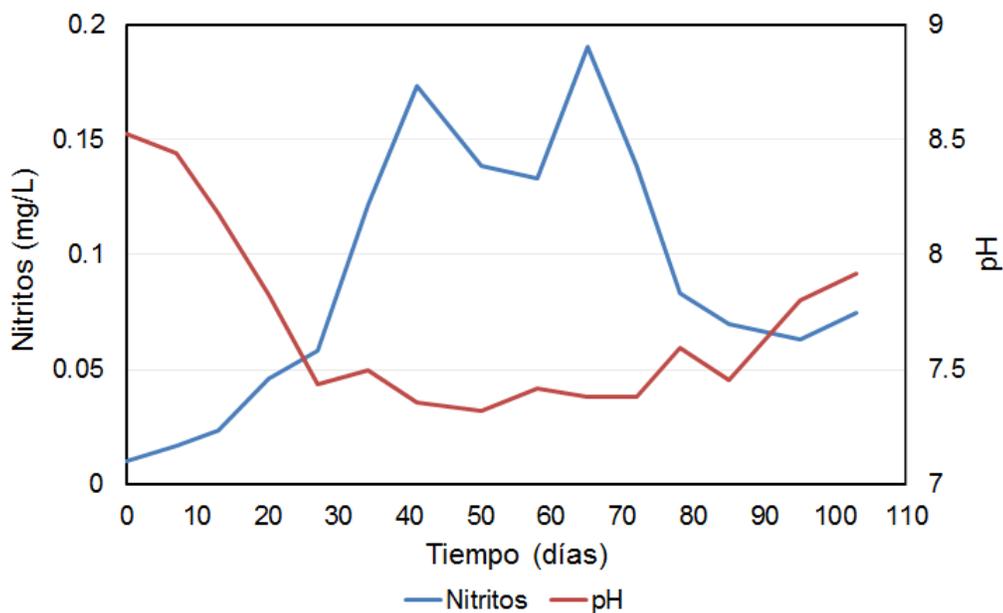
presentó los niveles más altos y tendió a disminuir a razón de  $-0.044 \text{ d}^{-1}$  (08:00 h) y  $-0.030 \text{ d}^{-1}$  (18:00 h) hasta el día 32, a partir del cual el pH se mantuvo más constante hasta el final del experimento. Los niveles de pH disminuyeron, probablemente por el incremento en la producción de  $\text{CO}_2$  relacionada con el incremento en la biomasa del camarón. Esto se puede corroborar con la disminución de la concentración de oxígeno disuelto para el mismo período de tiempo (Figura 24). Existe una correlación altamente significativa entre ambos factores (Coeficiente de correlación de *Spearman* = 0.85,  $p = 0.0000$ ). Los niveles de pH fueron significativamente menores en los estanques con aireadores tipo aspirador, en comparación con los demás tratamientos, lo cual puede relacionarse con una menor abundancia de fitoplancton en dichos estanques, reflejada en los niveles de clorofila-a. Dado que la fertilización de los estanques con amonio, y particularmente el proceso de nitrificación, reduce los niveles de pH en el agua, este pudo haber sido un factor clave en mantener el pH bajo durante la mayor parte del experimento (Figura 25), que se muestra como una correlación inversa (Coeficiente de correlación de *Spearman*  $R = -0.88$ ,  $p = 0.000014$ ).



**Figura 23.** Valores promedio de clorofila y el pH respecto al tiempo en los estanques experimentales durante los primeros 30 días.



**Figura 24.** Promedio de la variación del oxígeno disuelto y pH respecto al tiempo en los estanques experimentales durante los primeros 45 días del experimento.

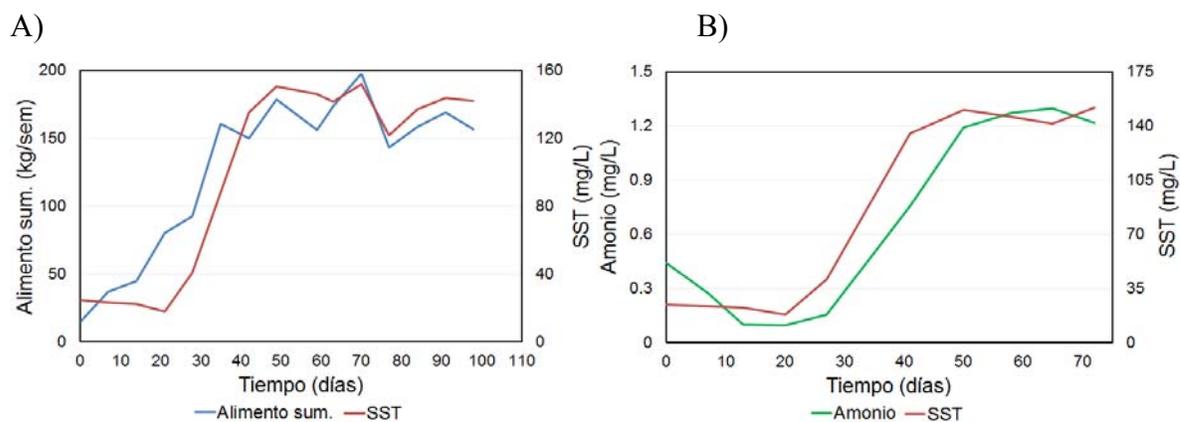


**Figura 25.** Relación entre la concentración promedio de nitratos y el pH respecto al tiempo en los estanques experimentales durante el ciclo de cultivo.

### 8.6 Amonio ( $\text{NH}_4$ ).

En el presente estudio, la concentración de amonio se elevó hasta 1.38 mg/L en la décima semana, pero mantuvo un promedio de 0.76 mg/L durante todo el ciclo. Estos valores son

relativamente bajos comparados con lo reportado por Boyd y Clay (2002) (hasta 10 mg/L después de 3 a 5 semanas), por Ray *et al.* (2011) (1.5 mg/L), o por Artiles-Rodríguez (2002) (0.95 mg/L) en sistemas intensivos, pero son mayores a lo reportado por Casillas-Hernández *et al.* (2007) (0.11 mg/L), por Milstein *et al.* (2005) (0.04 mg/L), o por Sooking *et al.* (2011) (0.53 mg/L) para sistemas extensivos y semi-intensivos. Esto puede deberse a que los niveles de amonio tienden a incrementar como resultado de la acumulación en los desperdicios, a medida que las tasas de alimentación se incrementan en el ciclo de cultivo (Guerrero-Galván *et al.*, 1999). Boyd (2001) menciona un rango óptimo de amonio para estanques de camarón, de entre 0.2 y 2 mg/L, mientras que Boyd (1989) menciona que niveles de  $\text{NH}_4 > 1.93$  mg/L pueden ocasionar problemas de toxicidad cuando el pH se encuentra por encima de 8.5. Se puede concluir que los camarones en este estudio no estuvieron expuestos a concentraciones de amonio que pudieran ocasionar una toxicidad aguda o crónica en el organismo. De acuerdo a Hopkins *et al.* (1993) el amonio es, por lo general, bajo cuando las poblaciones de fitoplancton son altas, esto debido a que el amonio es un importante nutriente para las microalgas (Tookwinas y Songsangjinda, 1999). La condición foto-heterotrófica del sistema utilizado en el presente estudio puede representar una ventaja para mantener niveles de amonio adecuados en sistemas intensivos con un alto ingreso de nitrógeno. No hubo diferencias significativas entre los tratamientos. La concentración de amonio disminuyó de 0.45 mg/L inicial a 0.10 mg/L en el día 13, momento que coincide con el inicio del recambio de agua semanal utilizado para controlar la salinidad. Boyd (1989) menciona que el recambio de agua puede ser un medio factible para reducir la concentración de amonio. A partir del día 20 y hasta el día 60 la concentración de amonio en el agua se incrementó a razón de 0.038 mg/L por día, probablemente por el incremento en la biomasa del camarón, la cantidad de alimento suplementado y sólidos suspendidos (Figura 26). Frías-Espiricueta y Páez-Osuna (2001) mencionan que el amonio es el principal producto nitrogenado de la excreción de los crustáceos y se puede acumular debido a la descomposición de la materia orgánica (Boyd, 1982). Por otro lado, del día 60 hasta el final del experimento los niveles de amonio tendieron a disminuir a razón de -0.015 mg/L por día, debido al incremento de recambio de agua de 8% a 15% semanal.



**Figura 26.** Correlacion entre la concentración de sólidos suspendidos con el suministro de alimento (A) *Spearman*  $R= 0.85$ ,  $p= 0.0000$ , y los niveles de amonio (B) *Spearman*  $R= 0.74$ ,  $p=0.0016$ .

### 8.7 Amonio no ionizado ( $\text{NH}_3$ ).

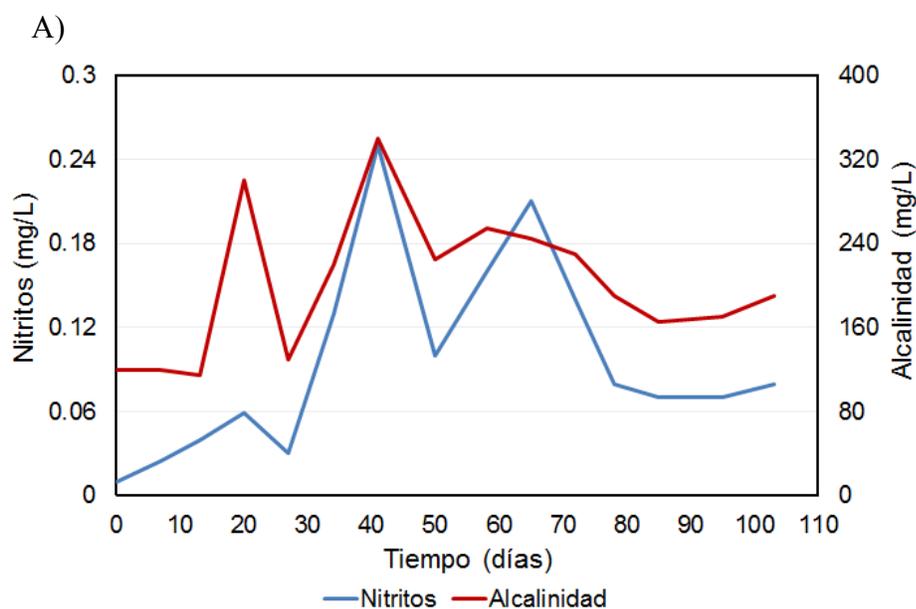
Estudios han demostrado que una exposición prolongada a una concentración de amoniaco de 0.45 mg/L  $\text{NH}_3$  reducirá el crecimiento del camarón en un 50% (Kungvankij y Chua, 1986). Boyd (1989) estableció que una concentración letal a exposiciones cortas (24-72 horas) en juveniles y adultos de *L. vannamei* es entre 0.4 y 2.0 mg/L. Por otro lado, Boyd (2001) menciona una concentración óptima de  $\text{NH}_3$  para *L. vannamei*  $<0.1$  mg/L. Durante este estudio, los niveles de  $\text{NH}_3$  no sobrepasaron los 0.067 mg/L, lo cual es relativamente bajo y no representa riesgo alguno para el crecimiento y la supervivencia del camarón. De igual forma, no se reportaron diferencias significativas entre los tratamientos para los niveles de  $\text{NH}_3$ . Esto indica que el uso de determinados sistemas de aireación no tuvo un efecto sobre las concentraciones de las diferentes formas de amonio en el agua. Las mayores concentraciones de amoniaco (0.016-0.067 mg/L) se registraron durante la primera semana del cultivo, probablemente asociado a que los valores de pH para el mismo período de tiempo fueron mas elevados que durante el resto del experimento. Boyd (1982) menciona que en el agua, el amonio no-ionizado existe en un equilibrio dependiente del pH y la temperatura con el ion amonio.

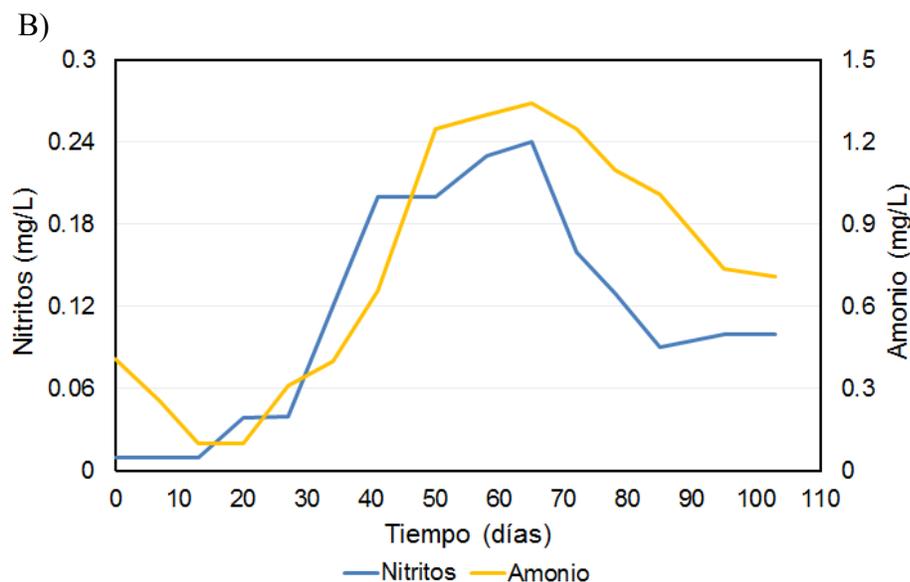
## 8.8 Nitritos (NO<sub>2</sub>) y nitratos (NO<sub>3</sub>).

Entre la semana siete y la semana diez de cultivo, se alcanzaron concentraciones de nitrito (0.24 - 0.25 mg/L) ligeramente superiores al límite establecido por Boyd (2001) para el cultivo de camarones peneidos (<0.23 mg/L). Sin embargo, durante la mayor parte del cultivo, los niveles de nitrito se mantuvieron por debajo de dicho rango. En promedio se registraron niveles de 0.08, 0.10 y 0.11 mg/L NO<sub>2</sub> para los tratamientos A, P y C, respectivamente lo cual es superior a lo reportado por Martínez-Córdova *et al.* (1998) (0.03 mg/L) para sistemas semi-intensivos, pero inferior a lo reportado por Burford *et al.* (2003) (1.17 mg/L) para sistemas intensivos. A pesar de que concentraciones superiores a 0.23 mg/L se registraron durante cortos períodos de tiempo, es muy importante dilucidar las causas de estos niveles elevados ya que pueden tener efectos tóxicos en los crustáceos, relacionados principalmente con el transporte de oxígeno, la oxidación de compuestos importantes y daños a los tejidos (Jensen, 1990). En el día 41, la concentración de nitritos en el estanque C1 alcanzó 0.25 mg/L, que coincide con los niveles de alcalinidad más elevados (Figura 27a). El análisis de correlación de *Spearman* muestra una correlación significativa entre ambos factores ( $P=0.000$ ). Por otro lado, alrededor del día 20, los niveles de alcalinidad eran relativamente altos pero los nitritos se mantuvieron en un nivel bajo (Figura 27a). Esto se debió a que los niveles de amonio aún no habían alcanzado niveles suficientes (Figura 27b) para servir de precursor a la transformación en nitritos. Correlaciones altas ( $P=0.000$ ) se encontraron entre los niveles de nitritos y amonio en los estanques (Figura 27b), lo que confirma que los niveles de nitrito en los estanques estarán en función de la concentración de amonio y bicarbonatos presentes en el agua, la cual puede ser expresada en términos de alcalinidad (Egna y Boyd, 1997). Van Haandel y Van der Lubbe (2007) mencionan que todo el proceso de nitrificación consume 100 g de CaCO<sub>3</sub> por mol de N.

Aunque no se encontraron diferencias significativas entre los tratamientos, la concentración promedio de nitritos fue ligeramente más baja en los estanques con aireadores tipo aspirador en comparación con los estanques con aireador de paletas y la combinación

aspirador-paletas (0.07, 0.09 y 0.10 mg/L, respectivamente). Los organismos encargados del proceso de oxidación biológica del amonio a nitritos son autótrofos aeróbicos obligados, los cuales necesitan oxígeno para su respiración, elemento que actúa como aceptor de electrones durante el proceso de nitrificación (Avnimelech, 2012). Los estanques con aireador aspirador presentaron niveles promedio de oxígeno menores, que podría significar una menor capacidad de oxidación del amonio y, menor concentración de nitritos. El nitrito es menos estable que el ion nitrato, es muy reactivo y puede actuar como agente oxidante y reductor, por lo que es común que se encuentren en altas concentraciones en ambientes con baja oxigenación (Albert, 1997), por lo que en condiciones bien oxigenadas como las que prevalecieron en este estudio, los nitritos se transformaron rápidamente a nitratos y mantuvieron una concentración relativamente baja. Por su parte, los niveles de nitratos presentaron una concentración entre 1.52 mg/L y 4.5 mg/L, que se encuentra en el rango óptimo descrito por Boyd (2001) (0.2 - 10 mg/L). No hubo diferencias significativas entre tratamientos para nitratos. El promedio más bajo se registró en estanques con aireadores tipo aspirador. El segundo paso de la nitrificación depende de la cantidad de nitritos y el oxígeno disuelto en el agua (Avnimelech, 2012). Además, la concentración de nitratos está en función de la asimilación fitoplanctónica que, junto con los fosfatos (16:1) son los principales nutrientes para las microalgas (Iba *et al.*, 2014).





**Figura 27.** Correlación entre los niveles de nitritos y alcalinidad (A) *Spearman*  $R=0.80$ ,  $p=0.0003$ ; y nitritos-amonio (B) *Spearman*  $R=0.83$ ,  $p=0.0001$  durante el ciclo de cultivo intensivo de camarón.

### 8.9 Fosfato ( $PO_4$ ).

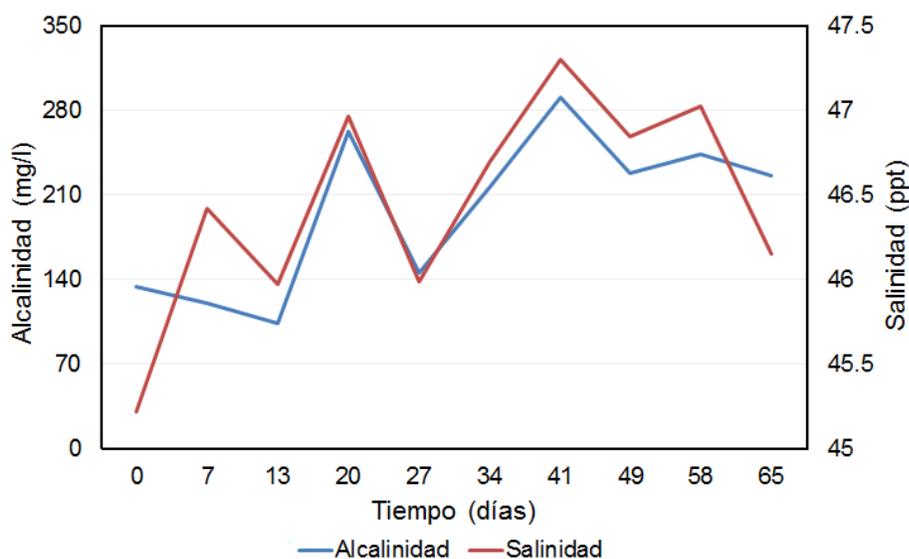
Las concentraciones promedio de fosfatos registradas en el presente estudio para los estanques A, P y C (3.0, 3.0 y 2.8 mg/L respectivamente), fueron superiores a lo reportado por Milstein *et al.* (2005) (0.13 mg/L) en sistemas extensivos; por Casillas-Hernández *et al.* (2007) (0.49 mg/L) en sistemas semi-intensivos; y a lo reportado por Burford *et al.* (2003) (0.57 mg/L) en sistemas intensivos. A pesar de que el fósforo no se ha asociado con problemas considerables de toxicidad en los camarones, este es un elemento que se debe tener en cuenta, ya que al ser un nutriente limitante para la productividad del fitoplancton, en determinadas concentraciones, puede llegar a ocasionar problemas de eutrofización en los estanques (Egna y Boyd, 1997; Montoya *et al.*, 2000). Una de las posibles causas de los altos niveles de  $PO_4$  registrados en comparación con otros estudios, es que en estanques tradicionales de tierra, el fósforo es capturado en gran medida por los sedimentos (Egna y Boyd, 1997), mientras que en estanques recubiertos con geo-membrana de polietileno HDPE, con un adecuado manejo de la aireación, la materia orgánica se mantiene en suspensión (Boyd, 1998). En el presente estudio, la concentración de sólidos sedimentables

fue baja, por lo que la mayor parte del fósforo se concentró en la columna de agua. Por otro lado, el alimento artificial es la principal fuente de fósforo disponible para el camarón de cultivo (Boyd, 1981), por lo que es de esperar que, en sistemas intensivos, el compuesto se encuentre en mayor abundancia. A pesar de que durante este estudio se sobrepasaron los límites de  $\text{PO}_4$  propuestos por Boyd (1990, 2001) de 0.5 mg/L, no se presentaron floraciones de fitoplancton que ocasionaran problemas de eutrofización en los estanques. Esto se relaciona con la capacidad de los sistemas de aireación utilizados para mantener una mezcla homogénea del estanque.

### **8.10 Alcalinidad ( $\text{CaCO}_3$ ).**

Como se ha mencionado anteriormente, la alcalinidad en los estanques tuvo un efecto notable sobre los niveles de pH y la concentración de nitritos. Se ha demostrado que el camarón presenta un mejor crecimiento a alcalinidades superiores a 100 mg/L  $\text{CaCO}_3$  (Boyd y Daniels, 1994) posiblemente debido a una mayor disponibilidad de carbonatos para la formación del exoesqueleto (Solano-Motoche, 2003). Limsuwan (2005) menciona que para obtener un buen crecimiento, la alcalinidad en un cultivo de *L. vannamei* no debe bajar de 80 mg/L. Por otro lado, se ha determinado que niveles altos de alcalinidad (200 a 300 mg/L) con un pH mayor de 8.5 bloquean el proceso de muda del camarón, por una pérdida de sales excesiva (Ching, 2007). Los promedios de alcalinidad alcanzados: 182, 189 y 205 mg/L, para los tratamientos A, P y C, respectivamente, son superiores a lo reportado por Hari *et al.* (2004) (8.7 mg/L) en sistemas extensivos, por Yusoff *et al.* (2002) (102.5 mg/L) en sistemas intensivos, y a lo reportado por Vinatea *et al.* (2010) (108.7 mg/L) en un sistema tipo raceway súper-intensivo, pero inferior a lo reportado por Ray *et al.* (2011) (294.3 mg/L) en otro sistema de raceway súper-intensivo. Los niveles en nuestro estudio se pueden relacionar con varios factores. El nivel inicial durante el llenado de estanques fue de 70 mg/L, aunque Boyd (2001) menciona que el agua de mar tiene un promedio de 120 mg/L. La alcalinidad estuvo influenciada en mayor medida por la dinámica del carbono en la columna de agua de los estanques y la alta concentración de fitoplancton (Boyd, 1982), ya que durante la fotosíntesis se libera una cantidad significativa

de carbonatos a partir de bicarbonatos. Además, la condición de alta salinidad en el presente estudio significa la presencia de concentraciones de cationes divalentes en el agua, principalmente calcio y magnesio, lo suficientemente alta para mantener elevados niveles de dureza y alcalinidad, aunque sin alcanzar niveles que ocasionaran la precipitación de calcio (Boyd, 1982; 1989; 1998). La fluctuación de la alcalinidad en nuestro estudio, está directamente relacionada con los recambios de agua efectuados (Figura 28), que disminuyeron la salinidad y la densidad fitoplanctónica. En la etapa final del cultivo los niveles de alcalinidad disminuyeron, posiblemente por el incremento en la tasa de recambio de agua.



**Figura 28.** Fluctuación promedio de la alcalinidad y la salinidad durante los primeros 65 días experimentales. Correlación de *Spearman*  $R= 0.87$ ,  $p= 0.0012$ .

### 8.11 Partículas suspendidas y sedimentables.

Los microorganismos que colonizan los sistemas súper-intensivos a cielo abierto con recambio de agua limitado, tales como microalgas, bacterias y zooplancton, se encuentran en ensamblajes agregados a partículas suspendidas en la columna de agua (Ray *et al.*, 2010). Dichos organismos tienen una gran importancia como fuente de nutrición suplementaria para el camarón y para llevar a cabo los procesos de mineralización y

asimilación de compuestos metabólicos perjudiciales (Wasiolesky *et al.*, 2006). Por otro lado, Hargreaves (2006) menciona que un exceso de partículas puede causar un aumento en la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), obstrucción de branquias, suprimir el crecimiento del fitoplancton o promover el crecimiento de microorganismos potencialmente nocivos. Avnimelech (2012) menciona tres métodos comúnmente utilizados para inferir la concentración o abundancia de las partículas: sólidos suspendidos totales, turbidez, y sólidos sedimentables. La determinación de sólidos suspendidos totales es el método más preciso para medir la concentración de partículas. Milstein *et al.* (2005) reportaron una concentración de sólidos suspendidos de 113 mg/L en estanques de tierra con una baja densidad de siembra (2 PL/m<sup>2</sup>). Mientras que para sistemas semi-intensivos, Casillas-Hernández *et al.* (2007) encontraron una concentración de 123.9 mg/L en estanques de tierra sembrados con 15 PL/m<sup>2</sup>. Por otro lado, Burford *et al.* (2003) en un sistema intensivo reportaron una concentración promedio de 59.5 mg/L utilizando estanques recubiertos con geo-membrana y una densidad de siembra de 120 PL/m<sup>2</sup>. Para el caso de sistemas de raceway súper-intensivos se han reportado concentraciones de sólidos suspendidos entre 70 - 595 mg/L utilizando densidades de siembra entre 250 y 460 PL/m<sup>3</sup> (Ray *et al.*, 2010; Vinatea *et al.*, 2010). En el caso de nuestro estudio, las concentraciones promedio reportadas (119, 97 y 76 mg/L en A, P y C, respectivamente), provenientes de estanques con una recubierta de geo-membrana, no incorpora partículas suspendidas provenientes del suelo, sino arrastres de partículas de la zona por el viento y, principalmente, materia orgánica y microorganismos presentes en el agua. Aunque nuestros resultados mostraron una concentración de sólidos suspendidos superior a lo reportado por Burford *et al.* (2003) para condiciones similares, cabe mencionar que en dicho estudio se empleó remoción de sedimentos vía desagüe o sifones lo que evitó que dichas partículas se re-suspendieran en la columna de agua. Esta práctica puede aumentar los costos de operación. Avnimelech (2012) menciona que para concentraciones de sólidos suspendidos de entre 200-500 mg/L es necesario implementar prácticas de control tales como el drenaje, sifones o fuertes recambios de agua. Estas concentraciones normalmente se asocian a sistemas heterótrofos que reciben materia orgánica suplementaria (ej. Melaza) para modificar el balance C:N y propiciar la multiplicación de bacterias. En nuestro estudio, la

estrategia de producción no requiere materia orgánica adicional, por lo que los valores son significativamente más bajos.

La turbidez es otro indicador de la concentración de partículas suspendidas (Boyd, 2001). Sin embargo este método no es tan preciso, ya que se ha determinado que el color de la muestra puede alterar el resultado del procedimiento. Por ejemplo, cuando el agua es color café puede producir un valor de turbidez mayor que agua que sea de color verde, independientemente de la concentración de sólidos suspendidos (Avnimelech, 2012). Los promedios de turbidez en base a la visibilidad del disco secchi registrados en el presente estudio (20.5-30.9 cm) son superiores a los 30.5-60.0 cm reportados para la mayoría de los estudios de cultivo de camarón (Martínez-Córdova *et al.*, 1998; Yusoff *et al.*, 2002; Burford *et al.*, 2003; Hari *et al.*, 2004; Casillas-Hernández *et al.*, 2007; Sooking *et al.*, 2011;). En base a la concentración de clorofila-a registrada durante el estudio, la diferencia puede relacionarse con la alta densidad de fitoplancton. Boyd (2001) menciona que existe una relación directa entre la visibilidad del disco secchi y la abundancia de fitoplancton, y aunque la turbidez puede ser causada por partículas suspendidas del suelo, en estanques recubiertos con geo-membranas la influencia de estas es significativamente menor que la del fitoplancton o bacterias.

Otro método para caracterizar sólidos en los estanques, utilizado más comúnmente en los sistemas de biofloc, es el uso de conos Imhoff. Avnimelech (2012) menciona volúmenes típicos para el cultivo de camarón entre 2-40 mL L<sup>-1</sup>, indicando que valores de más de 20 mL L<sup>-1</sup> pueden afectar negativamente al camarón, al obstruir sus branquias. Además, una acumulación excesiva de sedimentos en el fondo puede causar una alta demanda de oxígeno disuelto (de 2 a 3 mL/L en 24 horas) (Boyd, 2001). Sin embargo, como se mencionó anteriormente, en el presente estudio esta demanda fue solo de aproximadamente 0.01 mL/L por día, por la poca generación de lodos. Valores inferiores a 20 mL/L fueron reportados durante el experimento en todos los estanques. Por lo anterior se puede concluir que el manejo de la aireación fue adecuado para prevenir la acumulación de sedimentos que pudieran haber afectado al camarón o consumir una gran cantidad de oxígeno disuelto.

## 8.12 Clorofila-a

Segun el analisis de correlacion de *Spearman* (Tabla VI), los valores de clorofila-a tienen una relacion directa con la concentracion de nutrientes (nitrógeno, fósforo, y silicio). Como se mencionó anteriormente, el nitrógeno y el fósforo son los principales nutrientes asociados a la multiplicación de microalgas (Egna y Boyd, 1997; Tookwinas y Songsangjinda, 1999; Iba *et al.*, 2014). En el caso del silicio, Raya y Aguirre (2012) mencionan que las microalgas, principalmente, las diatomeas, son muy importantes para el ciclo biogeoquímico de este elemento. Dichos organismos unicelulares toman el ácido silícico disuelto en el agua ( $\text{H}_2\text{SiO}_3$ ) y lo fijan en forma de sílice opalina ( $\text{SiO}_2$ ). Los resultados en el presente estudio muestran que se mantuvo una concentracion óptima ( $>1.0$  mg/L  $\text{SiO}_2$ ) para estanques de cultivo de camarón (Quadros y Martínez-Córdova, 2008). La alcalinidad y el pH estan directamente relacionados con la concentración de clorofila-a debido a que el  $\text{CO}_2$  es la principal fuente para la fijación de carbono durante la fotosíntesis (Geider y MacIntyre, 2002). La turbidez y los solidos suspendidos están directamente relacionados con la clorofila-a por la cantidad de partículas vivas y muertas procedentes de la biomasa fitoplanctónica (Boyd, 2001; Avnimelech, 2012). Mientras que la correlacion con la demanda bioquímica de oxígeno ( $\text{DBO}_5$ ) se debe a que este parámetro mide el consumo de oxígeno en ausencia de luz. Durante las noche las plantas consumen oxígeno, dado que durante la fase oscura de la fotosíntesis, el  $\text{O}_2$  es el electrón aceptor final para la generación de ATP (Ozbun *et al.*, 1964). Además de los nutrientes y el  $\text{CO}_2$ , la radiación solar es un factor limitante de la fotosíntesis (Avnimelech, 2012), y dado que la ciudad de La Paz es una de las ciudades con los índices de irradiación solar más altos del mundo, este factor pudo ser clave para la alta productividad fitoplanctónica en el presente estudio.

Los promedios de clorofila-a reportados en nuestro estudio (57.0, 132.2 y 147.8  $\mu\text{g/mL}$ , para A, P y C respectivamente) fueron superiores a los 18.9  $\mu\text{g/mL}$  reportado por Hari *et al.* (2004) para sistemas extensivos, a lo reportado por Martínez-Córdova *et al.* (1998); Lemonnier *et al.* (2003) y Casillas-Hernández *et al.* (2007) (7.0 - 14.9  $\mu\text{g/mL}$ ) para sistemas semi-intensivos. Por otro lado, fue similar a lo reportado por Yusoff *et al.* (2002) y

Burford *et al.* (2003) (105.2 - 173.0  $\mu\text{g/mL}$ ) para sistemas intensivos, e inferiores a lo reportado por Martins *et al.* (2014) (219.2  $\mu\text{g/mL}$ ) en un sistema de raceways super-intensivo. Las diferencias en cuanto a la concentración promedio de clorofila-a en los tratamientos pudieron deberse a una combinación de diversos factores. En primer lugar, los niveles de nitritos, nitratos y silicio fueron ligeramente menores en los estanques con aireadores tipo aspirador, por lo que en dichos estanques la disponibilidad de nutrientes para el crecimiento del fitoplancton fue mas baja. Por otro lado, dicha diferencia podría estar probablemente influenciada por la concentración de  $\text{CO}_2$  en el agua y por lo tanto, con una mayor disponibilidad de carbono para la fotosíntesis.

**Tabla VI.** Análisis del coeficiente de correlación de rangos de Spearman entre los valores promedio de clorofila-a y 14 variables monitoreadas. Los valores en rojo son estadísticamente significativos.

Clorofila-a vs.	N	Spearman R	Valor-p
Amonio	15	0.8000	0.0003
Amoniaco	15	-0.1035	0.7133
Nitritos	15	0.9401	0.0000
Nitratos	15	-0.0821	0.7710
Fosfatos	15	0.9285	0.0000
Alcalinidad	15	0.7464	0.0013
Silicio	15	0.9000	0.0000
Temperatura	15	0.4571	0.0866
OD	15	-0.62500	0.0127
pH	15	-0.8321	0.0001
Salinidad	15	0.3642	0.1819
Turbidez	15	-0.9471	0.0000
SST	15	0.8285	0.0001
DBO5	15	0.8500	0.0000

La solubilidad del  $\text{CO}_2$  disminuye conforme aumenta la temperatura (Boyd, 1982), por lo tanto, en los estanques con aireador de paletas, hubo más  $\text{CO}_2$  que en los estanques con aireadores tipo aspirador. Además, dado que la materia orgánica al ser oxidada por el

oxígeno produce CO<sub>2</sub> (Avnimelech, 2012), valores mas altos de DBO<sub>5</sub> en los estanques con aireadores de paletas podrían indicar una mayor concentración de CO<sub>2</sub> en el agua.

### 8.13 Bacterias

Según el análisis de correlación de *Spearman* los valores de bacterias heterótrofas marinas totales presentan una estrecha correlación con el oxígeno disuelto, pH, amonio, nitritos, fosfatos, silicio, clorofila-a y turbidez (Tabla VII). Los microorganismos heterótrofos, como las bacterias, degradan la materia orgánica y la usan para sus requerimientos energéticos y para su crecimiento, por otro lado contribuyen al reciclamiento de nutrientes en los ambientes acuáticos (Avnimelech, 2012). Durante la respiración aerobia de las bacterias heterótrofas se consume oxígeno (Church, 2008), Por lo que dentro de los resultados obtenidos en el presente estudio, una estrecha correlación negativa entre el recuento de bacterias heterótrofas y la concentración de oxígeno disuelto (Tabla VIII) se puede explicar dado que durante las etapas de mayor crecimiento poblacional, el requerimiento de oxígeno para el metabolismo celular fue más alto.

En el caso de la clorofila-a, es conocido que los microorganismos heterotróficos pueden prosperar en un medio con altas concentraciones de carbón orgánico disuelto (Martínez-Córdova *et al.*, 2014), Laws (1981) manifiesta que durante los blooms de fitoplancton se producen exudados de materia orgánica cuando la fijación de carbono sobrepasa la incorporación en nuevo material celular. Según Vadstein (1989) estos exudados juegan un importante papel como sustrato para el crecimiento de bacterias heterótrofas y el zooplancton. Azam (1983) menciona que las bacterias permanecen a distancias de 10 µm de las células algales, siendo repelidas posiblemente por antibióticos producidos por algas saludables, por lo que las bacterias se unen principalmente a algas moribundas. Esto permite entender porque algunos sistemas intensivos tienden a migrar de autótrofos (foto autótrofos) a heterótrofos, y viceversa, en forma cíclica. En el caso del presente estudio, se demostró que un color café en el estanque no se asocia necesariamente a una alta concentración de bacterias heterótrofas (Figura 29), más bien, el patrón de comportamiento

a base de picos y caídas en el recuento de bacterias heterótrofas totales se relaciona positivamente con la concentración de fitoplancton (clorofila-a) (Avnimelech, 2012) y el color verde en los estanques (Figura 31). Debido a esto, tanto clorofila-a como bacterias heterótrofas totales presentan una estrecha correlación negativa con el pH, y de igual forma, una correlación positiva con los nutrientes limitantes del fitoplancton, amonio, nitritos, fosfatos y silicio (Tabla VI y VII). Además, dado que las bacterias son fundamentales en el reciclamiento del carbón, nitrógeno y fósforo en todos los ecosistemas (Godwin y Cotner, 2015), la concentración de estos nutrientes también pueden tener un efecto directo sobre las poblaciones de bacterias heterótrofas en los estanques.

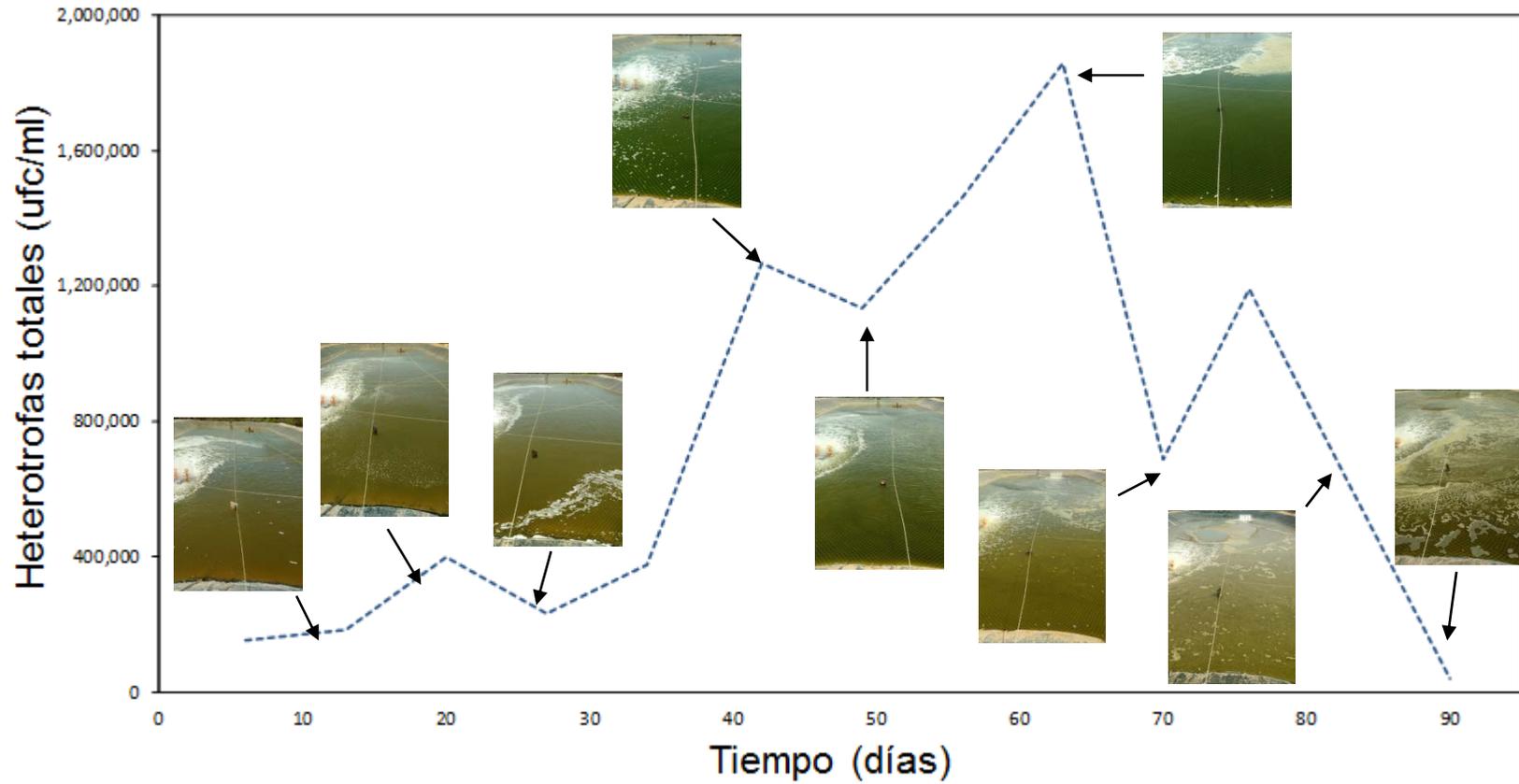
Cabe mencionar que en el muestreo del día 34 de cultivo, dos días después de encender el segundo aireador en cada estanque, la concentración de bacterias heterótrofas totales disminuyó considerablemente en todos los estanques respecto al muestreo anterior, para luego incrementar a valores similares en el siguiente muestreo. Esto se pudo deber a que al encender el segundo aireador, la nueva capacidad de mezclado (40 HP/ha) hace que todos los residuos de materia orgánica del fondo se suspendan, incrementando marcadamente la demanda de oxígeno como oxidante, lo que disminuye la concentración de oxígeno disuelto (mg/L) inmediatamente después del arranque del aireador, para luego incrementarse conforme el mezclado o la inyección de aire permite incrementar la saturación del gas.

Dado que las bacterias heterótrofas durante la degradación de materia orgánica necesitan de oxígeno como fuente de energía, la baja concentración de este en el agua pudo ocasionar la caída de la población de bacterias heterótrofas analizada en el día 34. El incremento de oxígeno disuelto en los días posteriores permitió que las bacterias se recuperaran y mantuvieran un crecimiento casi lineal hasta aproximadamente el día 50. A diferencia de las bacterias autótrofas, las bacterias heterótrofas tienen un tiempo muy corto de generación y sus poblaciones se adaptan rápidamente a condiciones cambiantes (Avnimelech, 2012). En el caso de *Lactobacillus* spp., se conoce que este género de bacterias son anaerobias, aunque hay cepas que son capaces de desarrollarse en presencia de oxígeno (Estela *et al.*, 2007). La caída en la concentración de oxígeno permitió una

mayor reproducción celular (Figura 30), de manera temporal, disminuyendo al mejorar las condiciones de oxígeno por el segundo aireador.

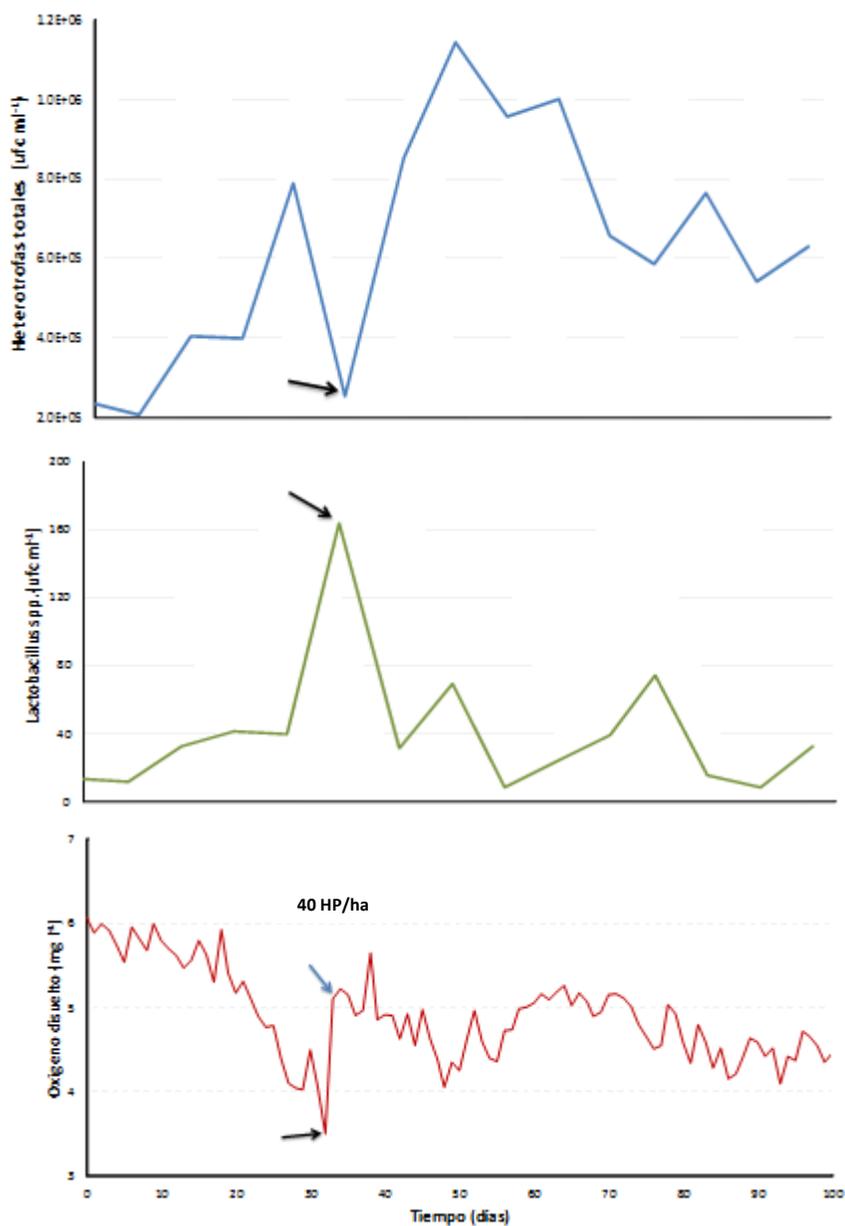
**Tabla VII.** Analisis del coeficiente de correlacion de rangos de Spearman entre los valores promedio del recuento de bacterias heterótrofas totales y 15 variables de calidad de agua monitoreadas. Los valores en rojo son estadísticamente significativos.

<b>Heterótrofas vs.</b>	<b>N</b>	<b>Spearman R</b>	<b>Valor-p</b>
Temperatura	15	0.4892	0.0641
OD	15	-0.7071	0.0031
pH	15	-0.8178	0.0001
Salinidad	15	0.4107	0.1283
Amonio	15	0.6821	0.0050
Amoniaco	15	-0.2428	0.3831
Nitritos	15	0.7650	0.0008
Nitratos	15	-0.1642	0.5584
Fosfato	15	0.8464	0.0000
Alcalinidad	15	0.5250	0.0444
Silicio	15	0.7678	0.0008
Clorofila-a	15	0.8107	0.0002
DBO5	15	0.6321	0.0114
Turbidez	15	-0.7806	0.0005
SST	15	0.6035	0.0172

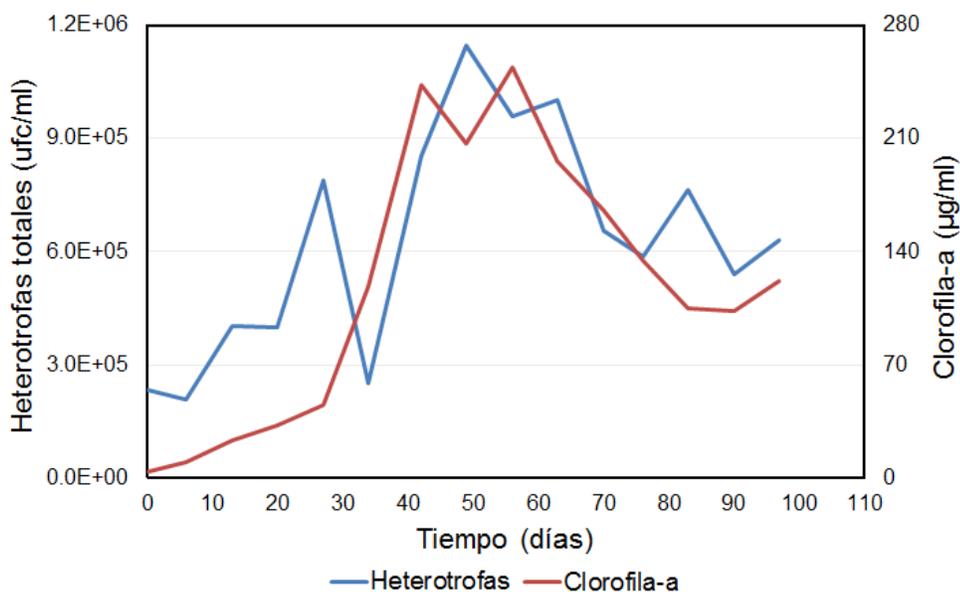


**Figura 29.** Concentración de bacterias heterótrofas totales respecto al tiempo durante el ciclo de cultivo en el estanque P2.

\* Las fotografías, tomadas a aproximadamente las 12:00 h, corresponden al día señalado por la flecha.



**Figura 30.** Variación de la concentración de bacterias heterótrofas totales (A), *Lactobacillus* spp. (B) y oxígeno disuelto (C) respecto al tiempo. Las flechas negras indican los cambios de concentración más drásticos, relacionados con la caída de oxígeno disuelto. La flecha azul representa el arranque del segundo equipo de aireación.

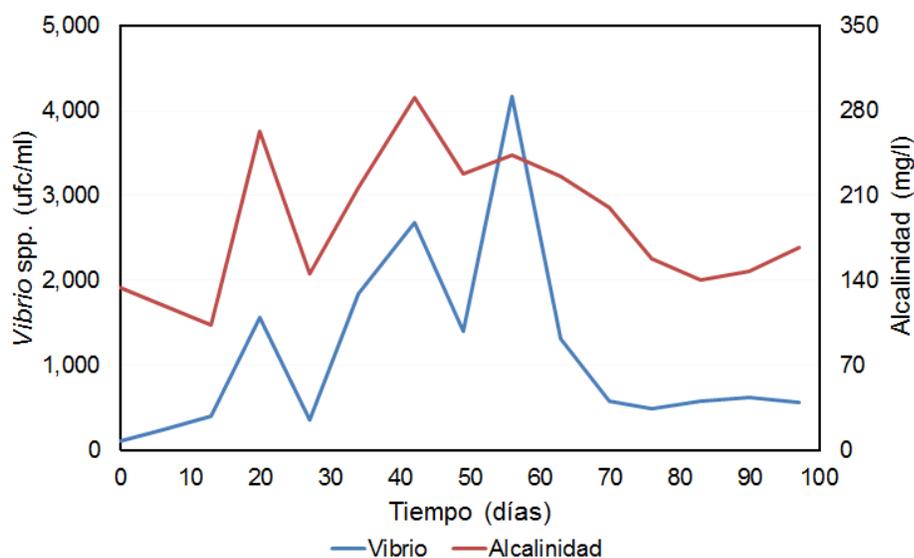


**Figura 31.** Variación de la concentración de bacterias heterótrofas totales y clorofila-a respecto al tiempo. Coeficiente de correlación de *Spearman*= 0.81,  $p=0.0002$ .

### 8.13.1 *Vibrio* spp.

Se ha reportado que *Vibrio* spp. es el principal agente causante de enfermedades en camarones peneidos (Sinderman, 1971). Baross y Liston (1970) observaron que los vibrios marinos se ven favorecidos en aguas ricas en nutrientes orgánicos. Además, es conocido que las bacterias *Vibrio* spp. son halófilas, es decir, crecen mejor a altas salinidades, mientras que son reprimidas en ambientes de baja salinidad (Rodríguez-Camacho *et al.*, 2014). Por lo tanto, muchos vibrios que son patógenos para el camarón, pueden prevalecer fácilmente en los estanques de cultivo de camarón (Sung *et al.*, 1999). Existen algunos estudios que mencionan una correlación entre el crecimiento de algunas poblaciones de vibrios y los blooms de fitoplancton (Eiler *et al.*, 2007). Otros estudios han identificado a la temperatura como la variable más importante que regula la abundancia de *Vibrio* en ambientes marinos (Huq *et al.*, 2005). En el presente estudio, no se encontró una correlación entre el conteo de *Vibrio* spp. y la mayoría de los factores abióticos como la temperatura, el oxígeno disuelto, el pH o la salinidad (Tabla IX). Zulkifli *et al.* (2009) menciona que *Vibrio* crece mejor en temperaturas entre 17 y 25°C, mientras que se ha demostrado que la temperatura no influye en el número más probable (NMP) en

temperaturas moderadas (Costa *et al.*, 2010). Por otro lado, se ha demostrado que altos valores de pH favorecen el crecimiento de vibrios, y se ha establecido que un pH entre 8.4 y 8.6 está el valor óptimo para el crecimiento de *Vibrio parahaemolyticus* (Donovan y Netten, 1995). En el presente estudio, los valores de pH se mantuvieron entre 7.0 y 8.0 durante la mayor parte del tiempo, a excepción de la etapa inicial de cultivo, cuando los valores de pH alcanzaron hasta 8.9. Sin embargo, debido a la poca cantidad de materia orgánica en ese período de tiempo, la población de vibrios no mostró una alta abundancia. Por otro lado, Ching *et al.* (2014) realizaron un monitoreo de unidades formadoras de colonias (UFC) de *Vibrio* con macerados de camarón a diferentes salinidades. Sus resultados mostraron 442,000 ufc/g cuando el camarón se encontraba expuesto a una salinidad de 30 ppt, mientras que a 5 ppt los conteos promediaron 1,236 ufc/g demostrando el efecto de la salinidad sobre la presencia de *Vibrio* en camarones de cultivo. En el presente estudio, se encontró un promedio de 9,983 ufc/g al final del experimento, con una salinidad promedio de 46.5 ppt, lo que indica que la salinidad del estanque no es el único factor que condiciona la presencia y concentración de *Vibrio* en los camarones cultivados. El análisis de correlación de *Spearman* mostró que la abundancia de *Vibrio* spp. en el agua, tuvo una relación más clara con la concentración de clorofila-a y los nutrientes asociados a la productividad primaria, e indicadores de materia orgánica disuelta en el agua (DBO<sub>5</sub> y turbidez) (Tabla VIII). Estos resultados concuerdan con lo propuesto por Eiler *et al.* (2007) que menciona que la materia orgánica derivada del fitoplancton representa el principal factor que regula el crecimiento de *Vibrio* spp., en aguas salobres. A pesar de que la salinidad no incrementó el límite de ufc/mL de *Vibrio* en el agua propuesto por Ching *et al.* (2014) para evitar un posible problema de vibriosis en el cultivo (>10,000 ufc/mL), los resultados parecen indicar que el crecimiento de *Vibrio* spp., se mantuvo regulado, probablemente por la eficiencia del sistema para mantener bajos los niveles de materia orgánica, pero también por los recambios de agua semanales que se llevaron a cabo para el control de la salinidad, y que permiten establecer una correlación altamente significativa entre la concentración de *Vibrio* y el nivel de alcalinidad del agua (Figura 32).



**Figura 32.** Variación de la concentración de bacterias del genero *Vibrio* y la alcalinidad respecto al tiempo. Coeficiente de correlación de *Spearman*= 0.87,  $p=0.0001$ .

**Tabla VIII.** Análisis del coeficiente de correlación de rangos de Spearman entre los valores promedio de *Vibrio* spp. y 15 variables de calidad de agua monitoreadas. Valores en rojo fueron estadísticamente significativos.

<i>Vibrio</i> spp. vs.	N	Spearman R	Valor-p
Temperatura	15	0.1107	0.6945
OD	15	-0.3500	0.2009
pH	15	-0.6286	0.0121
Salinidad	15	0.4857	0.0664
Amonio	15	0.4035	0.1357
Amoniaco	15	-0.3785	0.1640
Nitritos	15	0.6756	0.0057
Nitratos	15	-0.0857	0.7613
Fosfato	15	0.5750	0.2493
Alcalinidad	15	0.8678	0.0000
Silicio	15	0.7535	0.0012
Clorofila-a	15	0.7107	0.0030
DBO5	15	0.7286	0.0021
Turbidez	15	-0.7252	0.0022
SST	15	0.2214	0.4277

## IX. CONCLUSIONES

1. El uso de 20 HP/ha de aireación durante 34 días y 40 Hp/ha hasta el final del experimento, fue suficiente para mantener las concentraciones de oxígeno disuelto en un rango óptimo para el camarón. Por otro lado, los aireadores de paleta mantuvieron concentraciones de oxígeno significativamente más altas en comparación con los aireadores tipo aspirador, particularmente durante las horas de oscuridad, mientras que durante el día la producción de fotosíntesis mantiene una concentración de oxígeno disuelto similar en todos los estanques.
2. El sistema de cultivo utilizado logró mantener un nivel de pH bajo, lo cual representa una ventaja para evitar la proliferación de *Vibrio* spp., los cuales se desarrollarían mejor en ambientes con un pH alto.
3. La mayor parte de las nutrientes que ingresaron al sistema a través del alimento fueron eficientemente utilizados en procesos de asimilación y re mineralización, lo cual se vio reflejado en las concentraciones óptimas de estos nutrientes en el agua.
4. A pesar de encontrarse concentraciones de clorofila-a superiores a la mayoría de los sistemas de cultivo reportados, los estanques no presentaron problemas relacionados con altas densidades de fitoplancton tales como bajos niveles de oxígeno disuelto, eutrofización o una gran cantidad de partículas en suspensión. Al mismo tiempo, la relativamente alta densidad de microalgas en el sistema supuso una fuente de alimento adicional disponible para el camarón y la cadena trófica.
5. El crecimiento, sobrevivencia y biomasa del camarón, así como el factor de conversión de alimento del sistema de cultivo intensivo en alta salinidad y bajo recambio de agua que fue evaluado, representa un esquema de producción rentable y eco-eficiente para zonas desérticas con altas temperaturas ambientales.

## X. RECOMENDACIONES.

1. Los niveles de oxígeno disuelto se mantuvieron dentro de valores óptimos durante todo el ciclo de cultivo por lo que se recomienda que la investigación futura evalúe los niveles mínimos de aireación que permiten alcanzar este nivel de producción y mantener las partículas en suspensión de manera que no se acumulen residuos significativos de materia orgánica al final del ciclo de producción.
2. La tasa de recambio de agua fue muy baja comparada con la mayoría de los sistemas que se utilizan en la actualidad. Se recomienda realizar evaluaciones experimentales donde el recambio de agua pueda ser eliminado por completo, buscando desarrollar estrategias que disminuyan la tasa de evaporación en los estanques mediante el uso de estructuras que, sin disminuir la tasa de irradiación solar sobre el agua, eviten la pérdida de agua.
3. Se recomienda incrementar las densidades de siembra en experimentos futuros a fin de establecer la máxima capacidad de carga del sistema. Es importante considerar variables como la profundidad de los estanques, el uso de sustratos artificiales que incrementen la sobrevivencia del camarón y mejoren la eficiencia de uso de alimento floculado, y el incremento en las tasas de aireación.
4. Se recomienda que en futuras investigaciones se realice una caracterización detallada de los microorganismos presentes en el estanque y en el sistema digestivo del camarón y su dinámica en el tiempo, de manera que sea factible disminuir las tasas de alimentación con alimento peletizado.

## XI. LITERATURA CITADA.

- Abdelrahman, H.A., C.E. Boyd. 2015. Effects of paddlewheel and diffused-air aerators on water temperature and pond evaporation. FENACAM y LACQUA´15. Fortaleza, Brasil.
- Audelo-Naranjo, J.M., L.R. Martínez-Córdova, S. Gómez-Jiménez, D. Voltolina. 2012. Cultivo intensivo de *Litopenaeus vannamei* sin recambio de agua y con un sustrato artificial. Hidrobiología. 22:1-7.
- AccuWeather. 2015. El tiempo en La Paz - Pronostico de AccuWeather para Baja California Sur. <http://www.accuweather.com/es/mx/la-paz/231798/weather-forecast/231798>.
- Albert, L.A. 1997. Introducción a la Toxicología ambiental. Centro Panamericano de Ecología Humana y Salud. División de salud y ambiente. Organización panamericana de la salud. Metepec, Estado de México. 471p.
- Almazan, G., C.E. Boyd. 1978. Plankton production and tilapia yield in ponds. Aquaculture. 15:75-77.
- Alonso-Rodríguez, R., F. Páez-Osuna. 2001. La presencia de fitoplancton en los estanques de cultivo de camarón: composición, abundancia y variación: En: Páez-Osuna, F. (ed). Camaronicultura y Medio Ambiente. Programa Universitario de Alimentos. México, D.F. 137-155.
- Anaya-Rosas, R.E., L.F. Buckle-Ramírez. 2012. Cultivo de *Litopenaeus vannamei* (BOONE, 1931) en un sistema con agua de mar recirculada, como alternativa a los cultivos semi-intensivos tradicionales. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud. 14:16-24.

- Anongponyoskun, M., A. Choksuchart, J. Salaenoi, P. Aranyakananda. 2012. Dissolved Oxygen Budget for Pacific White Shrimp (*Litopenaeus vannamei*) Culture in Earthen Ponds. *Kasetsart J. (Nat. Sci.)*. 46:751-758.
- Artiles-Rodríguez, M.A. 2002. Cultivo intensivo de camarón blanco (*Litopenaeus schmitti*) bajo diferentes densidades de siembra. *Bol. Centro Invest. Biol.* 36:1-11.
- Avnimelech, Y. 1999. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*. 176: 227-235.
- Avnimelech, Y. 2006. Bio-filters: The need for a new comprehensive approach. *Aquacultural Engineering*. 34: 172-178.
- Avnimelech, Y. 2007. Feeding with microbial flocs by tilapia in minimal discharge bio-flocs technology ponds. *Aquaculture*. 264:140-147.
- Avnimelech, Y. 2012. *Biofloc Technology - A Practical Guide Book*, 2d Edition. The World Aquaculture Society. Segunda Edición. Louisiana. 272p.
- Azam, F., T. Fenchel, J.G. Field, J.S. Gray, L.A. Meyer-Reil, F. Thingstad. 1983. The Ecological Role of Water-Column Microbes in the Sea. *Mar. Ecol. Prog Ser.* 10:257-263.
- Baross, J., J. Liston. 1970. Occurrence of *Vibrio parahaemolyticus* and related hemolytic vibrios in marine environments of Washington State. *Appl. Microbiol.* 20:179-186.
- Barraza-Guardado, R.H., L.R. Martínez-Córdova, L.F. Enríquez-Ocaña, M. Martínez-Porchas, A. Miranda-Baeza, M.A. Porchas-Cornejo. 2014. Efecto de efluentes de

granjas camaronícolas sobre parámetros de la calidad del agua y del sedimento frente a la costa de Sonora, México. *Cienc. mar.* 40(4):221-235.

Baudin-Laurencin, F., M. Vigneulle. 1994. Aquaculture Diseases. En: Barnabé, G. (ed.). *Aquaculture: Biology and Ecology of Cultured Species*. CRC Press. Aberdeen. 403p.

Bett, C., L. Vinatea. 2009. Combined effect of shrimp *Litopenaeus vannamei* body weight, temperature and salinity on oxygen consumption rate. *Brazilian Journal of Oceanography*. 57(4):305-314.

Boyd, C.E. 1973. The chemical oxygen demand of waters and biological materials from ponds. *Trans. Fish. Soci.* 102(3):606-611.

Boyd, C.E. 1978. An evaluation of secchi disk visibility for estimating plankton density in fish ponds. *Hydrobiologia*. 61(3):205-208.

Boyd, C.E. 1982. *Water quality management for pond fish culture*. Elsevier Science Pub Co. Primera Edición. Amsterdam. 318p.

Boyd, C.E. 1989. *Water quality management and aeration in shrimp farming*. Alabama Agricultural Experiment Station. Primera Edición. Birmingham, Alabama. 83p.

Boyd, C.E. 1990. *Water Quality in Ponds for Aquaculture*, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University. Primera Edición. Birmingham, Alabama, pp. 482

Boyd, C.E. 1998. Pond water aeration systems. *Aquaculture Engineering*. 18:9-40.

- Boyd, C.E. 1999. Codes of Practice for Responsible Shrimp Farming. Global Aquaculture Alliance. Primera Edición. St. Louis, Missouri. 42p.
- Boyd, C.E. 2000. Water Quality, an Introduction. Kluwer Academic Publishers. Primera Edición. Boston, Massachusetts. 330p.
- Boyd, C.E. 2001. Consideraciones sobre la calidad del agua y del suelo en cultivos de camarón. En: Haws, M.C., Boyd, C.E. (eds.). Métodos para Mejorar la Camaronicultura en Centroamérica. Editorial-Imprenta UCA, Managua, Nicaragua. 24-25p.
- Boyd, C.E. 2002. Estándares de la calidad del agua: amoniaco de nitrógeno total. Boletín NICOVITA. 7(1):1-5.
- Boyd, C.E. 2003. Bottom Soil and Water Quality Management in Shrimp Ponds. Journal of Applied Aquaculture. 13:11-33.
- Boyd, C.E., Y. Musig, L. Tucker. 1981. Effects of three phosphorus fertilizers on phosphorus concentrations and phytoplankton production. Aquaculture. 22:175-180.
- Boyd, C.E., V.K. Pillai. 1984. Water quality management in aquaculture. Central Marine Fisheries Research Institute. Publicación Especial No. 22. Cochin, India. 97p.
- Boyd, C.E., H.V. Daniels. 1994. Liming and Fertilization of Brackishwater Shrimp Ponds. Journal of Applied Aquaculture. 2(3/4):221-234.
- Boyd, C., J. Clay. 2002. Evaluation of Belize aquaculture, Ltd: super intensive shrimp aquaculture system. FAO. Primera Edición. Roma. 17p.

- Boyd, C.E., T. Hanson. 2010. Dissolved-Oxygen Concentrations in Pond Aquaculture. *Global Aquaculture Advocate*. 40-41p.
- Boyd, C.E., C.S. Tucker, R. Viriyatum. 2011. Interpretation of pH, Acidity, and Alkalinity in Aquaculture and Fisheries. *North American Journal of Aquaculture*. 73:403-408.
- Boyd, C., T. Thunjai, M. Boonyaratpalin. 2002. Dissolved salts in water for inland low salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate*. 5:40-45.
- Branco, C.W.C., P.A.C. Senna. 1996. Relations among heterotrophic bacteria, chlorophyll-a, total phytoplankton, total zooplankton and physical and chemical features in the Paranoá reservoir, Brasilia, Brazil. *Hydrobiologia*. 337:171-181.
- Bray, W.A., A.L. Lawrence. J.R. Leung-Trujillo. 1994. The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observation on interaction of IHHN virus and salinity. *Aquaculture*. 122:133-146.
- Briggs, M.R., S.J. Funge-Smith. 1994. A nutrient budget of some intensive marine shrimp ponds in Thailand. *Aquacult. Fish. Manage*. 25:789–811.
- Briggs, M.R., S.J. Funge-Smith, R.P. Subasinghe, M. Philips. 2005. Introducciones y movimiento de dos especies de camarones peneidos en Asia y el Pacifico. *FAO Documento Técnico de Pesca*. 476:86p.
- Browdy, C.L., D. Bratford, A.D. Stokes, R.P. McIntosh. 2001. Perspectives on the application of closed shrimp culture systems. In: Browdy, C.L., Jory, E.D. (eds.). *The new wave. Proceedings of the Special Session on sustainable shrimp farming, The World Aquaculture Society*. Baton Rouge. 20-34p.
- Brown, M.R. 2002. Nutritional value of microalgae for aquaculture. In: Cruz-Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Gaxiola-Cortés, M. G, Simoes, N. (eds.).

- Avances en Nutrición Acuícola VI. Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola 2002. Cancún, Quintana Roo. 281-292p.
- Burford, M. 1997. Phytoplankton dynamics in shrimp ponds. *Aquaculture Research*. 28(5):351-360.
- Burford, A.M., K.C. Williams. 2001. The fate of nitrogenous waste from shrimp feeding. *Aquaculture*. 198:79-93.
- Burford, A.M., P.T. Thompson, R.P. McIntosh, R.H. Bauman, D.C. Pearson. 2003. Nutrient and microbial dynamics in high intensity, zero-exchange shrimp ponds in Belize. *Aquaculture*. 219:393-411.
- Burford, A.M., K. Lorenzen. 2004. Modeling nitrogen dynamics in intensive shrimp ponds: the role of sediment remineralization. *Aquaculture*. 229:129-145.
- Cabello, F.C. 2004. Antibióticos y acuicultura en Chile: consecuencias para la salud humana y animal. *Rev. méd. Chile*. 132:1001-1006.
- Casillas-Hernández, R., F. Magallón-Barajas, G. Portillo-Clark, F. Páez-Osuna. 2006. Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds from Sonora, Mexico using two feeding strategies: trays and mechanical dispersal. *Aquaculture*. 258:289-298.
- Casillas-Hernández, R., H. Nolasco-Soria, T. García-Galano, O. Carrillo-Farnes, F. Páez Osuna. 2007. Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds utilizing two different feeding strategies. *Aquaculture Engineering*. 36:105-114.
- Chapelle, A., A. Menesguen, J.M. Deslous-Paoli, P. Souchu, N. Mazouni, A. Vaquer, B. Millet. 2000. Modelling nitrogen, primary production and oxygen in a

Mediterranean lagoon. Impact of oysters farming and inputs from the watershed. *Ecological Modelling*. 127(2-3):161-181.

Chen, J.C., P.C. Liu, S.C. Lei. 1990. Toxicity of ammonia and nitrite to *Penaeus monodon* adolescents. *Aquaculture*. 89:127-137.

Chen, S., R.F. Malone. 1991. Suspended solids control in recirculating aquacultural systems. En: Timmons, M.B., Losordo, T.M. (eds.). *Aquaculture Water Reuse Systems: Engineering Design and Management*. Elsevier. Nueva York. 61-100.

Chen, J.C., F.H. Nan. 1994. Comparisons of oxygen consumption and ammonia-N excretion of five penaeids. *J. Crustaceol. Biol.* 14:289-294.

Ching, C.A. 2007. La alcalinidad en el agua de cultivo del camarón de mar *Litopenaeus vannamei*. *Boletín Nicovita*. 1-3p.

Ching, C.A., V.J. Portal, A. Salinas. 2014. Control of *Vibrio* spp. Bacteria in marine shrimp larvae using Low-salinity water. *Global Aquaculture Advocate*. *Boletín Nicovita*. 1-5p.

Church, M.J. 2008. Resource control of bacterial dynamics in the sea. En: Kirchman, D.L. (ed.). *Microbial Ecology of the Oceans*. John Wiley & Sons, INC. Segunda Edición. Hoboken, New Jersey. 335-382p.

CONAPESCA. 2011. Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2011. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. Secretaría de Agricultura Ganadería Pesca y Alimentación. México, D.F.

- CONAPESCA. 2014. Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2014. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. Secretaría de Agricultura Ganadería Pesca y Alimentación. México, D.F.
- Costa, R.A., G.C. Silva, J.R. Peixoto, G.H. Vieira, R.H. Vieira. 2010. Quantification and distribution of vibrio species in water from an estuary in Ceará-brazil impacted by shrimp farming. *Brazilian Journal of Oceanography*. 58(3):183-188.
- Decamp, O., J. Cody, L. Conquest, G. Delanoy, A.G. Tacon. 2003. Effect of salinity on natural community and production of *Litopenaeus vannamei* (Boone), within experimental zero-water exchange culture systems. *Aquaculture Research*. 34:345-355.
- De Schryver, P.D., R. Crab, T. Defoirdt, N. Boon, W. Verstraete. 2008. The basics of bio-flocs technology: the added value for aquaculture, *Aquaculture*. 227:125-137.
- Díaz, F., C. Farfán, E. Sierra, A.D. Re. 2001. Effects of temperature and salinity fluctuation on the ammonium excretion and osmoregulation of juveniles of *Penaeus vannamei*, Boone. *Marine Freshwater Behavior and Physiology*. 34:93-104.
- Donovan, T.J., P. Netten. 1995. Culture media for the isolation and enumeration of pathogenic *Vibrio* species in food and environmental samples. *Int. J. Food Microbiol.* 26:77-91.
- Ebeling, J.M., C.F. Welsh, K.L. Rishel, M.B. Timmons. 2005. Design and operation of a zero-exchange mixed-cell raceways productions system. 2nd International Sustainable Marine Fish Culture Conference and Workshop. Ithaca, New York.

- Ebeling, J.M., M.B. Timmons, J.J. Bisogni. 2006. Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia-nitrogen in aquaculture systems. *Aquaculture*. 257:346-258.
- Egna, H.S., C.E. Boyd. 1997. *Dynamics of Pond Aquaculture*. CRS Press. Primera Edición. Boca Raton, Florida. 472p.
- Eiler, A., C. Gonzalez-Rey, S. Allen, S. Bertilsson. 2007. Growth response of *Vibrio cholerae* and other *Vibrio* spp. to cyanobacterial dissolved organic matter and temperature in brackish water. *Federation of European Microbiological Societies*. 60:411-418.
- Erchao, L., C. Liqiao, Z. Ceng, C. Xuemin, Y. Na, L. Qiuming, G. Jian. 2007. Growth, body composition, respiration and ammonia nitrogen tolerance of juvenile white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, at different salinities. *Aquaculture*. 265:385-390.
- Espinoza, A.J. 1978. Variación estacional de parámetros físico-químicos en la ensenada de La Paz, B.C.S. VI Cong. Nal. Oceanog. 125p.
- Estela, W., M. Rychtera, K. Melzoch, E. Quillama, E. Egoavil. 2007. Producción de ácido láctico por *Lactobacillus plantarum* L10 en cultivos batch y continuo. *Rev. peru. biol.* 14(2):271-275.
- FAO, 2014. *Estado Mundial de la Pesca y la Acuicultura 2014*. Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO. Organización de las Naciones Unidas Para la Alimentación y la Agricultura. Roma. 253p.
- Fast, A.W. 1999. Paddlewheel aerator oxygen transfer efficiencies at three salinities. *Aquacultural Engineering*. 19:99-103.

- Fast, A.W., C.E. Boyd. 1992. Artificial aeration, circulation and other pond management practices. En: Fast, A.W., Lester, L.J. (eds.). *Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Elsevier. Amsterdam. 461-500p.
- Fenchel, T. 1982. Ecology of heterotrophic microflagellates. *Mar. Ecol. Prog Serl.* 9:354.
- Ferrara de Giner, G., A. Ramírez. 2010. Influencia de la relación C:N en la remoción de nitrógeno usando un sistema combinado de reactores por carga secuencial. *Rev. Fac. Ing. UCV.* 25(4):41-51.
- Fisher, M., L.W. Wilcox, L.E. Graham. 1998. Molecular characterization of epiphytic bacterial communities on charophycean green algae. *Applied Environ. Microbiol.* 64(11):4384- 4389.
- Frías-Espericueta, M.G., F. Páez-Osuna. 2001. Toxicidad de los compuestos nitrogenados en camarones. En: Páez-Osuna F. (ed.). *Camaronicultura y Medio Ambiente. UNAM y el Colegio de Sinaloa. México, D.F.* 253p.
- Fuhrman, J.A., F. Azam. 1982. Thymidine incorporation as a measure of heterotrophic bacterioplankton production in marine surface waters: evaluation and field results. *Mar. Biol.* 66:109-120.
- Gatesoupe, F.J. 2000. Uso de probióticos en acuicultura. En: Civera-Cerecedo, R., Pérez-Estrada, C.J., Ricque-Marie, D., Cruz-Suárez, L.E. (eds.). *Avances en Nutrición Acuícola IV. Memorias del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Noviembre 15-18, 1998. La Paz, B.C.S.*
- Geider, R.J., H.L. Macintyre. 2002. Physiology and biochemistry of photosynthesis and algal carbon acquisition. En: Williams, P.J.I.B., Thomas, D.N., Reynolds, C.S.

- (eds.). Phytoplankton productivity: Carbon assimilation in marine and freshwater ecosystems. Blackwell Science Ltd. Oxford, UK. 44-77p.
- Godwin, C.M., J.B. Cotner. 2015. Aquatic heterotrophic bacteria have highly flexible phosphorus content and biomass stoichiometry. *The ISME Journal*. 9:2324–2327.
- Gómez-Gil, B., L. Tron-Mayén, A. Roque, J.F. Turnbull, V. Inglis, A.L. Guerra-Flores. 1998. Species of *Vibrio* isolated from hepatopancreas, haemolymph and digestive tract population of healthy juvenile *Penaeus vannamei*. *Aquaculture*. 163:1-9.
- Gong, H., D.H. Jiang, D.V. Lightner, C. Collins, D. Brock. 2004. A dietary modification approach to improve the osmoregulatory capacity of *Litopenaeus vannamei* cultured in the Arizona desert. *Aquaculture Nutrition*. 10:227-236.
- Guerrero-Galván, S.R., F. Páez-Osuna, A.C. Ruiz-Fernández, R. Espinoza-Angulo. 1999. Seasonal variation in the water quality and chlorophyll-a of semi-intensive shrimp ponds in a subtropical environment. *Hydrobiologia*. 391:33-45.
- Gutiérrez, C.G. 2000. Efecto del recambio de agua y aireación en el crecimiento y la producción de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* y su evaluación económica en estanques rústicos. (Tesis de maestría inédita). Facultad de Ciencias Marinas. Universidad de Colima. Manzanillo, Colima.
- Hargreaves, J.A. 1998. Nitrogen biogeochemistry of aquaculture ponds. *Aquaculture*. 166:181-212.
- Hargreaves, J.A. 2006. Photosynthetic suspended-growth systems in aquaculture. *Aquacultural Engineering*. 34:344-363.

- Hari, B., M. Kurup, J.T. Varghese, J.W. Schrama, M.C.J. Verdegem. 2004. Effects of carbohydrate addition on production in extensive shrimp culture systems. *Aquaculture*. 241:179-194.
- Hernández-Pérez, A., J.I. Labbé. 2014. Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*. 49(2):157-173.
- Hong, H.A., L.H. Duc, S.M. Cutting. 2005. The use of bacterial spore formers as probiotics. *FEMS Microbiology Reviews*. 29:813-835.
- Hopkins, J.S. 1994. Elimination of water exchange in intensive shrimp ponds: technology for water quality management. En: *Book of Abstracts. World Aquaculture Society Meeting*. Baton Rouge, LA. 30p.
- Hopkins, J.S., R.D. Hamilton II, P.A. Sandfier, C.L. Browdy, D. Stokes. 1993. Effect of Water Exchange Rate on Production, Water Quality, Effluent Characteristics and Nitrogen Budgets of Intensive Shrimp Ponds. *Journal of the World Aquaculture Society*. 24(3):304-320.
- Huda, A.S., J. Ispinanto, F. Bahri, O. Decamp. 2013. Successful production in semi-biofloc in Indonesia. *Aq. As. Pac.* 2:8-12.
- Hung-Hung, S., H. Shi-Fang, C. Chin-Kun, T. Yun-Yuan, C. Wei-Liang. 2001. *Aquaculture*. 192:101-110.
- Huq, A., R.B. Sack, A. Nizam, I.M. Longini, G.B. Nair, A. Ali, J.G. Morris, M.N. Khan, A.K. Siddique, M. Yunus, M.J. Albert, D.A. Sack, R.R. Colwell,. 2005. Critical factors influencing the occurrence of *Vibrio cholerae* in the environment of Bangladesh. *Appl. Environ. Microbiol.* 71(8):4645-4654.

- Iba, W., M.A. Rice, G.H. Wikfors. 2014. Microalgae in Eastern Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931) hatcheries: A Review on Roles and Culture Environments. *Asian Fisheries Science*. 27:212-233.
- Jackson, C., N. Preston, P.J. Thompson, M. Burford. 2003. Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. *Aquaculture*. 218:397-411.
- Jana, B.B., S. Jana. 2003. The potential and sustainability of aquaculture in India. *J. Appl. Aquaculture*. 13:283-316.
- Jensen, F.B. 1990. Sublethal physiological changes in freshwater crayfish *Astacus astacus* exposed to nitrite haemolymph and muscle tissue electrolyte status and haemolymph acid-base balance and gas transport. *Aquat.Toxicol.* 18:51-60.
- Jiang, D., A.L. Lawrence, W.H. Neill, H. Gong. 2000. Effects of temperature and salinity on nitrogenous excretion by *Litopenaeus vannamei* juveniles. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 253:193-209.
- Jing, L., L. Deshang, D. Shualing, D. 2000. The impact of stocking density on plankton community in shrimp pond. *Journal of Fisheries of China Shuichan Xuebao*. 24(3):240-246.
- Johannes, R.E. 1964. Uptake and release of dissolved organic phosphorus by representatives of a coastal marine ecosystem. *Limnol. Oceanog.* 9:224-34.
- Joiris, C., G. Billen, C. Lancelot, M.H. Daro, J.P. Mommaerts, J.H. Hecq, A. Bertels, M. Bossicarta, J. Nijs. 1982. A budget of carbon cycling in the Belgidn coastal zone. Relative roles of zooplankton, barterioplankton and benthos in the utilization of primary production. *Neth. J. Sea. Res.* In Press.

- Johannes, R.E. 1968. Nutrient regeneration in lakes and oceans. En: Droop, M.R., Wood, E.J.F. (eds.). *Advances in Microbiology of the Sea*. New York: Academic. Primera Edición. New York. 239p.
- Kankeo, T., R.R. Colwell. 1973. Ecology of *Vibrio parahaemolyticus* in Chesapeake Bay. *Journal of Bacteriology*. 113(1):24-32.
- Kindaichi, T., T. Ito, S. Okabe. 2004. Ecophysiological Interaction between Nitrifying Bacteria and Heterotrophic Bacteria in Autotrophic Nitrifying Biofilms as Determined by Microautoradiography-Fluorescence In Situ Hybridization. *Applied and Environmental Microbiology*. 70(3):1641-1650.
- Kir, M., M. Kumlu. 2006. Acute Toxicity of Ammonia to *Penaeus semisulcatus* Postlarvae in Relation to Salinity. *Journal of the World Aquaculture Society*. 37(2):231-235.
- Koefoed, P.B. 1988. Phytoplankton exudation of organic matter: Why do healthy cells do it?. *Limnology and Oceanography*. 33:151-154.
- Krummenauer, D. 2011. Superintensive Culture of White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in a Biofloc Technology System in Southern Brazil at Different Stocking Densities. *Journal of the World Aquaculture Society*. 42:726-733.
- Kumar, R., N.R. Kuloor. 1970. The formation of bubbles and drops. En: Drew, T.B., Cokelet, GR., Hoopes, J.W. (eds.). *Advances in Chemical Engineering*, vol. 8. McGraw-Hill, Primera Edición. New York. 255-368p.
- Kumlu, M., M. Kumlu, S. Turkmen. 2010. Combined effects of temperature and salinity on critical thermal minima of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Crustacea: Penaeidae). *Journal of Thermal Biology*. 35:302-304.

- Kungvankij, P., T.E. Chua. 1986. Shrimp culture: pond design, operation and management. En: Pudadera Jr, B.J., Corre, G., Borlongan, E., Tiro Jr, L.B., Potestas, I.O., Taleon, G.A., Paw, J.N. (eds.). NACA Training Manual Series No. 2. Network of Aquaculture Centres in Asia (NACA), Bangkok, Thailand. 65p.
- Ladino, G. 2011. Dinámica del Carbono en estanques de peces. *Orinoquia*. 15:48-61.
- Larsson, U.A. Hagstrom. 1979. Phytoplankton exudate release as an energy source for the growth of pelagic bacteria. *Mar Biol*. 52:199.
- Laws, E.A., S.R. Malecha. 1981. Application of a nutrient saturated growth model to phytoplankton management in freshwater prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) ponds in Hawaii. *Aquaculture*. 24:91-101.
- Le, Y., J. Shigui, Z. Xiaoming, Y. Qibing, W. Weigeng, W. Kaichang. 2009. Effects of salinity on growth and energy budget of juvenile *Penaeus monodon*. *Aquaculture*. 290:140-144.
- Lemonnier, H., J.L.M. Martin, R. Brizard, J. Herlin. 2003. Effect of Water Exchange Rate on Waste Production in Semi-Intensive Shrimp Ponds During the Cold Season in New Caledonia. *Journal of the World Aquaculture Society*. 34:40-49.
- Lemonnier, H., E. Bernard, E. Boglio, C. Goarant, J.C. Cochard. 2004. Influence of sediment characteristics on shrimp physiology: pH as principal effect. *Aquaculture*. 240:297-312.
- Lightner, D.V., C.R. Pantoja. 2001. Biosecurity in shrimp farming. En: Haws, M.C., Boyd, C.E. (eds.). *Methods for improving shrimp farming in Central America*. UCA Press. Primera Edición. Managua. 123-165p.

- Limsuwan, C. 2005. Cultivo intensivo de camarón blanco. Boletín Nicovita, Edición Octubre-Diciembre 2005. 6p.
- Lin, Y.C., J.C. Chen. 2001. Acute toxicity of ammonia on *Litopenaeus vannamei* Boone juveniles at different salinity levels. J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 259:109-119.
- Long-Uong, W., C. Jiann-Chu. 2004. The immune response of white shrimp *Litopenaeus vannamei* and its susceptibility to *Vibrio alginolyticus* at different salinity levels. Fish y Shellfish Immunology. 18:269-278.
- López-Téllez, A., V.M. Vidal, R.M. Overstreet. 2009. Seasonal variation of ectosymbiotic ciliates on farmed and wild shrimps from coastal Yucatan, México. Aquaculture. 287:271-277.
- López-Vela, M. 2014. Recuperación y reciclamiento de residuales de nitrógeno y fosforo del cultivo de *Litopenaeus vannamei* mediante sistemas de ficorremediación. (Tesis doctoral inédita). Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. La Paz, México.
- Madhusoodana, B. 2013. Biofloc technology - the futuristic technology for improving the ecological y economic sustainability of shrimp farming and prawn seed production. Presentation of Marine Primary Productivity Workshop-2013. India.
- Markou, G., D. Georgakakis. 2011. Cultivation of filamentous cyanobacteria (blue-green algae) in agro-industrial wastes and wastewaters: A review. Applied Energy. 88:3389-3401.
- Martinez-Cordova, L.R. 1998. Ecología de los sistemas acuícolas. AGT. Editor. México, D.F. 227p.

- Martinez-Cordova, L.R., H. Villarreal-Colmenares, M. Porchas-Cornejo. 1995. Culture of white shrimp *Penaeus vannamei* in low water exchange ponds in Sonora. México. World Aquaculture. 26:47-48.
- Martinez-Cordova, L.R., H. Villarreal-Colmenares, M.A. Porchas-Cornejo, J. Naranjo-Paramo, A. Aragon-Noriega. 1997. Effect of aeration rate on growth, survival and yield of white shrimp *Penaeus vannamei* in low water exchange ponds. Aquaculture Engineering. 16:85-90.
- Martinez-Cordova, L.R., M.A. Porchas-Cornejo, H. Villarreal-Colmenares. 1998. Effect of three different feeding strategies on phytoplankton, zooplankton and benthos in Pacific brown shrimp *Penaeus californiensis* (Holmes 1900) farming ponds. Ciencias Marinas. 24:267-281.
- Martínez-Córdova, L.R., M. Martínez-Porchas, E. Cortés-Jacinto. 2009. Camaronicultura Mexicana y Mundial: ¿Actividad Sustentable o Industria Contaminante?. Rev. Int. Contam. Ambient. 25(3):181-196.
- Martínez-Palacios, C.A. 1992. Segundo informe sobre nutrición y alimentación de camarones. FAO. Primera Edición. Mozambique. 57p.
- Martins, T.G., C. Odebrecht, L.V. Jensen, M.G.M. D'oca, W. Wasielesky Jr. 2014. The contribution of diatoms to bioflocs lipid content and the performance of juvenile *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) in a BFT culture system. Aquaculture Research. 1-12.
- McIntosh, R.P. 2000. Diseño de estanques y consideraciones de operación. Boletín Nicovita Camarón de Mar. 5:1-5.

- McMillan, J.D., F.W. Wheaton, J.N. Hochhemier, J. Soares. 2003. Pumping effect on particle sizes in a recirculating aquaculture system. *Aquacultural Engineering*. 27:53-59.
- Milstein, A., M.S. Islam, M.A. Wahab, A.H.M. Kamal, S. Dewan. 2005. Characterization of water quality in shrimp ponds of different sizes and with different management regimes using multivariate statistical analysis. *Aquaculture International*. 13:501-518.
- Montoya, R.A., A.L. Lawrence, W.E. Grant, M. Velasco. 2000. Simulation of phosphorus dynamics in an intensive shrimp culture system: effects of feed formulations and feeding strategies. *Ecological Modelling*. 129:131-142.
- Moreno-Figueroa, L.D. 2014. Cultivo intensivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en un sistema foto-autotrófico de bajo recambio de agua. 9th International Aquaculture Forum y LACQUA '14. Guadalajara, México.
- Moriarty, D.J.W. 1997. The role of microorganisms in aquaculture ponds. *Aquaculture*. 151:333-349.
- Moriarty, D.J.W. 1998. Control of luminous *Vibrio* species in penaeid aquaculture ponds. *Aquaculture*. 164:351-358.
- Motoh, H. 1981. Studies on the fisheries biology of the giant tiger prawn, *Penaeus monodon* in the Philippines. Southeast Asian Fisheries Development Center. Primera Edición. Tigbauan, Philippines. 128p.
- Núñez, A., C. Velázquez. 2001. Low-salinity, inland shrimp culture in Brazil and Ecuador: economic, disease issues move farms away from coasts. *The Advocate*. 4:62-64.

- Otoshi, C.A., S.M. Arce, M.M. Shaun. 2003. Growth and reproductive performance of broodstock shrimp reared in a biosecure recirculating aquaculture system versus a flow-through pond. *Aquaculture Engineering*. 29:93-107.
- Ozbun, J.L., R.J. Yolk, W.A. Jackson. 1964. Effects of light and darkness on gaseous exchange of bean plants. *Plant Physiol*. 39:523-527.
- Páez-Osuna, E., R. Alonso-Rodríguez, I. Gárate-Lizárraga. 2004. El fitoplancton en la camaronicultura y larvicultura: Importancia de un buen manejo. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología de la Universidad Nacional Autónoma de México y el Comité de Sanidad Acuícola de Sinaloa. Primera Edición. México, D.F. 147p.
- Paerl, H.W., C.S. Tucker. 1995. Ecology of Blue-Green Algae in Aquaculture Ponds. *Journal of the World Aquaculture Society*. 26(2):109-131.
- Pante, M.J.R. 1990. Influence of Environmental Stress on the Heritability of Molting Frequency and Growth Rate of the Penaeid Shrimp, *Penaeus vannamei*. (Tesis Doctoral Inedita). University of Houston-Clear Lake, Houston, TX, USA.
- Pérez, H., C. Garcia. 2002. Freshwater trial white *Litopenaeus vannamei* leads to further stocking in Panama. *Global Aquaculture Advocate*. 5:39.
- Pérez-Velázquez, M., M.L. González-Félix, F. Jaimes-Bustamante, L.R. Martínez-Córdova, D.A. Trujillo-Villalba. 2007. Investigation of the Effects of Salinity and Dietary Protein Level on Growth and Survival of Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*. 38(4): 475-485.
- Peterson, E., M. Walker. 2002. Effect of speed on Taiwanese paddlewheel aeration. *Aquacultural Engineering*. 26(2):129-147.

- Pomeroy, L.R. 1970. The strategy of mineral cycling. *Annual Review of Ecology and Systematics*. 1:171-190.
- Ponce-Palafox, J.C., C.A. Martínez-Palacios, L.G. Ross. 1997. The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp *Penaeus vannamei* Bonne 1931. *Aquaculture*. 157:107-115.
- Porubcan, R.S. 1991. Reduction of ammonia nitrogen and nitrite in tanks of *Penaeus monodon* using floating biofilters containing processed diatomaceous earth media pre-inoculated with nitrifying bacteria. *Journal of the World Aquaculture Society*. 22(3):48.
- Puente, E. 2009. Respuestas fisiológicas de juveniles de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* a condiciones oscilantes de oxígeno disuelto y temperatura. (Tesis Inédita Doctoral). Instituto Politécnico Nacional, Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas CICIMAR-IPN. La Paz, B.C.S.
- Quadros-Seiffert, W., L. Martínez-Córdova. 2008. Productividad Natural. Capítulo I. En: Molina-Poveda, C., Villarreal-Colmenares, H. (eds.). Estrategias de alimentación en la etapa de engorda del camarón. CYTED. Primera Edición. La Paz, B.C.S. 5-30p.
- Ray, A.J., B.L. Lewis, C.L. Browdy, J.W. Leffler. 2010. Suspended solids removal to improve shrimp (*Litopenaeus vannamei*) production and an evaluation of a plant-based feed in minimal-exchange, superintensive culture systems. *Aquaculture*. 299:89-90.
- Ray, A.J., K.S. Dillon, J.M. Lotz. 2011. Water quality dynamics and shrimp (*Litopenaeus vannamei*) production in intensive, mesohaline culture systems with two levels of biofloc management. *Aquacultural Engineering*. 45:127-136.

- Raya, J.C., C. L. Aguirre. 2012. El papel del silicio en los organismos y ecosistemas. *Conciencia Tecnológica*. 43:42-46.
- Rosas, C., G. Cuzon, G. Gaxiola, Y. Le Priol, C. Pascual, J. Rossignol, F. Contreras, A. Sánchez, A. Van Wormhoudt. 2001. Metabolism and growth of juveniles of *Litopenaeus vannamei*: effect of salinity and dietary carbohydrate levels. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 259:1-22.
- Rodríguez-Camacho, J.C., E. Méndez-Gómez, A.M. Rivas-Montaña, J.A. Cortés-Ruiz. 2014. Evaluación de la presencia de *Vibrio parahaemolyticus* en camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) silvestre estuarino en el sur de Sinaloa y norte de Nayarit, mediante análisis microbiológico y PCR. *Revista Bio Ciencias*. 2(4):282-292.
- Rodríguez-Valencia, J.A., D. Crespo, M. López-Camacho. 2010. La camaronicultura y la sustentabilidad del Golfo de California. WWF, Programa Golfo de California. Primera Edición. 13p. Disponible en <http://www.wwf.org.mx>.
- Saldias, C., S. Sonnenholzner, L. Massaut. 2002. Balance de nitrógeno y fósforo en estanques de producción de camarón en Ecuador. *El Mundo Acuícola*. 8(1):17-19.
- Samocha, T.M., S. Patnaik, M. Speed, A. Ali, J.M. Burger, R.V. Almeida, Z. Ayub, M. Harisanto, A. Horowitz, D.L. Brock. 2007. Use of molasses as carbon source in limited discharge nursery and grow-out systems for *Litopenaeus vannamei*. *Aquacultural Engineering*. 36:184-191.
- Sampaio, L.A., W. Wasielesky, K.C. Miranda-Filho. 2002. Effect of salinity on acute toxicity of ammonia and nitrite to juvenile *Mugil platanus*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*. 68:668-674.

- Sandifer, P.A., J.S. Hopkins, A.D. Stokes. 1987. Intensive culture potential of *Penaeus vannamei*. J. World Aquac. Soc. 18:94-100.
- Shishehchian, Farshad. Mixotrophic method of aquaculture. WO2013191642 A1, 27 Dic 2013. PCT/SG2012/000216, 18 Jun 2012. 58 p.
- Sindermann, C.J. 1971. Disease-caused mortalities in mariculture, status and predictions. Proc. Second Annual Workshop World Mariculture Society. 2:67-74
- Sokal, R.R., F.J. Rohlf. 2000. Biometry. The Principles and Practice of Statistics in Biological Research. Freeman and Company. Tercera Edición. New York, USA. 887p.
- Solano-Motoche, G.W. 2003. Efecto del hidróxido de calcio sobre la calidad del agua y la producción de estanques de cultivo de *Litopenaeus vannamei* en aguas salobres. (Tesis de maestría). Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. Guayaquil, Ecuador.
- Sonnenholzner, S. 2014. Oxígeno disuelto y su importancia en acuicultura: sistemas de aireación para mejorar la productividad de los sistemas acuícolas. IV Congreso Internacional de Acuicultura-ESPE 2014, Quito, Ecuador.
- Sooking, D., F.S. DaSilva, D.A. Davis, T.R. Hanson. 2011. Effects of stocking density on the performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* cultured under pond and outdoor tank conditions using a high soybean meal diet. Aquaculture. 319:232-239.
- Sudhakar, K., T. Srivastava, G. Satpathy, M. Premalatha. 2013. Modelling and estimation of photosynthetically active incident radiation based on global irradiance in Indian latitudes. International Journal of Energy and Environmental Engineering. 4:21.

- Sukenik, A., J. Beardall, J.C. Kromkamp, J. Kopecký, J. Masojídek, S. Bergeijk, S. Gabai, E. Shaham, A. Yamshon, A. 2009. Photosynthetic performance of outdoor *Nannochloropsis* mass cultures under a wide range of environmental conditions. *Aquat Microb Ecol.* 56:297-308.
- Sung, H.H., H.C. Li, F.M. Tsai, Y.Y. Ting, W.L. Chao. 1999. Changes in the composition of *Vibrio* communities in pond water during tiger shrimp (*Penaeus monodon*) cultivation and in the hepatopancreas of healthy and diseased shrimp. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 236:261-271.
- Sun, W., C.E. Boyd. 2013. Phosphorus and Nitrogen Budgets for Inland, Saline Water Shrimp Ponds in Alabama. *Fish. Aquac. J.* 4:5.
- Tacon, A.G.J. 2002. Thematic Review of Feeds and Feed Management Practices in Shrimp Aquaculture. Report prepared under the World Bank, NACA, WWF and FAO Consortium Program on Shrimp Farming and the Environment. Work in Progress for Public Discussion. Published by the Consortium. 69 p.
- Tacon, A.G.J., J.J. Cody, L.D. Conquest, S. Divakaran, I.P. Forster, O.E. Decamp. 2002. Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquaculture Nutrition.* 8:121-137.
- Teichert-Coddington, D.R., R. Rodriguez, W. Toyofuku. 1994. Cause of cyclic variation in Honduran shrimp production. *World Aquaculture.* 25:57-61.
- Thompson, J.R., M.A. Randa, L.A. Marcelino, A. Tomita-Mitchell, E. Lim, M.F. Polz. 2004. Diversity and dynamics of a North Atlantic coastal *Vibrio* community. *Applied and Environmental Microbiology.* 70(7):4103-4110.

- Tookwinas, S., P. Songsangjinda. 1999. Water quality and phytoplankton communities in intensive shrimp culture ponds in Kung Krabaen Bay, Eastern Thailand. *Journal of the World Aquaculture Society*. 30:36-45.
- Ulrich, B. 1980. T. Fenchel and T.H. Blackburn: Bacteria and mineral cycling. *Zeitschrift für Pflanzenernahrung und Bodenkunde*. 143(3):367.
- Vadstein, O., B.O. Harkjerr, A. Jensen, Y. Olsen, H. Reinertsen. 1989. Cycling of organic carbon in the photic zone of a eutrophic lake with special reference to the heterotrophic bacteria. *Limnology and Oceanography*. 34:840-855.
- Van Haandel, A., J. Van der Lubbe. 2007. *Handbook Biological Waste Water Treatment: Design and Optimization of Activated Sludge Systems*. Quist Publishing. Primera Edición. Leidschendam, The Netherlands. 533p.
- Villarreal, H., A. Hernández-Llamas, R. Hewitt. 2003. Effect of salinity on growth, survival and oxygen consumption of juvenile brown shrimp, *Farfantepenaeus californiensis* (Holmes). *Aquaculture Research*. 34:187-193.
- Villarreal, H. 2011. Optimización del Cultivo Intensivo de Camarón en México. 1er. Seminario Centroamericano de Producción de Camarón. Guatemala.
- Villarreal, H., J. Naranjo, M. Vargas. 2015. Advances in the intensive culture of white shrimp *Litopenaeus vannamei* in desert conditions of Northwest Mexico. Middle East Aquaculture Forum. Dubai, UAE.
- Vinatea, L., A.O. Galvez, C.L. Browdy, A. Stokes, J. Venero, J. Haveman, B.L. Lewis, A. Lawson, A. Shuler, J.W. Leffler. 2010. Photosynthesis, water respiration and growth performance of *Litopenaeus vannamei* in a super-intensive raceway culture

with zero water exchange: Interaction of water quality variables. *Aquacultural Engineering*. 42:17-24.

Vinatea, L., W. Muedas, R. Arantes. 2011. The impact of oxygen consumption by the shrimp *Litopenaeus vannamei* according to body weight, temperature, salinity and stocking density on pond aeration: a simulation. *Maringá*. 33(2):125-132.

Wasielesky Jr., H. Atwood, A. Stokes, C.L. Browdy. 2006. Effect of natural production in a zero exchange suspended microbial floc based super-intensive culture system for white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*. 258:396-403.

Wright, R.T., R.B. Coffin. 1983. Planktonic bacteria in estuaries and coastal waters of northern Massachusetts: Spatial and temporal distribution. *Mar. Ecol. Prog Ser.* 11:205-216.

Wyban, J.A., J.N. Sweeny. 1991. Intensive shrimp production technology: The Oceanic Institute Shrimp Manual. The Oceanic Institute. Primera Edición. Honolulu, Hawaii. 158p.

Wyban, J.A., W.A. Walsh, D.M. Godin. 1995. Temperature effects on growth, feeding rate and feed conversion of the Pacific white shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquaculture*. 138:267-279.

Yusoff, F.M., M.S. Zubaidah, H.B. Matias, T.S. Kwan. 2002. Phytoplankton succession in intensive marine shrimp cultured ponds treated with a commercial bacterial product. *Aquaculture Research*. 33:269-278.

Zhen, M., S. Xiefa, W. Rong, G. Lei. 2013. A Modified Water Quality Index for Intensive Shrimp Ponds of *Litopenaeus vannamei*. *Ecological Indicator*. 24:287-293.

Zimmermann, S. 2016. Sistemas de producción de camarón biofloc; la experiencia de Brasil. 2da Reunión Científica y Tecnológica sobre el Cultivo de Camarón. Cd. Obregón, Sonora.

Zulkifli, Y., N.B. Alitheen, A.R. Raha, S.K. Yeap, S.R. Marlina, M. Nishibuchi. 2009. Antibiotic resistance and plasmid profiling of *Vibrio parahaemolyticus* isolated from cockles in Padang, Indonesia. International Journal of Food Research. 16:53-58.