



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA
(BIOLOGÍA MARINA)

“RESPUESTA DE *Litopenaeus vannamei* A DIFERENTES AGUAS DE BAJA SALINIDAD DEL NOROESTE DE MÉXICO: EVALUACIÓN DE LA SUPERVIVENCIA Y CRECIMIENTO EN EL CORTO Y MEDIANO PLAZO”.

T E S I S
QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA:
GLADYS VALENCIA CASTAÑEDA

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

COMITÉ TUTOR:
DR. MARTÍN GABRIEL FRÍAS ESPERICUETA
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA
DR. ALEJANDRO M. MAEDA MARTÍNEZ
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA
DRA. MA. CRISTINA CHÁVEZ SÁNCHEZ
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA
DR. JESÚS T. PONCE PALAFOX
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA

MÉXICO, D.F. AGOSTO 2013



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIA

A **Dios** por darme la oportunidad de cumplir un sueño más en mi vida y tener la dicha de contar con una maravillosa familia.

A mis padres **Javier Valencia Juárez** y **Nelida Castañeda Peñaloza**, por darme la vida y ser unos papás ejemplares a los cuales no tengo absolutamente nada que reprocharles pues han dedicado su vida entera a darnos lo mejor a mis hermanos y a mí. Gracias por estar conmigo en todo momento apoyándome y dándome las palabras para que seguir adelante, por creer en mí, por demostrarme que a pesar de la distancia siempre han estado conmigo.

A mis hermanos **Ulises Valencia Castañeda**, **Jesús Antonio Valencia Castañeda** y **Montserrat Valencia Castañeda**, porque ustedes junto con mis papás son el motivo más grande que tengo en la vida para salir adelante y demostrar que todo se puede conseguir si uno se lo propone y lo desea con el corazón. No se detenga ante nada, sigan sus sueños con el corazón. Los quiero mucho y gracias por los momentos de alegría que me han dado.

Como hace algunos años les dije que cada logro que tuviera en mi vida sería un logro de ustedes también, hoy esta tesis es un logro que comparto con ustedes. Nunca olviden que los amo y que son el orgullo más grande que tengo.

Los quiere y ama con todo su corazón... La Bióloga

Gladys Valencia Castañeda.

AGRADECIMIENTOS

Algunas personas llegan a nuestra vida por casualidad y en poco tiempo dejan más huella que personas que conocemos desde hace años. En este camino estuvieron personas a las cuales les agradezco por dejar huella y ser actores de un capítulo más en mi vida.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología**, por otorgarme una beca económica que me permitió cursar la maestría durante estos dos años y a la **Universidad Nacional Autónoma de México**, por darme la oportunidad de seguir preparándome profesionalmente.

Mi entero agradecimiento, respeto y admiración a mi director de tesis el **Dr. Federico Páez Osuna**, por darme la oportunidad y confianza de trabajar en este proyecto de tesis, por su asesoría, apoyo, paciencia y tiempo que dedicó para resolver cada una de mis dudas, por enseñarme que a pesar de los conocimientos y reconocimiento que puede tener una persona sigue siendo humilde con las demás personas.

A los miembros de mi comité tutorial: **Dr. Alejandro Maeda Martínez**, **Dra. Ma Cristina Chávez**, **Dr. Martin Frías Espericueta**, **Dr. Jesús Ponce Palafox**, **M. en C. Martin Mariscal Lagarda** y al **Dr. Gustavo Rodríguez Montes de Oca**, por sus comentarios, sugerencias, etc. en cada uno de mis exámenes tutorales y por el tiempo invertido en la revisión de este trabajo de tesis que gracias a sus observaciones se logró mejorar.

Al **Químico Humberto Bojórquez** por la ayuda en los análisis químicos que se llevaron a cabo en el laboratorio y por aclarar mis dudas en el transcurso de mi formación académica.

Al **Dr. Miguel Franco Nava** y al **M. en C. Jesús Sánchez Palacios** por su ayuda en el procesamiento estadístico de los datos.

A los compañeros del centro de cómputo: **Mat. German Ramírez, Lic. Carlos Suarez y Lic. Herlinda Rojas** por su ayuda en cada uno de mis exámenes tutoriales y asesoramiento técnico en la realización de esta tesis.

A la **Sra. María Clara Ramírez**, por el interés que siempre tuvo al ayudarme en la búsqueda bibliográfica para la tesis y trabajos académicos que sin duda fueron muy valiosos para mi desarrollo académico.

A **Margarita Cordero, Natalia Medina, Diana Juárez, Guadalupe Godoy, Gabriela Almaraz y Chantal Ruiz**, por su ayuda en los trámites académicos.

A mis compañeros **Jesús Armando León, Javier Ramírez Rochin, Juan Gregorio Gutiérrez y Manuel Arvizu**, por su enorme ayuda en los muestreos de campo que sin ella me hubiera sido difícil muestrear agua de algunos lugares, estaré eternamente agradecida (deseo que con el tiempo no tengan problemas de salud por cargar bidones). Gracias por su amistad y los días de muestreo que hicieron más divertidas las salidas de campo.

A los estudiantes **Misael Armenta Crespo y Mateo Amillano Cisneros**, por su apoyo durante cada uno de los experimentos realizados.

A mis compañeros de laboratorio **Suammy Alarcón, Yazmín Segura, Magdalena Bergés, Miriam Lerma, Susana Osuna, Yassir Torres, Omar Rubio, Martha Millán, Víctor Núñez y Cristina Osuna**, por cada uno de los momentos que compartimos juntos los cuales hicieron que momentos tristes y estresantes se alegraran con sus ocurrencias y convivios.

A **Marcela Fregoso**, por su colaboración y ayuda en el análisis de nutrientes de cada uno de los experimentos y enseñarme a mantener la calma cuando algo no estaba bien en el Skalar.

Al **Biol. Fernando Marino Pinzón** y al personal que trabaja en el Laboratorio de postlarvas de camarón **Fitmar S.A. de C.V.**, por su interés y valiosa ayuda al donar de manera desinteresada larvas que nos permitieron realizar cada uno de los experimentos de este trabajo.

A mi compañero y amigo **Juan Fco. Fierro Sañudo** gracias por tu amistad y compañerismo, por los regaños y motivaciones cuando más las he necesitado y también muchas gracias por tu ayuda en los muestreos de campo y experimentos que lleve a cabo. Espero que sigamos aguantándonos por mucho tiempo más...

Agradezco a todas aquellas personas que estoy omitiendo pero que de alguna manera contribuyeron directa o indirectamente para la realización de este trabajo. El simple hecho de cruzarse en mi camino en experiencias buenas o malas han hecho dos años realmente diferentes, interesantes e inolvidables.

GRACIAS!!!.

“La posibilidad de realizar un sueño es lo que hace que la vida sea interesante”.

Gladys Valencia Castañeda.

ÍNDICE

| | Página |
|--|--------|
| Resumen | |
| 1. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 2. ANTECEDENTES | 4 |
| 3. PROBLEMA O JUSTIFICACIÓN | 9 |
| 4. HIPÓTESIS | 9 |
| 5. OBJETIVOS | 10 |
| 5.1. Objetivo general..... | 10 |
| 5.2. Objetivos específicos..... | 10 |
| 6. METODOLOGÍA | 12 |
| 6.1. Área de estudio..... | 12 |
| 6.1.1. Origen de las aguas..... | 12 |
| 6.1.2. Localización del área experimental..... | 13 |
| 6.2. Recolección de las aguas superficiales y subterráneas... | 14 |
| 6.3. Caracterización química del agua de prueba..... | 14 |
| 6.4. Transporte y aclimatación..... | 16 |
| 6.5. Pruebas..... | 17 |
| 6.5.1. Primera prueba o prueba presuntiva: supervivencia en el corto plazo (48 h)..... | 17 |
| 6.5.2. Segunda prueba o prueba presuntiva: supervivencia en el corto plazo (48 h)..... | 17 |
| 6.5.3. Tercera prueba (suplemento de sales): supervivencia y crecimiento en el mediano plazo (28 días)..... | 18 |
| 6.6. Observaciones <i>in situ</i> | 20 |
| 6.7. Actividades de laboratorio..... | 20 |
| 6.8. Análisis de resultados..... | 22 |
| 7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 24 |
| 7.1. Prueba presuntiva (48 h)..... | 29 |
| 7.1.1. Variables fisicoquímicas..... | 29 |

| | |
|---|-----------|
| 7.1.2. Supervivencia..... | 30 |
| 7.2. Prueba confirmativa (28 días)..... | 42 |
| 7.2.1. Variables fisicoquímicas..... | 42 |
| 7.2.2. Supervivencia..... | 50 |
| 7.2.3. Crecimiento..... | 52 |
| 7.3. Prueba confirmativa con suplemento de sales..... | 55 |
| 7.3.1. Variables fisicoquímicas..... | 55 |
| 7.3.2. Supervivencia..... | 58 |
| 7.3.3. Crecimiento..... | 60 |
| 8. CONCLUSIONES..... | 68 |
| 9. BIBLIOGRAFÍA..... | 71 |
| 10. ANEXOS..... | 83 |

LISTA DE TABLAS

| | | Página |
|-----------|--|--------|
| Tabla 1. | Ubicación geográfica y clave de las localidades donde se obtuvieron las aguas superficiales y subterráneas para la presente investigación de tesis. | 13 |
| Tabla 2. | Técnicas utilizadas para el análisis químico de las aguas de baja salinidad. | 15 |
| Tabla 3. | Valores de las variables fisicoquímicas de las aguas recolectadas. | 24 |
| Tabla 4. | Concentración de iones mayoritarios y relación iónica de las aguas de baja salinidad muestreadas en el Noroeste de México. Cuando la deficiencia entre la concentración encontrada con respecto a la teórica es igual o mayor a 5 mg/L, se considera que tal agua es deficiente (*) o bien tal ion está en exceso (**). | 27 |
| Tabla 5. | Concentraciones ($\mu\text{g/L}$) de nitritos, nitratos y amonio total en las aguas de baja salinidad del Noroeste de México. | 28 |
| Tabla 6. | Concentración media y desviaciones estándar de oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}\text{C}$) registrados para cada una de las aguas de baja salinidad que fueron probadas en los experimentos de 48 horas. | 30 |
| Tabla 7. | Medias y desviaciones estándar de pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}\text{C}$) registrados al inicio y final en la prueba de 28 días para cada una de las aguas de baja salinidad. Las letras (^p prueba paramétrica, ^{np} prueba no paramétrica) indican diferencias significativas entre las mediciones iniciales y finales, para una misma agua. | 45 |
| Tabla 8. | Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de NO_2^- (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica). | 47 |
| Tabla 9. | Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de NO_3^- (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica). | 48 |
| Tabla 10. | Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de $\text{NH}_4^+ + \text{NH}_3$ (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la segunda prueba. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma | 49 |

| | | |
|-----------|---|----|
| | columna (* prueba no paramétrica). | |
| Tabla 11. | Valores medios y desviaciones estándar de la supervivencia (en %) de cada una de las diferentes aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica). | 52 |
| Tabla 12. | Medias y desviaciones estándar de pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura (°C) registrados al inicio y final en la prueba confirmativa con suplemento de sales, para cada una de las aguas de baja salinidad. Las letras (^p prueba paramétrica, ^{np} prueba no paramétrica) indican diferencias significativas entre las mediciones iniciales y finales, para una misma agua. | 56 |
| Tabla 13. | Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de NO_2^- (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales (tercera prueba). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica). | 57 |
| Tabla 14. | Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de NO_3^- (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la tercera prueba (confirmativa con suplemento de sales). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica). | 57 |
| Tabla 15. | Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de $\text{NH}_4^+ + \text{NH}_3$ (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales (tercera prueba). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica). | 58 |
| Tabla 16. | Medias y desviaciones estándar de la supervivencia (en %) de cada una de las diferentes aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa con suplemento de sales (tercera). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna. | 59 |
| Tabla 17. | Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de NO_2^- en el agua CS durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales y recambios del 40% diario. | 66 |

LISTA DE FIGURAS

| | Página |
|--|--------|
| Figura 1. Mapa de los estados de Sonora y Sinaloa. | 12 |
| Figura 2. Ubicación del módulo experimental Yum Kaax en el Puerto de Mazatlán, Sinaloa. | 14 |
| Figura 3. Diagrama de flujo para la comparación de dos grupos. | 22 |
| Figura 4. Diagrama de flujo para la comparación múltiple de los resultados. | 23 |
| Figura 5. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de <i>L. vannamei</i> durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Tronconal (TR) municipio de Hermosillo, Sonora. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (Δ TR, \square C1 y \blacksquare C2). | 32 |
| Figura 6. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de <i>L. vannamei</i> durante el desarrollo de la primera prueba (48 h) en aguas de baja salinidad de Villa Juárez (VJ) municipio de Benito Juárez, Sonora. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (\diamond VJ, \square C1 y \blacksquare C2). | 33 |
| Figura 7. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de <i>L. vannamei</i> durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad Coahuilbampo (CH), Campo Cardal (CC), Higuera de Zaragoza (HZ) municipio de Ahome, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (\diamond CH, \circ CC, Δ HZ, \times SJ, \square C1 y \blacksquare C2). | 33 |
| Figura 8. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de <i>L. vannamei</i> durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Río Fuerte en Mochichahui (MO) municipio de El Fuerte, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (\diamond MO, \square C1 y \blacksquare C2). | 34 |
| Figura 9. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de <i>L. vannamei</i> durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad de Gabriel Leyva (GL), Utatave (UT), Río Sinaloa. (RS) municipio de Guasave, Sinaloa C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (\diamond GL, \circ UT, Δ RS, \square C1 y \blacksquare C2). | 35 |
| Figura 10. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de <i>L. vannamei</i> durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Río Culiacán (RC), Laguna Caimanero (LC), Campo Norelia (NO), Dique Cascabeles (DC) municipio de Culiacán, Sinaloa. C1, C2 y C3 corresponden a los controles o testigos de 20.0, 1.7 y | 36 |

- 5.0 g/L (◇ RC, △ LC, ○ NO, x DC, □ C1, ■ C2 y ■ C3).
- Figura 11. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad de Cofradía de Navolato (CN), La Pipima (LP) municipio de Navolato, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ CN, △ LP, □ C1 y ■ C2). 37
- Figura 12. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Campo Santa Fé (CS) municipio de Elota. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ CS, □ C1 y ■ C2). 37
- Figura 13. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad de El Espinal (EE), El Roble (ER), Isla de La Piedra (IP), Escopama (ES) municipio de Mazatlán, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ EE, ○ ER, △ IP, x ES, □ C1 y ■ C2). 38
- Figura 14. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Laboratorio Fitmar (FM) municipio de Rosario, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ FM, □ C1 y ■ C2). 39
- Figura 15. Porcentajes de supervivencia de *L. vannamei* (PL 18) observados con la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí. 40
- Figura 16. Correlación positiva ($p = 0.015$) entre los porcentajes de supervivencia de *L. vannamei* (PL 18) observados con la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad y las concentraciones de potasio. 42
- Figura 17. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la segunda prueba (28 días) en las aguas de baja salinidad San José (SJ), Mochicahui (MO), Rio Sinaloa (RS), Laguna Caimanero (LC), La Pipima (LP), Campo Santa Fe (CS), Laboratorio Fitmar (FM). C1 corresponde al control o testigo de 20 g/L (◆ SJ, ■ MO, ▲ RS, x LC, ✕ LP, ● CS, + FM y _C1). Letras diferentes en cada semana indican que los promedios son significativamente diferentes entre sí ($p < 0.05$). 51
- Figura 18. Valores medios y desviaciones estándar de la tasa de crecimiento específico (en %) en cada una aguas de baja salinidad de la prueba confirmativa. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias (prueba no paramétrica). 53
- Figura 19. Crecimiento promedio de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* 54

durante el desarrollo de la prueba confirmativa (28 días) en las aguas de baja salinidad de San José (SJ), Mochicahui (MO), Rio Sinaloa (RS), Laguna Caimanero (LC), La Pipima (LP), Laboratorio Fitmar (FM). C1 corresponde al control o testigo de 20 g/L (●SJ, ✕MO, +RS, ■LC, ▲LP, ◆FM y _C1). Letras diferentes en cada semana indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí.

- Figura 20. Supervivencia (%) de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* 59
observados durante el desarrollo de la tercera prueba con sales (28 días) en las aguas de baja salinidad La Pipima (LP), Campo Santa Fe (CS), Escopama (ES), Laboratorio Fitmar (FM). C1 corresponde al control o testigo de 1.7 g/L (▲LP, x CS, - ES, ■EE, ◆FM y ✕ C1).
- Figura 21. Medias y desviaciones estándar de la tasa de crecimiento 61
específico (en %) en cada una aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa con sales (tercera prueba). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias (prueba paramétrica).
- Figura 22. Crecimiento promedio de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* 62
observados durante el desarrollo de la prueba confirmativa con sales (tercera prueba) (28 días) en las aguas de baja salinidad: La Pipima (LP), Campo Santa Fe (CS), Laboratorio Fitmar (FM). C1 corresponde al control o testigo de 1.7 g/L (■LP, ▲CS, ◆FM y ✕ C1). Letras diferentes en cada semana indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí.
- Figura 23. Supervivencia (%) de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* 66
observados durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales y recambios del 40 ± 12 % diario (28 días) en el agua de baja salinidad. Campo Santa Fé (□ CS). Agua con suplemento de sales y recambio del 5% (■ CS).
- Figura 24. Metodología propuesta para evaluar si un agua de baja 67
salinidad es apta para realizar el cultivo de camarón blanco *L. vannamei* de acuerdo a Saoud *et al.* (2003) y este estudio. Van Wyk *et al.* (1999) recomienda como aceptable ≤ 1 mg/L de NO_2^- ; y Lee y Wickins (1997) < 200 mg/L de NO_3^- para el cultivo de camarón.

RESUMEN

Se evaluaron 22 aguas de baja salinidad del Noroeste de México mediante pruebas de corto (48 h) y mediano plazo (28 días) con postlarvas (PL 18) de camarón *Litopenaeus vannamei*. Las pruebas se llevaron a cabo en el módulo experimental Yum Kaax ubicado en Mazatlán, Sinaloa. En la primera prueba (prueba presuntiva) se evaluó la supervivencia a las 12, 24 y 48 horas después del haber colocado grupos de 10 postlarvas en recipientes que contenían 2 L de agua de baja salinidad previamente aclimatados hasta 2 g/L y mantenidos en un periodo de habituación de 72 h. La segunda prueba (prueba confirmativa), consistió de cuatro replicas con 10 postlarvas cada una fueron colocadas en recipientes que contenían las diversas aguas de baja salinidad (15 L). El crecimiento y la supervivencia se evaluaron cada semana hasta finalizar los 28 días. Una tercera prueba, consistió en evaluar la supervivencia y crecimiento durante 28 días en aguas de baja salinidad que resultaron negativas en la prueba confirmativa y que además presentaron una deficiencia de potasio y/o magnesio a las cuales se les suplementó sales grado alimenticio para compensar la deficiencia de potasio y/o magnesio. Las aguas de baja salinidad en su mayoría registraron una deficiencia en las concentraciones de los iones potasio y/o magnesio; los niveles de potasio presentaron una correlación positiva significativa directa ($p=0.015$, $r=0.512$) con la supervivencia, lo que sugiere la gran importancia de este ión para el camarón en estos estudios. En la prueba presuntiva las aguas SJ, MO, RS, LC, LP, CS, ES y FM tuvieron arriba del 60% de supervivencia y fueron las aguas utilizadas para la prueba confirmativa, en la cual el agua LC al finalizar los 28 días presentó la mayor supervivencia con 87.5 ± 9.6 %, un peso promedio final de 201.3 ± 86.2 mg y una tasa de crecimiento específico y tasa de crecimiento de 8.4 ± 0.2 % y 47.5 ± 3.2 mg/semana, respectivamente. En la prueba con suplemento de sales se utilizaron las aguas LP, CS y FM, durante las primeras dos semanas se registró el 100 % de supervivencia y a partir de la tercera semana se registró la mortalidad total de los organismos. Esto último pudiera atribuirse a el incremento de los nitritos y nitratos los cuales desde el inicio se presentaron en niveles relativamente elevados (LP, 5.5 y 1649.2; CS, 63.7 y 5 748.1; FM, 300.7 y 12 646.0 $\mu\text{g/L}$ de

nitritos y nitratos, respectivamente). Considerando los resultados obtenidos en este estudio y de acuerdo a la metodología propuesta por Saoud *et al.* (2003), se propone un diagrama para evaluar si un agua de baja salinidad es o no adecuada para el cultivo de camarón *L. vannamei*.

ABSTRACT

Were evaluated 22 low-salinity waters of Northwest Mexico by short (48 h) and medium term (28 days) trials using post-larvae (PL 18) of *Litopenaeus vannamei*. The trials were carried out in the Module Yum Kaax located in Mazatlan, Sinaloa. In the first trials (presumptive), survival was assessed at 12, 24 and 48 hours after placed in groups of 10 postlarvae, at containers containing 2 L of low salinity water previously acclimated to 2 g/L and kept in a habituation period of 72 h. The second trials (confirmatory) consisted of four replicates with 10 postlarvae each were placed in containers containing various low-salinity water (15 L). Growth and survival were each evaluated week until the end of the 28 days. A third trials was to evaluate the survival and growth for 28 days in low salinity waters, which resulted negative on confirmatory trials, and that also had a deficiency of potassium and/or magnesium, which were supplemented food grade salts to compensate for potassium and/or magnesium deficiency. Low salinity waters in mostly showed a deficiency in concentrations of potassium ions and / or magnesium; potassium levels showed a direct positive correlation ($p = 0.015$, $r = 0.512$) with survival, suggesting the great importance of this ion for shrimp in these studies. In the presumptive trials the waters SJ, MO, RS, LC, LP, CS, ES and FM were above 60% survival and then were used for confirmatory trial, in which the LC water at the end of 28 days presented the highest survival with $87.5 \pm 9.6\%$, a final mean weight of 201.3 ± 86.2 mg, and a specific growth rate and growth rate of $8.4 \pm 0.2\%$ and 47.5 ± 3.2 mg / week, respectively. In the trial with supplementary salt at the waters used LP, CS and FM, during the first two weeks there was 100% survival and from the third week there was total mortality of organisms. The latter was attributed to the increase of nitrites and nitrates which from the beginning presented at relatively high levels (LP, 5.5 and 1 649.2; CS, 63.7 and 5 748.1; FM, 300.7 and 12 646.0 mg / L of nitrite and nitrate, respectively). Considering the results obtained in this study and according to the methodology proposed by Saoud *et al.* (2003), a strategy is proposed to evaluate if it is or not suitable a low-salinity water for shrimp farming *L. vannamei*.

1. INTRODUCCIÓN

En la actualidad, la acuicultura es una de las más importantes fuentes de alimento y de proteínas de origen animal (Da Silva, 2000; Tidwell y Allan, 2001) y su crecimiento ha llegado a transformarla en una actividad industrial que tiene gran importancia en los países en desarrollo, en los cuales tiene además una función social ya que es una importante fuente de empleos, tanto directos como indirectos (Tacon, 2000; Castañeda, 2004; Cunningham, 2005).

El crecimiento de esta actividad se ha dado a la par con el desarrollo tecnológico, que ha permitido sustituir los cultivos tradicionales de tipo extensivo en sistemas de producción de tipo seme-intensivo o intensivo, los cuales permiten una mejor explotación de los recursos tierra y agua (Stickney, 1994; Pillay y Kutty, 2005), aunque con frecuencia son fuentes relativamente importantes de impacto ambiental (GESAMP, 1996; Stewart, 1997; Martínez-Córdova *et al.*, 2009).

Uno de los ejemplos más evidentes de este crecimiento es la camaronicultura; de acuerdo a la FAO (2011), en el 2002 la producción mundial fuera de 1 467 161 toneladas y para el 2010 se incrementó a 3 787 706 toneladas, para este último año aproximadamente 2 720 929 toneladas correspondieron a la especie *Litopenaeus vannamei*.

Aunque cabe señalar que en la última década esta actividad ha sido afectada y ha disminuido su desarrollo por el impacto de enfermedades virales tales como, mancha blanca (WSSV), cabeza amarilla (YHV) y virus del Taura (TSV); las cuales afectan directamente la producción (Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002; Wang, 2003) y que siguen siendo la fuente más común de importantes pérdidas económicas en muchas granjas de cultivo de camarón de diferentes partes del mundo (Porubcan, 1996; Israngkura y Sae-Hae, 2002). México, no ha escapado a ello, y las enfermedades más frecuentes que se presentan son el virus de la mancha blanca, vibriosis y enfermedades causadas por parásitos (Páez-Osuna *et al.*, 2003).

Como alternativa, para aminorar el impacto de estas enfermedades infecciosas se ha impulsado el cultivo de camarón con agua subterránea de baja salinidad y, en años recientes se ha desarrollado en diversas regiones de Estados Unidos (McGraw *et al.*, 2002), Ecuador, Tailandia (Saoud *et al.*, 2003; Roy *et al.*, 2007), China (Cheng *et al.*, 2005) y México (Tamayo, 1998; Esparza-Leal *et al.*, 2010). Lo anterior da pauta para empezar a realizar estudios relacionados con la factibilidad de cultivar el camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone) con agua de baja salinidad.

De acuerdo a Van Wyk (1999), Ingram *et al.* (2000), Fernando y Halwart (2000), McIntosh y Fitzsimmons (2003) y Samocha *et al.* (2004), entre las principales ventajas que ofrece el cultivo de camarón en agua dulce o de baja salinidad están:

- (a) Que se disminuye el riesgo de introducir enfermedades mediante el transporte de vectores por barco o aviones.
- (b) Que se evita la liberación de especies no nativas a cuerpos de agua receptores.
- (c) Las granjas pueden estar más cerca del mercado, disminuyendo las distancias y costos de comercialización.
- (d) Debido a que los efluentes son ricos en nutrientes, pueden ser utilizados para cultivar diversos productos agrícolas, disminuyendo el uso de los fertilizantes químicos empleados en la agricultura.
- (e) Si la acuicultura se integra a la agricultura se hace más eficiente el uso del agua ya que por cada m³ se aumenta la cantidad de biomasa producida (camarón más producto agrícola) aspecto que es fundamental para las regiones áridas con escasez de agua.
- (f) Se aumenta el retorno económico por unidad de agua empleada.
- (g) Al haber una relación entre la acuicultura y la agricultura los desechos de una son aprovechados por la otra para producir una mayor biomasa disminuyendo la carga de contaminantes hacia el ambiente.

Aunque son muchas las ventajas de desarrollar cultivos tierra adentro con aguas de baja salinidad, se presentan evidentemente varias limitantes y una de

ellas es la composición iónica de la fuente de agua, lo cual implica que en principio los estudios se deben de enfocar a determinar la factibilidad de crecimiento y supervivencia de esta especie en diferentes fuentes de agua que potencialmente contengan diferente perfil iónico. Collins *et al.* (2005) mencionan que la variabilidad en el contenido iónico de las aguas subterráneas está modulada o controlada por la naturaleza geológica y geoquímica de los suelos y rocas con las que está en contacto, es por ello que no todas las aguas subterráneas son aptas para utilizarse para el cultivo de camarón.

Experiencias de campo y algunos estudios indican que los principales iones limitantes para el camarón son el potasio, sodio y magnesio (Zhu *et al.*, 2004). Con respecto a la salinidad, se ha determinado que el camarón *L. vannamei* puede tolerar un amplio intervalo de ésta, pasando desde condiciones de agua dulce (0.5–2.0 g/L) hasta hipersalinas (60 g/L) (Stern *et al.*, 1990; Saoud *et al.*, 2003). Boyd (1989) registró que salinidades entre 15 y 25 g/L son ideales para este crustáceo. Samocha *et al.* (2004) mostraron que este crustáceo cultivado con agua de baja salinidad (<3 g/L), crece hasta 14 g, mientras que Davis *et al.* (2004) usando agua de menor salinidad (2.0 g/L) alcanzaron a producir 12 toneladas/ha.

Experiencias en México indican que a nivel comercial, este crustáceo puede cultivarse exitosamente en agua de baja salinidad (0.5-5.0 g/L) (Tamayo 1998; Van Wyk *et al.*, 1999; Esparza-Leal *et al.*, 2009, 2010).

A nivel de campo, donde se pueden establecer cultivos de camarón con agua de baja salinidad, la composición iónica y salinidad del agua puede variar entre regiones, por lo que en algunas zonas las fuentes naturales de agua de baja salinidad y cierta composición no pueden ser usadas directamente para el cultivo de camarón (Davis *et al.*, 2002; Saoud *et al.*, 2003; Zhu *et al.*, 2006). A nivel comercial, existe poca información publicada con respecto a las tasas de crecimiento y supervivencia cuando se cultiva con agua de pozo o agua superficial de baja salinidad. En este trabajo se pretende evaluar la supervivencia y la tasa de crecimiento en el corto y mediano plazo de *L. vannamei* en diferentes aguas de baja salinidad del Noroeste de México y relacionar su crecimiento y supervivencia con la composición iónica de cada una de las aguas.

2. ANTECEDENTES

El cultivo de camarón tierra adentro ya sea con agua dulce o de baja salinidad, tuvo sus orígenes en Tailandia a principios de la década de los noventa para producir camarón tigre (*Penaeus monodon*). Dicha actividad se introdujo como una estrategia para contrarrestar el efecto de las enfermedades virales como la mancha blanca y cabeza amarilla, así como para compensar la carencia de tierras para la instalación de granjas en la zona costera (Flaherty *et al.*, 2000).

Una vez desarrollada la tecnología en Tailandia se empezó a implementar en Australia, Israel, China, India, Bangladesh y en el continente americano en países como Estados Unidos, Ecuador, Perú, Panamá, Venezuela, Brasil y México cultivando en estos últimos países el camarón blanco *L. vannamei* en salinidades de 0.5 a 10 g/L (Boyd, 2002; Collins *et al.* 2005).

Para que el cultivo tierra adentro de camarón marino tenga éxito, es necesario que se realice un proceso de aclimatación de las postlarvas (Nunes y Velázquez, 2001; Esparza-Leal *et al.*, 2010), transfiriéndolas desde un sistema de crianza de alta salinidad a condiciones de engorda de baja salinidad (McGraw *et al.*, 2002). Los protocolos de acondicionamiento difieren enormemente entre laboratorios y granjas (Nunes y Velázquez, 2001); en muchos casos se usan los mismos protocolos utilizados en los cultivos en agua de mar, y frecuentemente se basan en la experiencia práctica y no en la científica (McGraw *et al.*, 2002).

Un requisito básico de los organismos para conquistar exitosamente los hábitats acuáticos con diferentes regímenes de salinidad, es la capacidad para regular el agua y los solutos inorgánicos internos, manteniendo un medio interno apropiado para las interacciones moleculares. La osmorregulación es una de las funciones más importantes en los organismos acuáticos y ha sido estudiada ampliamente en crustáceos (Gilles, 1975; Re *et al.*, 2004; Palacios y Racotta, 2007; Valdez *et al.*, 2008).

Algunos crustáceos reaccionan a cambios en la salinidad del medio externo, en el cual los fluidos corporales permanecen isosmóticos con él; otros mantienen un medio interno constante, dentro de ciertos límites, a pesar de las fluctuaciones osmóticas del medio ambiente (Robertson, 1960), diferenciándose así como osmorreguladores y osmoconformadores (Lockwood, 1976). Los peneidos están dentro de la categoría de osmorreguladores (Dall *et al.*, 1990), mantienen su concentración osmótica más abajo que la del agua de mar (Mantel y Farmer, 1983). La regulación iónica es un fenómeno universal en crustáceos, el cual depende de la salida de iones por las superficies más permeables; mientras que la regulación osmótica es el control de la concentración total de sustancias disueltas (Robertson, 1960).

El camarón requiere de agua con concentraciones específicas de los principales aniones: bicarbonatos, sulfatos y cloruros, así como de los principales cationes: calcio, magnesio, potasio y sodio (Boyd *et al.*, 2002). Independientemente de si es agua dulce o de baja salinidad la que se emplee para el cultivo de camarón, la principal característica es que ambas por lo regular carecen de las concentraciones adecuadas de ciertos iones entre los que destacan K^+ , Na^+ , Mg^{++} y Ca^{++} . De acuerdo a McGraw y Scarpa (2002) y Davis *et al.* (2004, 2005) la composición iónica del agua de mar posee los iones más importantes para la osmorregulación, como son el Cl^- y el Na^+ . Las investigaciones recientes sugieren que independientemente de si la salinidad es adecuada ($\geq 0.5\%$), el K^+ , Mg^{++} y Ca^{++} son los iones más importantes para la supervivencia del camarón, siendo los más críticos el K^+ y Mg^{++} . Por ejemplo, se ha observado que si el K^+ está ausente, se presentan mortalidades masivas y una evidente falta de crecimiento (Davis *et al.*, 2004; 2005; McNelvin *et al.* 2004).

Hoy en día existen algunos trabajos sobre el cultivo de camarón en aguas de baja salinidad entre los cuales destacan el de Balbi *et al.* (2005) quienes realizaron un trabajo experimental en el cual aclimataron postlarvas (PL₁₂ y PL₁₉) de camarón blanco *L. vannamei* con agua de baja salinidad, concluyendo que la aclimatación fue exitosa en aguas de baja salinidad (3 g/L), y la longitud total y el

crecimiento relativo no se vieron afectados por la baja salinidad ni la edad de las postlarvas.

Otro trabajo sobre aclimatación fue el de Esparza-Leal *et al.* (2010) donde evaluaron el rendimiento de *L. vannamei* en respuesta a diferentes densidades (50, 100, 150 y 200 PL/m²) y periodos de aclimatación (40, 60, 80 y 100 h), encontrándose una mayor supervivencia (83 %) en camarones aclimatados por 100 h, y rendimientos más altos (1.14 kg/m²) en densidades de siembra de 200 PL/m², concluyendo que el camarón blanco puede ser cultivado exitosamente en aguas de baja salinidad, y que el crecimiento, el rendimiento y la supervivencia son significativamente mayor cuando se aclimata por periodos más largos.

Roy *et al.* (2007) encontraron un aumento en el crecimiento y supervivencia de camarón blanco *L. vannamei*, cuando se aumentaron los niveles de potasio en aguas de baja salinidad. Esparza-Leal *et al.* (2009) llevaron a cabo un cultivo intensivo de *L. vannamei* en cuatro aguas de baja salinidad con diferente composición iónica donde el crecimiento, supervivencia, producción y el factor de conversión alimenticia no mostraron diferencias significativas entre las distintas aguas; sin embargo, observaron una tendencia de aumento de crecimiento en relación con la proporción iónica encontrada en el agua de mar. Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) registraron una supervivencia del 56.3 % y un peso promedio por individuo de 13.9 g con una densidad de siembra de 50 camarones/m² en una agua de pozo con salinidad de 0.65 g/L a la cual suplementaron KCl y MgNO₃.

Como regla general para un buen crecimiento y supervivencia del camarón, las concentraciones de K⁺, Na⁺, Mg⁺⁺ y Ca⁺⁺ en el agua dulce o de baja salinidad deben ser similares a las concentraciones que se presenten en el agua de mar diluida a la misma salinidad del agua que se use (Roy *et al.*, 2010).

Los iones mayoritarios potasio, magnesio, calcio y sodio juegan un papel muy importante en el mantenimiento de la presión osmótica de las células de los camarones regulando el intercambio del agua y solutos dentro de las mismas; tales iones también juegan un papel importante como constituyentes estructurales de los tejidos blandos, así como en la transmisión de impulsos nerviosos y las

concentraciones musculares e intervienen en el equilibrio ácido-base corporal y regulan el pH de la hemolinfa y otros fluidos corporales. De acuerdo a Castille y Lawrence (1981), Ferraris *et al.* (1986), Dall *et al.* (1990), Lucu y Towle (2003), McGraw y Scarpa (2003), Zhu *et al.* (2004) y Allen *et al.* (2005) las principales características y funciones de los mayoritarios en el desarrollo del camarón son:

Calcio

- a) Estabiliza membranas celulares
- b) Regula la exocitosis y la concentración muscular
- c) Está implicado en la adhesión celular
- d) Transporta una corriente de entrada en membranas excitables
- e) Regula numerosas enzimas y procesos como segundo mensajero o agente acoplante
- f) Es parte esencial del exoesqueleto

Magnesio

- a) Se encuentra intra y extracelularmente
- b) Estabiliza las membranas celulares
- c) Es antagonista de la acción del calcio en muchas funciones
- d) Actúa como cofactor de muchas enzimas
- e) Actúa como un anestésico que deprime la transmisión neuromuscular

Potasio

- a) Se encuentra intracelularmente
- b) Contribuye a la presión osmótica del citoplasma
- c) Establece el potencial de reposo de la célula

- d) Activa algunas enzimas
- e) Transporta la corriente hacia fuera para la repolarización de las membranas
- f) Juega un papel muy importante en el mantenimiento de la eficiencia neuromuscular

Sodio

- a) Se encuentra extracelularmente
- b) Es el principal responsable de la presión osmótica del fluido extracelular
- c) Proporciona la energía potencial para el transporte de sustancias a través de las membranas celulares gracias al gradiente de concentración de la bomba de sodio.
- d) Transporta la corriente de entrada para la excitación de las membranas
- e) Sirve como transporte de nutrientes al interior de la célula.

3. PROBLEMA O JUSTIFICACIÓN

Dadas las ventajas que ofrece el cultivo de camarón en agua dulce o de baja salinidad como son: Se disminuye el riesgo de introducir enfermedades, se evita la liberación de especies no nativas a cuerpos de agua receptores, las granjas pueden estar más cerca del mercado, los efluentes ricos en nutrientes, pueden ser utilizados en la agricultura y se hace más eficiente el uso del agua, disminuyendo los contaminantes hacia el ambiente y se aumenta el retorno económico por unidad de agua empleada.

Sin embargo la composición iónica y la salinidad del agua pueden variar entre sitios por lo que en muchas regiones las fuentes naturales de agua no pueden ser usadas directamente para desarrollar el cultivo de camarón.

Por tal motivo, en éste trabajo se plantean las siguientes preguntas de investigación:

¿Qué aguas tierra adentro en el Noroeste de México son viables para el cultivo de *L. vannamei*? y ¿Por qué?

¿Bajo qué características químicas el agua resulta apropiada o no para el cultivo de *L. vannamei*?

¿Es apropiada la metodología descrita por Saoud *et al.* (2003) para evaluar si un agua de baja salinidad es adecuada para el cultivo de *L. vannamei*?

4. HIPÓTESIS

Las aguas de baja salinidad del Noroeste de México son aptas para el cultivo de camarón blanco *L. vannamei* debido a que poseen las concentraciones químicas apropiadas (iones mayoritarios, oligoelementos, nutrientes, etc.) para obtener tasas de supervivencia y crecimiento altas.

Si, ya que cuentan con las concentraciones químicas para obtener tasas de supervivencia y crecimiento relativamente altas.

No, ya que no cuentan con las concentraciones químicas para obtener tasas de supervivencia y crecimiento elevadas.

O, algunas de las aguas cuentan con las concentraciones químicas apropiadas para obtener tasas de supervivencia y crecimiento altas.

5. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general

Evaluar la viabilidad de las aguas de baja salinidad de algunas regiones del Noroeste de México para el cultivo de *L. vannamei* a través de pruebas de corto (48 horas) y mediano plazo (28 días).

5.2. Objetivos específicos

- Determinar la supervivencia en organismos de prueba en el corto plazo (48 h) mediante la prueba presuntiva de cada una de las aguas que fueron muestreadas y probadas.
- Evaluar la calidad del agua mediante las variables fisicoquímicas (temperatura, pH, oxígeno disuelto y conductividad en el agua) y los niveles de concentración de amonio, nitritos y nitratos, antes y durante el desarrollo de cada una de las pruebas.
- Determinar la supervivencia y el crecimiento en organismos de prueba mediante la prueba confirmativa (mediano plazo, 28 días) de cada una de las aguas que resultaron positivas en la prueba presuntiva.

- Calcular la tasa de crecimiento específico (SGR) y tasa de crecimiento (GR) en las pruebas de mediano plazo para cada una de las aguas.
- Determinar si mejora el porcentaje de supervivencia y crecimiento en algunas aguas de baja salinidad al suplementar sales grado alimenticio.
- Mediante los resultados de corto (prueba presuntiva) y mediano plazo (prueba confirmativa) evaluar y clasificar las aguas superficiales y de pozo de algunas regiones del Noroeste de México.

6. METODOLOGÍA

6.1. Área de estudio

6.1.1. Origen de las aguas

Los experimentos se realizaron con aguas superficiales y subterráneas de baja salinidad, colectadas en diferentes regiones de los municipios de Ahome, El Fuerte, Guasave, Culiacán, Navolato, Elota, Mazatlán y Rosario en el estado de Sinaloa y de los municipios de Benito Juárez y Hermosillo en el estado de Sonora (Figura 1). A cada una de las aguas de baja salinidad se les asignó una clave con dos letras para su fácil identificación (Tabla 1).

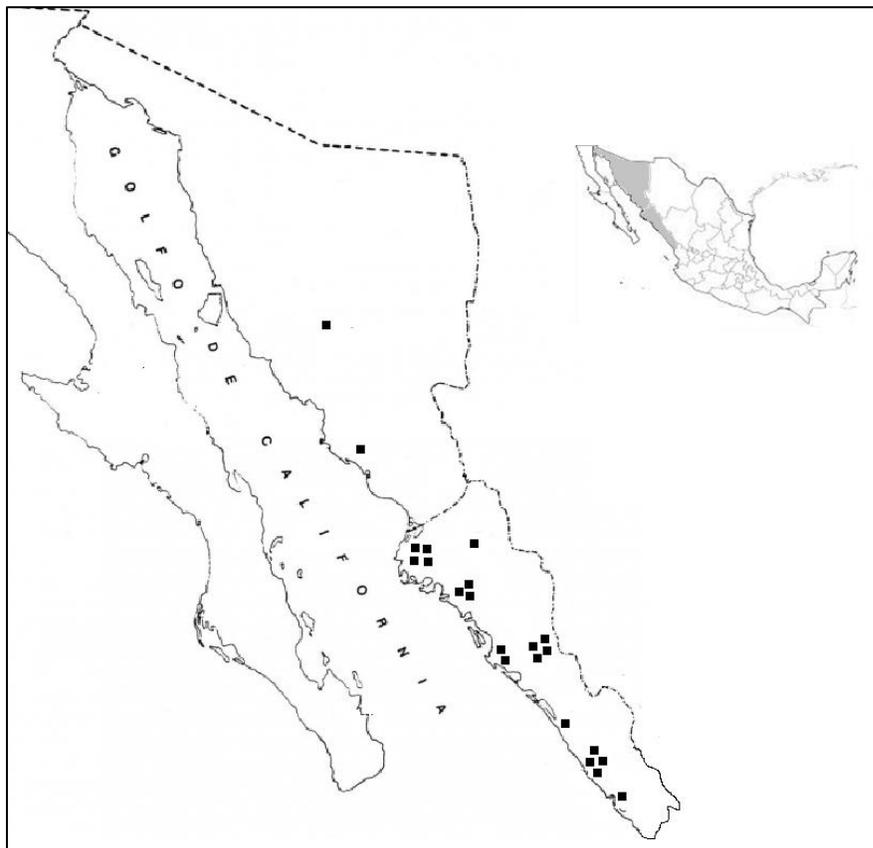


Figura 1. Mapas de los estados de Sonora y Sinaloa.

Tabla 1. Ubicación geográfica y clave de las localidades de donde se obtuvieron aguas superficiales y subterráneas para la presente investigación de tesis.

| Estado | Municipio | Localidad | Latitud | Longitud | Clave |
|------------------------|-------------------------|---------------------------|-------------------|-------------------|-------------------|
| Sonora | Hermosillo | El Tronconal (sb) | 29° 10' 14.50" N | 110° 51' 10.36" O | TR |
| | Benito Juárez | Villa Juárez (sb) | 27° 7' 46.41" N | 109° 50' 25.26" O | VJ |
| Sinaloa | Ahome | Cohuibampo (sb) | 25° 56' 33.57" N | 109° 09' 36.60" O | CH |
| | | Campo El Cardal (sb) | 26° 00' 05.91" N | 109° 19' 36.79" O | CC |
| | | Higueras de Zaragoza (sb) | 25° 58' 09.99" N | 109° 18' 00.97" O | HZ |
| | | San José (sb) | 25° 55' 54.83" N | 109° 15' 37.75" O | SJ |
| | | El Fuerte | Mochicahui (sp) | 25° 57' 24.31" N | 108° 56' 25.22" O |
| | Guasave | Gabriel Leyva (sb) | 25° 39' 40.26" N | 108° 38' 18.06" O | GL |
| | | Utatave (sb) | 25° 36' 53.95" N | 108° 32' 53.54" O | UT |
| | | Rio Sinaloa (sp) | 25° 34' 39.95" N | 108° 27' 20.42" O | RS |
| | Culiacán | Rio Culiacán (sp) | 23° 25' 00.76" N | 106° 25' 55.97" O | RC |
| | | Laguna Caimanero (sp) | 25° 37' 54.72" N | 107° 44' 42.89" O | LC |
| | | Campo Norelia (sb) | 24° 44' 41.05" N | 107° 41' 28.75" O | NO |
| | | Dique Cascabeles (sp) | 24° 35' 53.34" N | 107° 18' 21.00" O | DC |
| | Navolato | Cofradía de Navolato | 24° 44' 41.05" N | 107° 41' 28.75" O | CN |
| | | La Pipima (sb) | 24° 42' 05.54" N | 107° 41' 35.98" O | LP |
| | Elota | Campo Santa Fe (sb) | 23° 51' 0.11" N | 106° 53' 25.28" O | CS |
| | Mazatlán | El Espinal (sb) | 23° 25' 00.76" N | 106° 20' 55.97" O | EE |
| | | El Roble (sb) | 23° 16' 10.62" N | 106° 13' 25.26" O | ER |
| Isla de La Piedra (sb) | | 23° 11' 17.40" N | 106° 24' 20.64" O | IP | |
| Escopama (sb) | | 23° 21' 48.11" N | 106° 28' 57.29" O | ES | |
| Rosario | Laboratorio Fitmar (sb) | 22° 54' 53.48" N | 106° 06' 11.05" O | FM | |

sb, agua subterránea; sp, agua superficial.

6.1.2. Localización del área experimental

Se realizó una serie de experimentos para evaluar las diferentes aguas de baja salinidad del Noroeste de México en los cuales se consideran la supervivencia y crecimiento de postlarvas de camarón blanco *Litopenaeus*

vannamei. Los diferentes experimentos de este estudio se llevaron a cabo en el Módulo Experimental Yum Kaax ubicado a los 23° 12' 10.81" latitud Norte y 106° 25' 42.23" longitud Oeste, en la Cd. de Mazatlán, Sinaloa (Figura 2).



Figura 2. Ubicación del módulo experimental Yum Kaax en el Puerto de Mazatlán, Sinaloa.

6.1. Recolección de aguas superficiales y subterráneas

La recolección y transporte de las aguas superficiales y subterráneas de cada uno de los sitios de muestreo fue hecha en bidones de 20 L los cuales antes de su uso se lavaron con agua potable, jabón e hipoclorito (cloro comercial) y posteriormente llenados con agua potable por 24 horas para evitar riesgo por algún tipo de impurezas de fabricación.

6.3. Caracterización química del agua de prueba

A cada una de las aguas de prueba se le practicó un análisis químico (Tabla 2) para determinar los siguientes componentes:

- (1) Componentes mayoritarios: potasio, sodio, calcio, magnesio, sulfatos, cloruros y alcalinidad.
- (2) Nutrientes: fosfatos, silicatos, amonio, nitritos y nitratos.
- (3) Oligoelementos: cobre, cadmio, zinc y manganeso.
- (4) pH y conductividad.

Estos resultados y su discusión más detallada constituyen la parte medular del trabajo de Millán-Almaraz (2013). Aquí esencialmente se discute en el contexto de los resultados de los experimentos desarrollados.

Tabla 2. Técnicas utilizadas para el análisis químico de las aguas de baja salinidad.

| Variable | Técnica | Referencia |
|-----------------|--|-----------------------------|
| Potasio | Emisión de flama | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |
| Sodio | Emisión de flama | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |
| Calcio | Emisión de flama | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |
| Magnesio | Emisión de flama | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |
| Sulfatos | Turbidimétrica | Armienta <i>et al.</i> 1987 |
| Cloruros | Titulación con cloruro de plata | Armienta <i>et al.</i> 1987 |
| Alcalinidad | Titulación con ácido clorhídrico | Armienta <i>et al.</i> 1987 |
| Fosfatos | Colorimetría | Greenfield y Kalber 1954 |
| Silicatos | Colorimetría | Strickland y Parsons 1972 |
| Amonio | Colorimetría | Solórzano 1969 |
| Nitritos | Colorimetría | Strickland y Parsons 1972 |
| Nitratos | Colorimetría | Strickland y Parsons 1972 |
| Cadmio | Absorción atómica por horno de grafito | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |
| Cobre | Absorción atómica por horno de grafito | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |
| Zinc | Absorción atómica por emisión de flama | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |
| Manganeso | Absorción atómica por emisión de flama | Clesceri <i>et al.</i> 1989 |

6.4. Transporte y aclimatación

Se obtuvieron postlarvas 14 (PL₁₄) de *L. vannamei* de un laboratorio de producción comercial de la región (FITMAR), libre de patógenos. Antes de transportarlas al módulo experimental las postlarvas fueron aclimatadas de acuerdo al protocolo del laboratorio de 30 g/L hasta 2 g/L de salinidad con agua de mar diluida con agua de pozo (1.7 g/L) del propio laboratorio de producción. Para el transporte se colocaron las postlarvas en bolsas de plástico a las cuales se le proporcionó oxígeno y alimento y se llevaron a una hielera. Una vez transportadas al módulo experimental Yum Kaax, se colocaron en tinas de 50 L previamente lavadas con agua potable y desinfectadas con hipoclorito (cloro comercial) donde se evaluó la supervivencia, temperatura y salinidad del agua en que venían: tales variables se determinaron usando un oxímetro YSI DO 220 y un conductímetro OAKTON TDS 5, respectivamente. Las postlarvas fueron alimentadas diariamente al 10 % de su biomasa cada 4 horas con 3 diferentes tipos de alimentos comerciales (Raceway 400-600 con 50% de proteína, y Aquaxel y Surestar 2 con un 45 % de proteína) y se realizaron recambios de agua cada 48 h hasta alcanzar una PL₁₈.

En PL₁₅ fueron aclimatadas de una salinidad de 2 g/L a agua de pozo de 1.7 g/L (Mariscal-Lagarda, 2011) y permanecieron a esa salinidad hasta PL₁₈ (periodo de habituación de 72 h) donde después fueron transferidas a las diferentes aguas de prueba. Durante este tiempo se mantuvo una temperatura aproximada de 28°C y con periodos de día (luz)-noche (oscuridad) de 12 horas.

Dos lotes más de PL₁₄ a salinidades de 20 g/L y 5 g/L fueron transportadas al módulo experimental Yum Kaax y se mantuvieron en las mismas condiciones de temperatura y foto periodo de día-noche, ya que sirvieron para las aguas que se trabajaron como controles y para las aguas que presentaron salinidades cercanas a esta (LC y VJ).

6.5. Pruebas

Se realizó una serie de experimentos con PL₁₈ para cada una de las aguas de estudio del Noroeste de México; la primera prueba o prueba presuntiva (48 horas) y la segunda prueba o prueba confirmativa de 28 días a continuación se describen.

6.5.1. Primera prueba o prueba presuntiva: supervivencia en el corto plazo (48 horas)

En recipientes de plástico (capacidad de 3 L), colocados en un anaquel de forma aleatoria, se les suministraron 2 L de agua de prueba por cuadruplicados y se les colocó un difusor de aire. En cada recipiente se colocaron 10 organismos con un peso promedio de 18.1 ± 5.4 mg. Dos baterías de cuatro contenedores cada una con salinidades de 1.7 g/L y 20.0 g/L con agua de mar diluida con agua purificada Milli-Q, y una batería más de cuatro con una salinidad de 5.0 g/L agua de mar diluida con agua de pozo de 1.7 g/L fueron utilizadas como control. Las postlarvas de cada recipiente fueron alimentadas cada cuatro horas, a las 12, 24 y 48 horas se contaban los organismos vivos y se medía temperatura y oxígeno disuelto.

La supervivencia fue evaluada 48 horas después de la siembra en los recipientes de prueba contando todos los camarones móviles (Saoud *et al.*, 2003).

6.5.2 Segunda prueba o prueba confirmativa: supervivencia y crecimiento en el mediano plazo (28 días)

En la segunda prueba se evaluó el crecimiento y la supervivencia de *L. vannamei*, para ello se colocaron 10 camarones (PL₁₈) con un peso promedio de 19.1 ± 6.9 mg en contenedores de 15 L, estos contenedores consistieron en réplicas de cuatro para cada una de las aguas a evaluar y una batería más a 20.0 g/L de salinidad (agua de mar diluida con agua purificada Elix) que sirvió como control.

Las aguas de baja salinidad utilizadas para esta prueba fueron seleccionadas en función de los resultados de la primera prueba (prueba presuntiva), con el siguiente criterio: arriba del 60 % de supervivencia se consideraron como aguas aptas para la segunda prueba.

Se utilizaron postlarvas PL₁₄ del mismo laboratorio que suministró las postlarvas para la primera prueba, a una salinidad de 2.0 g/L con agua de mar diluida con agua de pozo y se transportaron al módulo experimental Yum Kaax. A partir de PL₁₈ se aclimataron hasta la salinidad de cada una de las aguas que fueron utilizadas para esta segunda prueba y se colocaron los organismos en las tinajas correspondientes que tenía el agua de prueba.

Antes de transferir los camarones a los contenedores, estos fueron en una balanza analítica SHIMADZU TX223L (precisión de 0.1mg) previamente mediante la toma de alícuotas con objeto de tener un registro del peso inicial de dichos organismos. La transferencia de camarones se realizó en grupos de 10, los cuales fueron retirados al azar de los tanques. Durante los días del experimento se alimentaron con alimento comercial (Provimi de la compañía Animalnutri México S.A. de C. V.) para camarón (con un 40 % de proteína, 5 % grasa, 5% fibra, 13.5 % cenizas, 12.0 % cenizas y 24.5 % E.L.N.) dos veces al día y se realizaron recambios de agua del 5 % diario para cada uno de los tanques. Los camarones de cada contenedor fueron contados una vez a la semana y su ración de alimento fue ajustado en consecuencia al peso de los organismos. Cuatro semanas después de la siembra, los camarones de cada contenedor se contaron y pesaron (Saoud *et al.*, 2003).

6.5.3. Tercera prueba (suplemento de sales): supervivencia y crecimiento en el mediano plazo (28 días)

Esta prueba consistió en evaluar el crecimiento y supervivencia de *L. vannamei* en algunas aguas de baja salinidad a las cuales se les suplementaron sales grado alimenticio. Las aguas utilizadas para esta prueba fueron aquellas que resultaron

negativas en supervivencia en la segunda prueba y que además presentaron una deficiencia de potasio y/o magnesio al compararlas con respecto a las concentraciones correspondientes de agua de mar diluida para cada salinidad.

La edad de las postlarvas, transporte, aclimatación, alimentación y recambios de agua fueron similares a la segunda prueba, con la única diferencia de que las aguas a estudiar se les suplementó las sales grado alimenticio. Para el caso de deficiencia de potasio se utilizó cloruro de potasio y para la deficiencia de magnesio la sal empleada fue cloruro de magnesio, ambas sales de la marca Faga Lab®. Las cantidades de sales utilizadas para cada una de las aguas fueron calculadas con base a la deficiencia que tuvieron considerando que fuera un agua de mar diluida a la misma salinidad.

Cada agua a probar se trabajó por cuadruplicado con 10 postlarvas en cada recipiente con un peso promedio de 19.33 ± 6.04 mg. Una batería más sirvió como control a una salinidad de 1.7 g/L que consistió en agua de mar diluida con agua desionizada (Mili-Q). Al finalizar las 4 semanas los organismos de cada contenedor se contaron y pesaron.

La tasa de crecimiento específico (SGR) se calculó con la fórmula (Moreira *et al.* 2011 y Koshio *et al.* 1993): $SGR = (\ln(W_f) - \ln(W_i)) \times 100 / t$

Dónde: W_f = peso final; W_i = peso inicial y t = tiempo.

Respecto a la tasa de crecimiento (GR) fue calculada de acuerdo a la fórmula (Araneda *et al.* 2008): $GR = (W_f - W_i) / t$;

Dónde: W_f = peso final, W_i = peso inicial; t = tiempo.

La concentración teórica se refiere a que las concentraciones de los iones mayoritarios deben ser similares a los de un agua de mar diluida a la misma salinidad, y se puede estimar usando la ecuación presentada por Boyd y Thunjai (2003) de la siguiente manera:

$SEC_x = (S_p) (R_x)$, donde SEC_x es la concentración equivalente del ión “x” en agua de mar; S_p es la salinidad del agua del estanque; R_x es la relación de la concentración del ión “x” a la salinidad del agua de mar normal.

En este trabajo de acuerdo a las concentraciones teóricas y las encontradas de los iones mayoritarios se clasificaron las aguas de baja salinidad como aguas con deficiencia y/o con exceso de cada uno de los iones. Cuando la deficiencia entre la concentración encontrada con respecto a la teórica es igual o mayor a 5 mg/L, se considera que tal agua es deficiente o bien tal ión está en exceso.

6.6. Observaciones *in situ*

En cada uno de los recipientes y contenedores de prueba de manera continua se hicieron observaciones para reconocer la movilidad de las postlarvas con ayuda de una varilla de vidrio. El monitoreo de variables fisicoquímicas se realizó dos veces al día; por la mañana (6 h) y por la tarde (18 h). Para medir el oxígeno disuelto y la temperatura se utilizó un oxímetro YSI DO 200, mientras que para el pH y los sólidos disueltos totales (TDS) (a través de la conductividad eléctrica) se empleó un potenciómetro pHTestr 1 y una sonda de conductividad OAKTON TDS5. El seguimiento de las concentraciones de amonio, nitritos y nitratos se efectuó semanalmente en las aguas del segundo y tercer estudio. Para ello se recolectó una muestra de 40 mL de cada contenedor. Dicha muestra fue filtrada a través de una membrana Whatman GF/F. Esta se llevó a congelación (-18°C) para posteriormente (≤ 2 meses) analizarla en el laboratorio.

6.7. Actividades de laboratorio

En el laboratorio, las muestras de agua se utilizaron para la determinación de la concentración de amonio, nitritos y nitratos, se leyeron en el Analizador de Flujo Continuo (Skalar), el cual está basado en la técnica de análisis de flujo continuo (CFA) y en métodos colorimétricos (Anónimo, 2010).

La determinación de amonio se basa en el método de Solórzano (1969). El método consiste en tratar las muestras de agua en un medio alcalino de citrato de hipoclorito de sodio y fenol, en presencia de nitroprusiato de sodio como catalizador. Se forma el compuesto azul de indofenol formado con el amoniaco y este se mide por su absorbancia a 640 nm.

Los nitritos se analizarán con el método colorimétrico descrito por Strickland y Parsons (1972), en el cual, el nitrito presente en la muestra de agua se hace reaccionar con sulfanilamida en medio ácido, al compuesto que se forma se hace reaccionar con N-1-naftiletilendiamina (NED), y éste produce una coloración rosa debido al compuesto azo. Una vez producida la coloración se lee la absorbancia de la muestra a una longitud de onda de 543 nm.

El método para la determinación de nitrato se basa en la reducción cuantitativa (90 a 95 %) de nitratos a nitritos en una columna de limaduras de cadmio cubiertas con cobre coloidal, en presencia de cloruro de amonio el cual produce un efecto buffer en la disolución y forma un complejo con el cadmio que ha sido oxidado durante la reducción del nitrato (Strickland y Parsons, 1972).

6.8. Análisis de resultados

Los valores medios de temperatura, conductividad, pH, oxígeno disuelto, calculados en cada una de los experimentos, se compararon mediante una prueba de comparación de medias de dos grupos para ver si existieron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las mediciones de la mañana y la tarde (Figura 3).

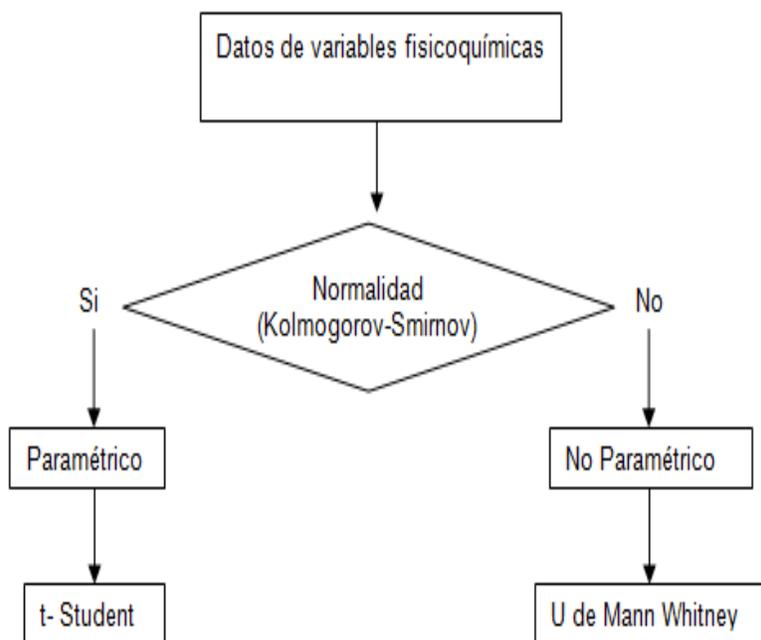


Figura 3. Diagrama de flujo para la comparación de dos grupos.

Para poder identificar diferencias entre el crecimiento y supervivencia de cada una de las aguas se compararon los valores medios mediante una prueba de análisis de varianza (ANOVA) de una vía por bloques o su equivalente no paramétrico (Figura 4). En el caso de los valores promedios de porcentajes de supervivencia se les realizó una transformación a valores de la raíz cuadrada de arco-seno debido a que los datos de porcentajes tienden a no tener una distribución normal (Zar, 1984).

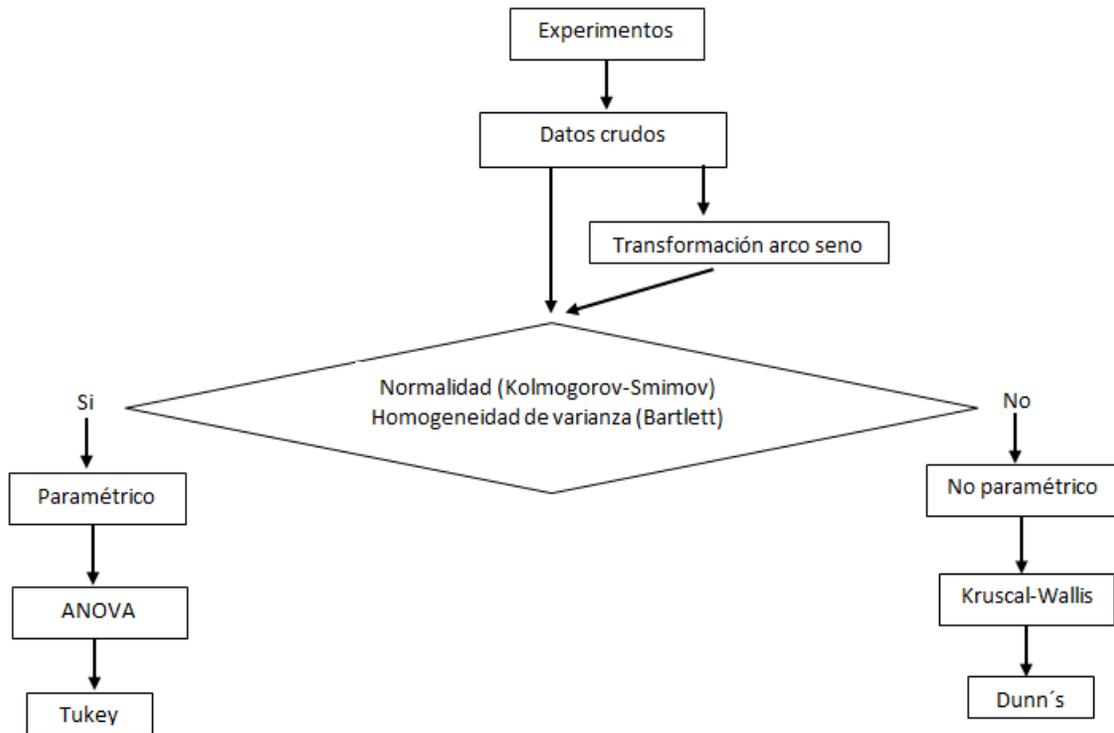


Figura 4. Diagrama de flujo para la comparación múltiple de los resultados.

7. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En total se muestrearon 17 aguas subterráneas y 5 aguas superficiales de los estados de Sinaloa y Sonora. En la Tabla 3 se muestran los valores de oxígeno disuelto, temperatura, pH y TDS de cada una de las aguas “*in situ*” o recién recolectadas.

Tabla 3. Valores de las variables fisicoquímicas de las aguas recolectadas.

| Agua | O₂ (mg/L) | T °C | pH | TDS (g/L) |
|-------------|-----------------------------|-------------|-----------|------------------|
| TR | 5.10 | 31.0 | 7.9 | 0.600 |
| VJ | 4.30 | 28.0 | 7.8 | 14.00 |
| CH | 3.28 | 28.7 | 6.9 | 0.275 |
| CC | 2.89 | 26.8 | 8.9 | 0.625 |
| HZ | 0.99 | 26.6 | 7.4 | 0.327 |
| SJ | 6.30 | 27.2 | 7.7 | 0.950 |
| MO* | 7.24 | 27.3 | 7.4 | 0.927 |
| GL | 6.47 | 26.3 | 7.4 | 0.179 |
| UT | 5.70 | 27.1 | 7.6 | 1.400 |
| RS* | 3.30 | 27.4 | 8.1 | 1.100 |
| RC* | 5.03 | 29.9 | 8.0 | 0.184 |
| LC* | 1.85 | 28.1 | 7.7 | 4.300 |
| NO | 2.46 | 30.7 | 7.6 | 2.460 |
| DC* | 4.86 | 30.4 | 8.0 | 0.180 |
| CN | 4.86 | 28.6 | 7.6 | 0.493 |
| LP | 2.20 | 30.0 | 7.2 | 2.120 |
| CS | 5.45 | 30.7 | 8.2 | 1.160 |
| EE | 7.15 | 32.9 | 7.3 | 0.935 |
| ER | 3.35 | 29.5 | 7.8 | 0.398 |
| IP | 5.02 | 29.4 | 8.4 | 0.469 |
| ES | 4.27 | 28.3 | 8.6 | 2.200 |
| FM | 6.40 | 27.2 | 7.7 | 1.700 |

* Aguas superficiales

Los valores de pH encontrados en los diferentes sitios de muestreo se encuentran dentro de los valores recomendados para el cultivo de *L. vannamei*. De acuerdo a la FAO (2004) se recomiendan valores de pH entre 7.5 a 9.0 para el cultivo de *L. vannamei*, Tsai (1990) menciona un intervalo de 6.6 a 8.5 como óptimo para el cultivo de peneidos. En cuanto a la temperatura y oxígeno disuelto cabe mencionar que son variables que pueden ser controladas en sistemas de producción, sin embargo, en los sitios de HZ y LC se encontraron las concentraciones más bajas de oxígeno disuelto, esto se puede deber a una alta concentración de materia orgánica y que está consumiendo oxígeno. La concentración más bajas de sólidos disueltos totales se presentaron en CH, HZ, GL, RC, DC, CN, ER y IP con valores por debajo de 0.5 g/L y los más altos fueron para VJ con 14.0 g/L.

Referente a los iones mayoritarios, la concentración mínima de magnesio se presentó en CC con 8.1 mg/L y la mayor (66.3 mg/L) en IP, para potasio la mínima estuvo en UT con 1.3 mg/L y la mayor 37.5 mg/L en LC. La mayoría de las aguas de baja salinidad estudiadas resultaron con deficiencias de potasio y/o magnesio al considerar concentraciones en un agua de mar diluida a la misma salinidad. La concentración más baja de calcio en las aguas de baja salinidad fue para CC con 10.7 mg/L y la mayor en LC con 941.4 mg/L, cabe mencionar que todas las aguas presentaron un exceso de calcio al compararlas con las concentraciones de calcio, equivalentes a agua de mar diluida a la misma salinidad. En el caso del sodio las concentraciones fueron muy variadas entre las diferentes aguas las cuales estuvieron en un intervalo de 39.5 a 4234.6 mg/L (Tabla 4). Algunos autores mencionan que las concentraciones mínimas para que el camarón cultivado en agua de dulce o de baja salinidad se desarrolle adecuadamente son 40, 20 y 30 mg/l para el potasio, magnesio y calcio, respectivamente (Boyd y Thunjai, 2003; McNelvin *et al.* 2004 Collins *et al.* 2005). Van Wyk y Scarpa (1999) recomiendan concentraciones de magnesio >50 mg/L, mientras que Boyd *et al.* (2002) mencionan un intervalo de 3-64 mg/l y para el caso de potasio recomiendan niveles de 4 a 12.4 mg/L. En cuanto a los niveles de calcio y sodio Boyd *et al.* (2002) sugieren >100 y >200 mg/L, respectivamente; de

acuerdo a Van Wyk y Scarpa (1999) recomiendan niveles de 11 a 296 mg/L para calcio y 401- 2210 mg/L de sodio para el cultivo de camarón (*L. vannamei*) en aguas dulce.

De acuerdo a Fielder *et al.* (2001) y McGraw *et al.* (2004), resulta más importante la relación que puede darse entre los iones (Na^+ y K^+ , Mg^{++} y Ca^{++}) que las concentraciones específicas de los iones individuales. Las relaciones iónicas en las diferentes aguas de baja salinidad estudiadas no mostraron que estuvieran relacionadas directamente con los porcentajes de supervivencia observados. Estas aguas fueron muy diferentes en cuanto a su composición iónica y la concentración de sólidos disueltos totales. Esparza-Leal *et al.* (2010), cultivaron camarón blanco en cuatro aguas de baja salinidad (T_1 , T_2 , T_3 y T_4) con diferente perfil iónico, donde observaron que en el agua T_1 las proporciones iónicas Na/K y Mg/K fueron similares al agua control (agua de mar) y que a pesar de no mostrar diferencias significativas en crecimiento y supervivencia con el resto de las aguas de prueba, el agua T_1 resultó con el mayor crecimiento de 0.63 ± 0.16 g/semana y supervivencias del 78.36 ± 3.7 %.

Tabla 4. Concentración de iones mayoritarios y relación iónica de las aguas de baja salinidad muestreadas en el Noroeste de México. Cuando la deficiencia entre la concentración encontrada con respecto a la teórica es igual o mayor a 5 mg/L, se considera que tal agua es deficiente (*) o bien tal ion está en exceso (**).

| Agua | Concentración encontrada | | | | Concentración teórica | | | | Relación iónica | | | |
|------|--------------------------|----------------|------------------|-----------------|-----------------------|----------------|------------------|-----------------|-----------------------------|----------------------------|-----------------------------|----------------------------|
| | Mg ⁺² | K ⁺ | Ca ⁺² | Na ⁺ | Mg ⁺² | K ⁺ | Ca ⁺² | Na ⁺ | Na/K (28.5) ^a | Ca/K (1.1) ^a | Mg/Ca (3.4) ^a | Mg/K (3.7) ^a |
| TR | 16.6* | 5.6 | 95.5** | 192.6** | 23.5 | 6.4 | 7.0 | 182.7 | 34.4 | 17.1 | 0.2 | 3.0 |
| VJ | 583.0* | 4.1* | 941.4** | 4234.6* | 547.4 | 149.8 | 162.4 | 4263.0 | 1032.8 | 229.6 | 0.6 | 142.2 |
| CH | 30.3** | 2.4 | 86.4** | 62.4** | 10.8 | 2.9 | 3.2 | 83.7 | 26.0 | 36.0 | 0.4 | 12.6 |
| CC | 8.1 | 9.5 | 10.7 | 240.1** | 24.4 | 6.7 | 7.3 | 190.3 | 25.3 | 1.1 | 0.8 | 0.9 |
| HZ | 30.6** | 4.6 | 89.8** | 61.7* | 12.8 | 3.5 | 3.8 | 99.6 | 13.4 | 19.5 | 0.3 | 6.7 |
| SJ | 35.9 | 3.9* | 53.1** | 354.2** | 37.1 | 10.2 | 11.0 | 289.3 | 90.8 | 13.6 | 0.7 | 9.2 |
| MO | 51.6** | 5.0 | 207.0** | 111.8** | 36.2 | 9.9 | 10.8 | 282.3 | 22.4 | 41.4 | 0.2 | 10.3 |
| GL | 22.3** | 4.7 | 68.5** | 47.5* | 7.0 | 1.9 | 2.1 | 54.5 | 10.1 | 14.6 | 0.3 | 4.7 |
| UT | 46.2* | 1.3* | 90.1** | 903.3** | 54.7 | 15.0 | 16.2 | 426.3 | 694.8 | 69.3 | 0.5 | 35.5 |
| RS | 48.9** | 5.8 | 200.5** | 203.5** | 43.0 | 11.8 | 12.8 | 335.0 | 35.1 | 34.6 | 0.2 | 8.4 |
| RC | 21.7** | 4.7 | 70.3** | 42.8* | 7.2 | 2.0 | 2.1 | 56.0 | 9.1 | 15.0 | 0.3 | 4.6 |
| LC | 48.6 | 37.5* | 513.9** | 699.0* | 168.1 | 46.0 | 49.9 | 1309.4 | 18.6 | 13.7 | 0.1 | 1.3 |
| NO | 63.4* | 3.0* | 215.3** | 502.9* | 96.2 | 26.3 | 28.5 | 749.1 | 167.6 | 71.8 | 0.3 | 21.1 |
| DC | 66.0** | 4.6 | 59.3** | 39.5* | 7.0 | 1.9 | 2.1 | 54.8 | 8.6 | 12.9 | 1.1 | 14.3 |
| CN | 32.4** | 3.5 | 108.3** | 78.3* | 19.3 | 5.3 | 5.7 | 150.1 | 22.4 | 30.9 | 0.3 | 9.3 |
| LP | 38.0* | 4.6* | 341.2** | 363.4* | 82.9 | 22.7 | 24.6 | 645.5 | 79.0 | 74.2 | 0.1 | 8.3 |
| CS | 23.4* | 4.7* | 104.1** | 226.7* | 45.4 | 12.4 | 13.5 | 353.2 | 48.2 | 22.1 | 0.2 | 5.0 |
| EE | 55.8** | 1.9* | 143.4** | 101.4* | 36.6 | 10.0 | 10.8 | 284.7 | 53.4 | 75.5 | 0.4 | 29.4 |
| ER | 45.5 | 4.2 | 97.4** | 60.6* | 15.6 | 4.3 | 4.6 | 121.2 | 14.4 | 23.2 | 0.5 | 10.8 |
| IP | 66.3** | 9.8 | 87.6** | 75.6* | 18.3 | 5.0 | 5.4 | 142.8 | 7.7 | 8.9 | 0.8 | 6.8 |
| ES | 36.0* | 31.3** | 187.0** | 328.2* | 86.0 | 23.5 | 25.5 | 669.9 | 10.5 | 6.0 | 0.2 | 1.2 |
| FM | 52.2* | 13.8 | 78.6** | 376.5* | 66.5 | 18.2 | 19.7 | 517.7 | 27.3 | 5.7 | 0.7 | 3.8 |

^aRelación iónica teórica para el agua de mar

En cuanto a los niveles de nitritos, el más bajo nivel de concentración se registró en el agua IP con 2.3 µg/L y la mayor concentración con 2885.6 µg/L en el agua ES. Para nitratos los niveles estuvieron en un intervalo de 21.5 a 108768.2 µg/L en las aguas CC y EE, respectivamente. La concentración menor de amonio total fue para el agua CH con 10.0 µg/L y la mayor con 750.0 µg/L en el agua LP; el agua FM estuvo por debajo del límite de detección (< 7.0 µg/L) (Tabla 5).

Tabla 5. Concentraciones (µg/L) de nitritos, nitratos y amonio total en las aguas de baja salinidad muestreadas en el Noroeste de México.

| Agua | NO ₂ ⁻ | NO ₃ ⁻ | NH ₄ ⁺ + NH ₃ ⁻ |
|------|------------------------------|------------------------------|---|
| TR | 6.5 | 1445.6 | 8.0 |
| VJ | 2.8 | 12799.3 | 20.0 |
| CH | 5.0 | 21.5 | 10.0 |
| CC | 8.7 | 212.1 | 103.0 |
| HZ | 529.6 | * | 42.0 |
| SJ | 784.4 | * | 44.0 |
| MO | 3.4 | 864.6 | 21.0 |
| GL | 3.9 | 716.4 | 115.0 |
| UT | 247.9 | 4709.2 | 46.0 |
| RS | 346.6 | 1165.1 | 13.0 |
| RC | 32.7 | 749.2 | 74.0 |
| LC | 30.0 | 866.7 | 19.0 |
| NO | 135.5 | 23852.0 | 85.0 |
| DC | 51.1 | 885.6 | 82.0 |
| CN | 60.6 | 4398.2 | 253.0 |
| LP | 5.5 | 1649.2 | 750.0 |
| CS | 63.7 | 5748.1 | 37.0 |
| EE | 643.6 | 108768.2 | 45.0 |
| ER | 12.7 | 765.6 | 63.0 |
| IP | 2.3 | 413.8 | 64.0 |
| ES | 2885.6 | 63746.6 | 45.0 |
| FM | 300.7 | 12646.0 | * |

* Debajo del límite de detección (7.0 µg/L)

Para el caso de los oligoelementos: cobre, cadmio, zinc, hierro, manganeso y arsénico los niveles estuvieron por debajo de las concentraciones que tales autores (Van Wyk y Scarpa 1999 y Boyd *et al.* 2002) han propuesto como no adversos a la salud de los organismos.

7.1 Prueba presuntiva (48 horas)

7.1.1. Variables fisicoquímicas

Durante las pruebas de 48 horas (que se mantuvieron en aeración) las concentraciones de oxígeno disuelto en los recipientes con la agua de prueba se mantuvieron entre 5.03 y 5.56 mg/L con una media de 5.32 ± 0.15 mg/L, de acuerdo a Martínez Córdova (1999) se recomienda que las concentraciones de oxígeno se mantengan cerca de los 5 mg/L para el cultivo de camarón, por lo que tales niveles registrados son aceptables. En cuanto a la temperatura, ésta se mantuvo entre 28.6 y 28.8 °C con una media de 28.7 ± 0.1 °C, siendo temperaturas que están dentro de las óptimas para el cultivo larvario de camarones peneidos (Ponce-Palafox *et al.*, 1997; FAO, 2004) (Tabla 6).

Durante la aclimatación, tiempo de habituación y cada una de las pruebas la temperatura fue mantenida a 28 ± 1 °C, Paz *et al.* (2011) encontraron una similitud de supervivencia al aclimatar postlarvas de *L. vannamei* de mayor a menor salinidad a temperaturas de 19.6 y 22.6 °C, en ambas temperaturas se produjo una gran caída en supervivencia a partir de 2 a 1 g/L. La supervivencia no se vio afectada por las diferentes temperaturas pero sí por las tasas de reducción de salinidad (4 g/L) y la edad de las postlarvas (PL 11, 13 y 20) siendo más resistentes a los cambios las postlarvas de mayor edad.

Tabla 6. Concentración media y desviaciones estándar de oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura (°C) registrados para cada una de las aguas de baja salinidad que fueron probadas en los experimentos de 48 horas.

| Agua | T (°C) | O₂ mg/L |
|-------------|---------------|---------------------------|
| TR | 28.6 ± 0.3 | 5.53 ± 0.42 |
| VJ | 28.7 ± 0.3 | 5.44 ± 0.32 |
| CH | 28.6 ± 0.3 | 5.56 ± 0.41 |
| CC | 28.7 ± 0.3 | 5.43 ± 0.36 |
| HZ | 28.6 ± 0.3 | 5.36 ± 0.33 |
| SJ | 28.6 ± 0.3 | 5.43 ± 0.34 |
| MO | 28.7 ± 0.3 | 5.35 ± 0.36 |
| GL | 28.7 ± 0.3 | 5.32 ± 0.29 |
| UT | 28.7 ± 0.3 | 5.36 ± 0.35 |
| RS | 28.7 ± 0.3 | 5.37 ± 0.46 |
| RC | 28.7 ± 0.2 | 5.24 ± 0.15 |
| LC | 28.8 ± 0.2 | 5.45 ± 0.35 |
| NO | 28.7 ± 0.2 | 5.26 ± 0.23 |
| DC | 28.7 ± 0.2 | 5.03 ± 0.64 |
| CN | 28.8 ± 0.2 | 5.33 ± 0.24 |
| LP | 28.7 ± 0.2 | 5.36 ± 0.24 |
| CS | 28.7 ± 0.2 | 5.32 ± 0.18 |
| EE | 28.8 ± 0.2 | 5.16 ± 0.25 |
| ER | 28.7 ± 0.2 | 5.13 ± 0.11 |
| IP | 28.7 ± 0.2 | 5.27 ± 0.20 |
| ES | 28.6 ± 0.1 | 5.30 ± 0.10 |
| FM | 28.6 ± 0.3 | 5.44 ± 0.41 |
| C1 | 28.7 ± 0.3 | 5.34 ± 0.43 |
| C2 | 28.8 ± 0.2 | 5.10 ± 0.72 |
| C3 | 28.7 ± 0.2 | 5.16 ± 0.15 |

7.1.2. Supervivencia

En las siguientes gráficas (Figuras 5-14) se muestran los porcentajes de supervivencia de las postlarvas de *L. vannamei* a las 0, 12, 24 y 48 horas al ser expuestas a las diferentes aguas superficiales y subterráneas de baja salinidad.

Las aguas están agrupadas por municipios y en cada caso se presentan los porcentajes de supervivencia de las aguas que se trabajaron como control.

En la Figura 5 se muestra el comportamiento de la supervivencia conforme pasaron las 48 horas de prueba para el agua TR donde a partir de las 12 h el porcentaje bajó a un $87.5 \pm 9.6 \%$ y a partir de las 24 h se mantuvo en $57.5 \pm 15.0 \%$ hasta finalizar la prueba. Esta agua presentó una deficiencia de potasio (12.5 %) y magnesio (29.4%), por lo que podemos asumir, que las mortalidades de las postlarvas están relacionadas con tales deficiencias. Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) llevaron a cabo un cultivo integral de camarón-tomate con esta misma agua (TR) suplementando KCl y $MgNO_3$, y observaron un crecimiento del organismo (0.55 g/semana) alcanzando el organismo una talla comercial de 14.1 g y una supervivencia de 56.3%. El porcentaje de supervivencia en esta primera prueba fue bajo a comparación a otras aguas, sin embargo, por los resultados obtenidos en el cultivo integral camarón-tomate esta agua es apta para desarrollar cultivos de camarón a baja salinidad, si se le suplementa potasio y magnesio.

El agua VJ presentó una concentración de sólidos disueltos totales de 14.0 g/L, para lo cual se esperaba que los porcentajes de supervivencia fueran similares a los del control, Boyd (1989) registró que salinidades entre 15 y 25 g/L son ideales para esta especie, sin embargo, a las 12 y 24 h de exposición la supervivencia fue de $87.5 \pm 9.6 \%$ y $32.5 \pm 5 \%$, respectivamente, y a las 48 h no se encontró ningún organismo vivo (Figura 6). En el agua VJ la concentración de magnesio fue muy similar a la de un agua de mar diluida a la misma salinidad, sin embargo, esta presentó una deficiencia muy marcada de potasio (72.3%), por lo que se asume, que la mortalidad total de los organismos en esta prueba a menos de 48 h se deba a esta deficiencia de potasio, y/u otro componente presente no analizado.

Del municipio de Ahome se estudiaron cuatro aguas de baja salinidad de las cuales, CH, CC y HZ presentaron concentraciones de sólidos disueltos totales muy bajos (<0.7 g/L) y los porcentajes de supervivencia a las 12 h en esta prueba fueron menores al 15% y a las 24 h no se registró ningún organismo vivo en estas

aguas. Sin embargo, el agua SJ, que tuvo una concentración de sólidos disueltos totales de 0.95 g/L, presentó una supervivencia a partir de las 24 h de 77.5 ± 5.0 %, misma con las que finalizó (Figura 7).

Para el municipio de El Fuerte se probó el agua del Río Fuerte (MO) cerca del pueblo de Mochicahui, esta agua presentó una concentración de sólidos disueltos totales de 0.927 g/l y la supervivencia durante las 12, 24 y 48 h fueron de 95.0 ± 10.0 , 70.0 ± 8.2 y 65.0 ± 10.0 %, respectivamente (Figura 8). Por su composición química, MO presentó un exceso (15.4 mg/L) de magnesio y una pequeña deficiencia de potasio de 4.9 mg/l si fuese un agua de mar diluida a la misma salinidad.

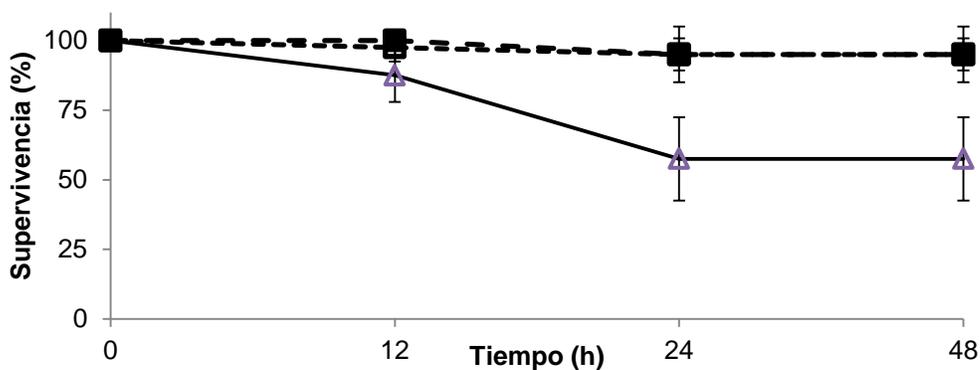


Figura 5. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Tronconal (TR) municipio de Hermosillo, Sonora. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (Δ TR, \square C1 y \blacksquare C2).

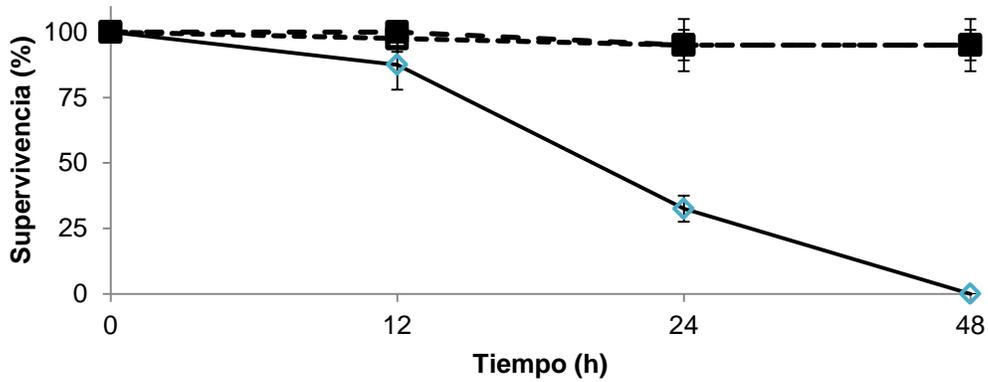


Figura 6. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la primera prueba (48 h) en aguas de baja salinidad de Villa Juárez (VJ) municipio de Benito Juárez, Sonora. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ VJ, □ C1 y ■ C2).

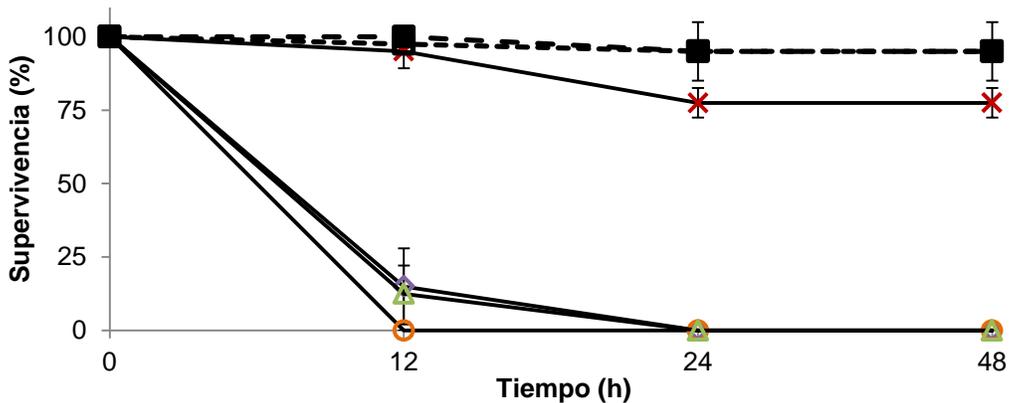


Figura 7. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad Cohuibampo (CH), Campo Cardal (CC), Higuera de Zaragoza (HZ) municipio de Ahome, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ CH, ○ CC, △ HZ, × SJ, □ C1 y ■ C2)

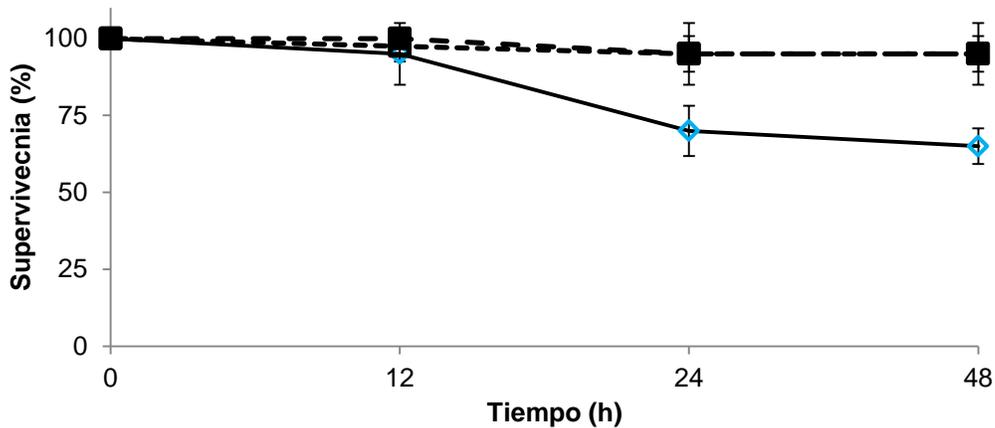


Figura 8. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Río Fuerte en Mochicahui (MO) municipio de El Fuerte, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ MO, □ C1 y ■ C2).

En la Figura 9 se encuentran los porcentajes de supervivencia a 12, 24 y 48 h de las aguas del municipio de Guasave, GL presentó la concentración más baja de sólidos disueltos totales de todas las aguas estudiadas y al finalizar la prueba el porcentaje de supervivencia promedio fue de 5 ± 10 % al igual que UT, pero esta última con una concentración de sales de 1.4 g/L, UT presentó una deficiencia de potasio y magnesio; de potasio tuvo 1.3 mg/L considerando que debería tener teóricamente 15 mg/L; y de magnesio la concentración encontrada fue de 46.2 mg/L y 54.7 mg/L concentración teórica (si fuera un agua de mar diluida a la misma salinidad). El agua RS fue tomada del Río Sinaloa el cual la concentración de sales fue de 1.1 g/L y la supervivencia a partir de las 24 h se mantuvo en 85 ± 10 %.

Para el municipio de Culiacán se obtuvieron cuatro aguas DC, RC, NO y LC donde la concentración de sólidos disueltos totales fue muy variada desde 0.180 g/l, 0.184, 2.46 y 4.3 g/L, respectivamente; en LC la supervivencia se comportó muy similar a los controles finalizando a las 48 h con un valor medio de 92.5 ± 9.6

% Para RC y DC la supervivencia a las 24 h fue de 0 %. En NO fue disminuyendo el porcentaje de supervivencia conforme pasaron las 12, 24 y 48 h con valores medios de 52.5 ± 5.0 , 32.5 ± 9.6 y 30 ± 8.2 %, respectivamente (Figura 10). A pesar de que NO fue una de las aguas que presentó concentraciones mayores de sales, la deficiencia de potasio fue de 88.6 % y 34.1 % de magnesio, siendo esta la posible causa de las bajas supervivencias.

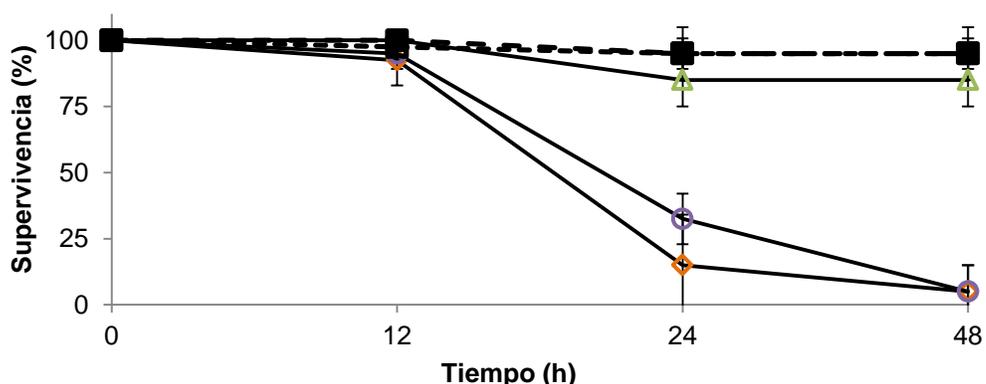


Figura 9. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad de Gabriel Leyva (GL), Utatave (UT), Rio Sinaloa (RS) municipio de Guasave, Sinaloa. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ GL, ○UT, △ RS, □ C1 y ■ C2).

En la Figura 11 se encuentran las aguas LP y CN del municipio de Navolato, en ésta última la concentración de sales disueltas totales fue de 0.493 g/L donde a las 12 h se registró una supervivencia de 10.0 ± 8.3 %, finalizando a las 48 h con 0 %, sin embargo, para LP la concentración de sales fue de 2.12 g/L y los porcentajes de supervivencia a las 12, 24 y 48 h de exposición a esta agua, fueron de 100.0 ± 0.0 , 80.0 ± 8.2 y 77.5 ± 9.6 %, respectivamente. El agua LP tuvo 38 mg/L de magnesio y 4.6 mg/L de potasio presentando deficiencias del 54.2

% y 77.7 %, respectivamente, al considerar un agua de mar diluida a la misma salinidad.

En el caso del agua CS la supervivencia se mantuvo con el 100% hasta las 24 h y al finalizar las 48 h se registró un 77.5 ± 9.6 % (Figura 12); la concentración de solidos disueltos totales en esta agua fue de 1.16 g/L, de magnesio tuvo 23.4 mg/L y 4.7 mg/L de potasio presentando deficiencias del 48.5 % y 62.1 %, respectivamente.

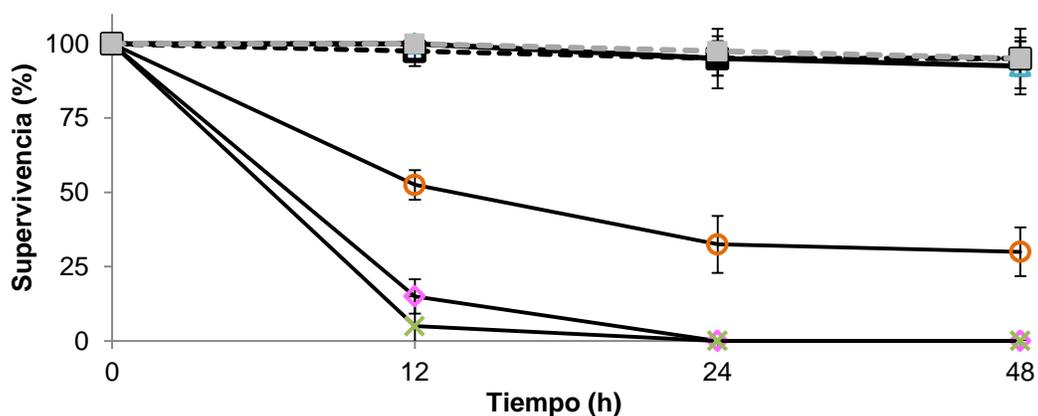


Figura 10. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Rio Culiacán (RC), Laguna Caimanero (LC), Campo Norelia (NO), Dique Cascabeles (DC) municipio de Culiacán, Sinaloa. C1, C2 y C3 corresponden a los controles o testigos de 20.0 , 1.7 y 5.0 g/L (◇ RC, △ LC, ○ NO, × DC, □ C1, ■ C2 y ■ C3).

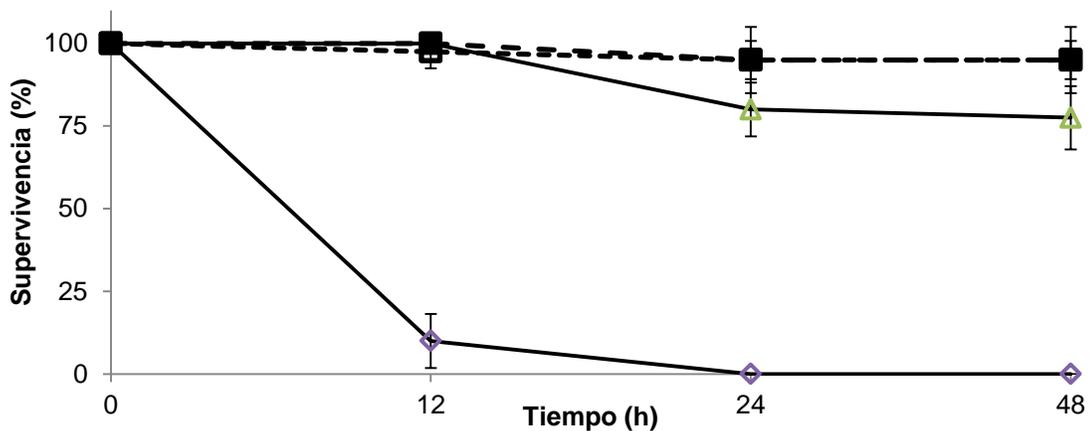


Figura 11. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad de Cofradía de Navolato (CN), La Pipima (LP) municipio de Navolato. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ CN, △ LP, □ C1 y ■ C2).

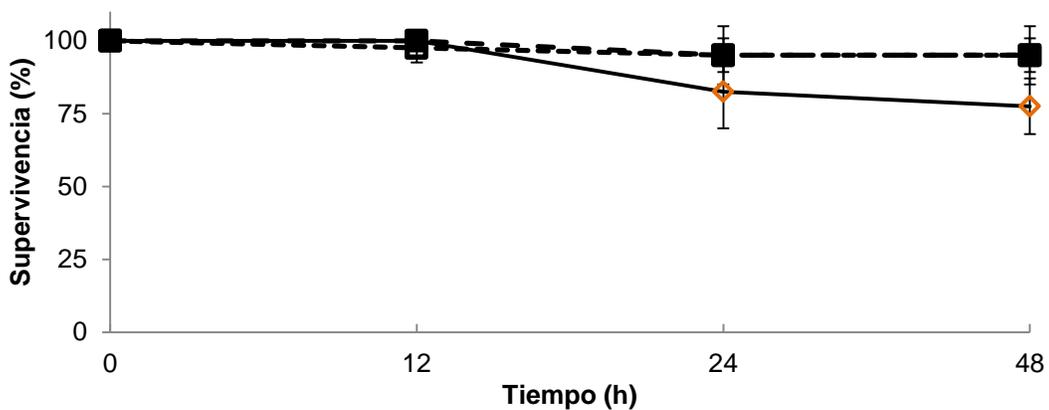


Figura 12. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Campo Santa Fé (CS) municipio de Elota. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ CS, □ C1 y ■ C2).

Para el municipio de Mazatlán se probaron cuatro aguas de baja salinidad, de las cuales IP, ER y EE tuvieron una concentración de sólidos disueltos totales menor a 1 g/L y los porcentajes de supervivencia conforme pasaron las 48 horas fueron similares entre ellas ya que a las 24 h en las tres aguas el porcentaje fue 0. La mortalidad total de los organismos en estas aguas puede deberse a las bajas concentraciones de sólidos disueltos totales (<1 g/L); además el agua EE presentó nivel de concentración de nitritos y nitratos de 643.6 y 108 768.2 $\mu\text{g/L}$, respectivamente. Para el caso de ES con una concentración de 2.20 g/L de sales los porcentajes de supervivencia a las 12 h fue de $97.5 \pm 5.0 \%$ y a partir de las 24 h se mantuvo en $85.0 \pm 5.8 \%$ hasta finalizar la prueba (Figura 13), las concentraciones de nitritos y nitratos fueron de 2885.6 y 63 746.6 $\mu\text{g/L}$, respectivamente.

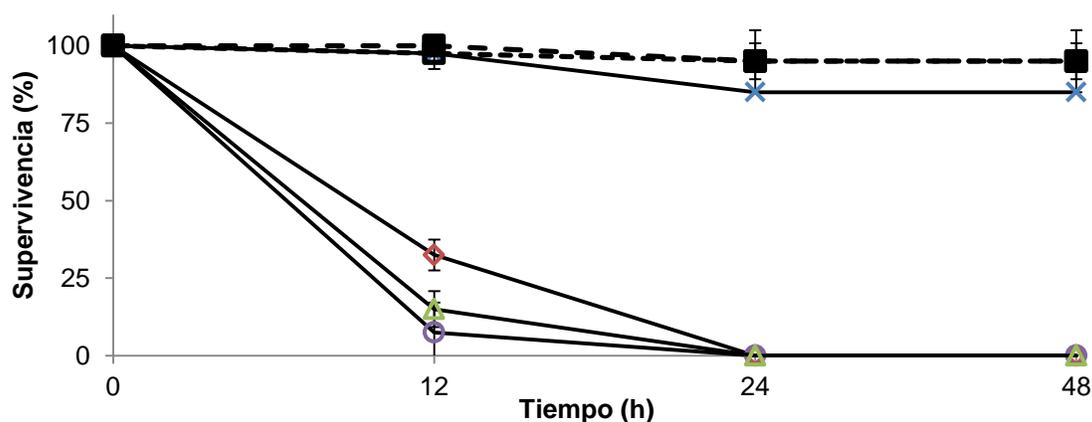


Figura 13. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad de El Espinal (EE), El Roble (ER), Isla de La Piedra (IP), Escopama (ES) municipio de Mazatlán. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (◇ EE, ○ER, △ IP, x ES, □ C1 y ■ C2).

En la Figura 14 se encuentra el agua FM, la cual tuvo una concentración de sólidos disueltos totales fue de 1.7 g/L, conforme paso el tiempo (48 h) se observó

una disminución en la supervivencia la cual al finalizó con una media de 62.5 ± 5.0 %.

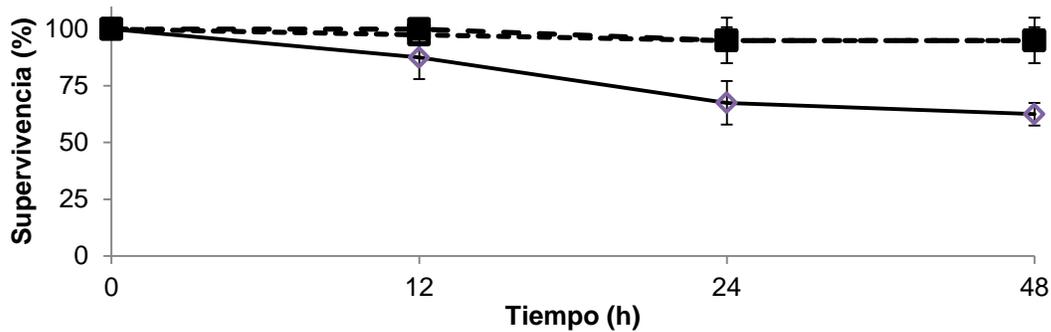


Figura 14. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad del Laboratorio Fitmar (FM) municipio de Rosario. C1 y C2 corresponden a los controles o testigos de 20.0 y 1.7 g/L (\diamond FM, \square C1 y \blacksquare C2).

Los porcentajes de supervivencia a las 48 horas de cada una de las aguas de baja salinidad se compararon entre sí y entre las tres aguas que se usaron como controles para averiguar si existían diferencias estadísticamente significativas. Para el caso de los controles C1, C2 y C3 se obtuvo una supervivencia del 95%, de las aguas de baja salinidad LC finalizó con el más alto porcentaje de supervivencia ($92.5 \pm 9.6\%$), tanto el agua de los controles como la LC presentaron una supervivencia promedio significativamente ($p < 0.05$) mayor en comparación con las aguas de GL, UT y NO. Las aguas TR, SJ, RS, LP, CS, ES y FM no mostraron diferencias significativas ($p > 0.05$) de supervivencia con los tres controles, LC, GL, UT y NO (Figura 15). Las aguas VJ, CH, CC, HZ, RC, DC, CN, IP, EE y ER resultaron con el 0 % de supervivencia a las 48 horas por lo tanto no se les realizó la comparación de medias.

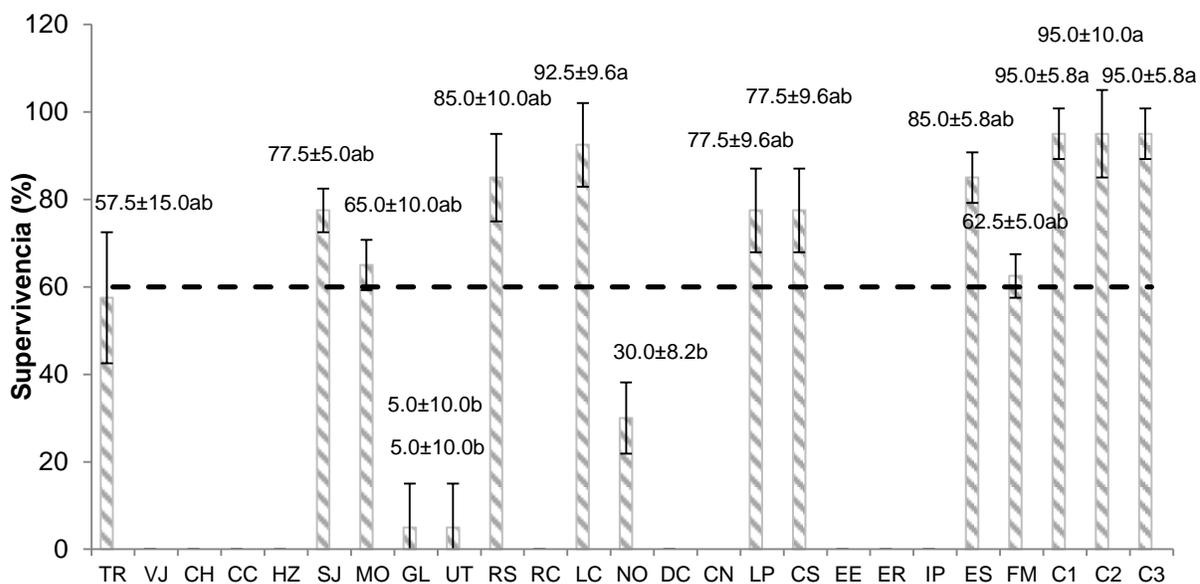


Figura 15. Porcentajes de supervivencia de *L. vannamei* (PL 18) observados con la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí.

Para las aguas SJ, MO, RS, LC, LP, CS, ES y FM los valores medios (\pm desviación estándar) de supervivencia a las 48 horas fueron: 77.5 ± 5.0 , 65.0 ± 10.0 , 85.0 ± 10.0 , 92.5 ± 9.6 , 77.5 ± 9.6 , 77.5 ± 9.6 , 85.0 ± 5.77 y 62.5 ± 5.0 %, respectivamente; y fueron las aguas utilizadas para la segunda prueba ya que tuvieron arriba del 60% de supervivencia. Estos porcentajes de supervivencia son similares a los registrados por McGraw *et al.* (2002) quienes señalan para PL 20 de *L. vannamei* una supervivencia del 87 % luego de 48 horas de aclimatarlas a 2 g/L, mientras que Olin y Fast (2002) indican que con PL₂₀ y PL₃₅ de *Penaeus monodon* aclimatadas a 6 g/L, se obtuvo un 60 y 80 % de supervivencia, respectivamente, luego de 15 horas de aclimatación. El trabajo de Balbi *et al.* (2005) aclimataron *L. vannamei* PL₁₉ a 3 g/L y obtuvieron 80 ± 10 % de supervivencia.

Las aguas subterráneas pueden diferenciarse considerablemente en términos de su composición relativa iónica comparada al agua de mar (Boyd,

2001). La mayor parte de las aguas subterráneas, son deficientes en potasio aunque otros iones claves como el sodio, el calcio y el magnesio también pueden variar bastante dependiendo de la capa acuífera de la que provienen. La carencia de iones principales en crustáceos puede tener consecuencias fisiológicas en los límites de su crecimiento. El potasio tiene un papel esencial en la regulación del sodio y por lo tanto en el equilibrio de la hemolinfa (McGraw *et al.*, 2002). Tanto el K como el Mg son iones esenciales para el crecimiento normal, supervivencia y función osmorregulatoria de los crustáceos (Mantel y Farmer, 1983; Pequeux, 1995). Como se mencionó anteriormente, en este trabajo el análisis químico de cada una de las aguas de baja salinidad en su mayoría registró una deficiencia de potasio y/o magnesio. En cuanto a los porcentajes de supervivencia de *L. vannamei* y las concentraciones de potasio de cada una de las aguas de baja salinidad presentaron una correlación positiva significativa ($p=0.015$, $r = 0.5122$) (Figura 16). Saoud *et al.*, (2003) realizaron pruebas de aclimatación en diferentes aguas continentales del Sur de Estados Unidos donde observaron que la supervivencia parece estar positivamente correlacionada con los iones tales como K^+ , Mg^{+2} y SO_4^- .

Las aguas RS, FM, ES y LC al finalizar las 48 horas de prueba tuvieron arriba del 60% de supervivencia y fueron aguas que presentaron las concentraciones más altas de potasio. Cabe mencionar que estas concentraciones de potasio aunque no son similares a un agua de mar diluida a la misma salinidad están cercanas a la concentración mínima (40 mg/L) que se recomienda para el camarón cultivado en agua dulce o de baja salinidad, para que se pueda desarrollar adecuadamente (Boyd y Thunjai, 2003; Mc Nelvin *et al.*, 2004; Collins *et al.*, 2005). La concentración de potasio para IP, GL, HZ, RC, DC, CN, ER, CC y VJ estuvieron entre 3.5 y 9.8 mg/L, y todas estas al finalizar la primera prueba se registraron con el 0% de supervivencia a excepción de GL con el 5 %, además estas aguas tienen la característica de presentar concentraciones de sólidos disueltos totales menores a 0.5 g/L a excepción de las aguas CC y VJ con 0.625 y 14 g/L, respectivamente.

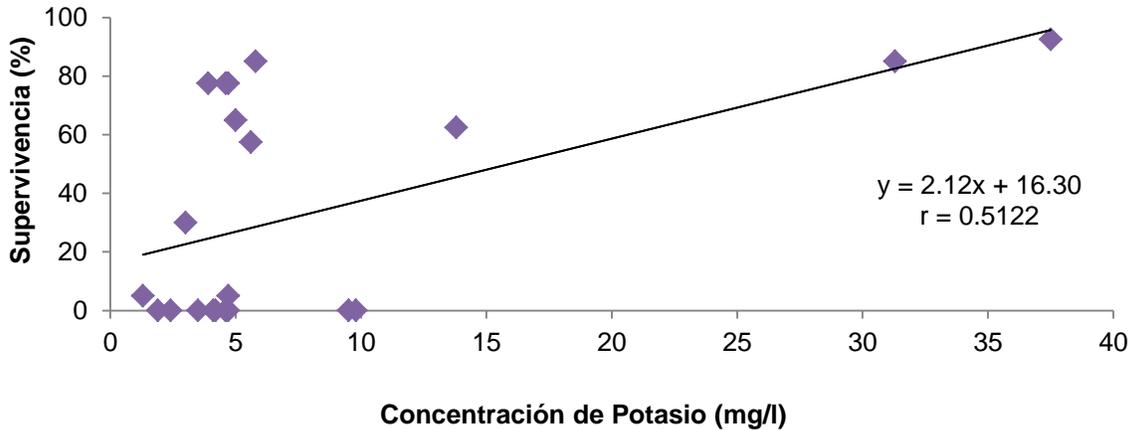


Figura 16. Correlación positiva ($p=0.015$) entre los porcentajes de supervivencia de *L. vannamei* (PL₁₈) observados con la prueba presuntiva (48 h) en aguas de baja salinidad y las concentraciones de potasio.

7.2. Prueba confirmativa (28 días)

7.2.1. Variables fisicoquímicas

El propósito principal del manejo de la calidad de agua en los experimentos realizados y en cualquier sistema de cultivo es regular y mantener las condiciones óptimas para el crecimiento de los organismos. La calidad de agua es un factor determinante en la supervivencia y crecimiento de los camarones de cultivo (Chien, 1992; Páez-Osuna y Ruíz-Fernández, 2001).

Los niveles de pH de cada una de las aguas de baja salinidad durante las 4 semanas de prueba se mantuvieron, dentro de los valores deseables para el cultivo de camarón. Sin embargo conforme pasaron los días de cultivo se observó una ligera tendencia a aumentar los niveles en todas las aguas de baja salinidad y el agua control (C1). Los valores del día 1 con el día 28 mostraron diferencias significativas ($p<0.05$) en todas las aguas.

Boyd (1989) menciona los efectos del pH en camarones marinos, cuando son menores de 4 provocan la muerte ácida, y en valores de 4-6 y 9-11 se da un crecimiento lento, si se mantiene entre 6-9 se alcanza el crecimiento óptimo y a

partir de los 11 se provoca la muerte alcalina (Páez-Osuna y Ruiz-Fernández, 2001). De acuerdo a la FAO (2004), se recomiendan valores de pH entre 7.5 y 9.0, mientras que Van Wyk *et al.* (1999) proponen un rango aceptable de 7 a 9 y un rango óptimo de 7.4 a 7.8.

El camarón *L. vannamei* puede tolerar un amplio intervalo de salinidades, pasando de condiciones de agua dulce (0.5- 1 g/L) hasta aguas hipersalinas (60 g/L) (Sten *et al.*, 1990; Saoud *et al.*, 2003). Por lo tanto, el cultivo de la especie *L. vannamei* se ha desarrollado tierra adentro con aguas que tienen un intervalo de salinidades de 28.3 hasta 0.5 g/L (Saoud *et al.*, 2003). Las aguas utilizadas en esta prueba fueron mayores al mínimo recomendado de salinidad para el cultivo de *L. vannamei*. La concentración de sólidos disueltos totales en las aguas de baja salinidad no presentó diferencias significativas entre la mañana y la tarde, sin embargo, en todas las aguas se observó un aumento (≥ 0.2 g/L) de la concentración de sales conforme pasaron los 28 días de prueba, esto se puede deber a que el alimento que fue suministrado a los organismos al tener contacto con el agua algunos componentes como iones mayoritarios se disuelven causando un incremento en las concentraciones de sales. Los valores medios iniciales y finales de TDS en las aguas de baja salinidad fueron estadísticamente diferentes ($p < 0.05$).

Los organismos acuáticos requieren concentraciones adecuadas de oxígeno disuelto para su supervivencia y adecuado crecimiento, la concentración mínima requerida de este gas varía con la especie y el tiempo de exposición. El oxígeno disuelto se considera como la variable de calidad del agua más importante en el éxito de un cultivo de organismos acuáticos, debido a que a concentraciones bajas causa deficiencias en el crecimiento y supervivencia. Fast y Lester (1992) consideran que exposiciones cortas por debajo de 1.5 mg/l deben evitarse porque puede producir mortalidad en los cultivos del camarón. Boyd y Fast (1992), Boyd, (1990) y Masser *et al.*, (1999) consideran que la mejor supervivencia y crecimiento en camarones marinos de cultivo se obtienen en concentraciones de oxígeno disuelto entre 3.5 y 8.1 mg/L. En este estudio, se

mantuvo muy homogéneo a lo largo de los días de experimento ya que se contaba con un aireador de inyección de burbujas (blower) de 1/10 hp donde las concentraciones registradas en cada una de las aguas de baja salinidad fueron entre 7.1 y 7.5 mg/L y solo en las aguas RS y LC se encontraron diferencias significativas entre las concentraciones de la mañana y la tarde, cuyos valores medios fueron de 7.2 ± 0.2 , 7.3 ± 0.1 y 7.1 ± 0.2 , 7.3 ± 0.2 mg/L, respectivamente ($p < 0.05$). En cuanto a las concentraciones iniciales y finales, solo el agua SJ registro diferencias significativas ($p < 0.05$) con valores medios de 7.5 ± 0.0 y 7.2 ± 0.1 , respectivamente.

Con respecto a las condiciones térmicas del agua para el desarrollo y supervivencia de estadios larvales de camarón, Bardach *et al.* (1986) establecieron que el cultivo de camarón puede desarrollarse adecuadamente a temperaturas de entre 24 y 32 °C. En este estudio, la temperatura en las diferentes aguas de prueba y los controles se mantuvieron entre 28.1 y 28.4. El área donde se llevaron a cabo las diferentes pruebas se mantuvo cerrada y se trató de tener una temperatura ambiental de $28 \pm 1^\circ\text{C}$ las 24 horas, sin embargo, las aguas MO, RS, FM y C1 presentaron diferencias significativas entre las temperaturas registradas a las 6 h y las 18 h teniendo valores mayores a las 18 h; a pesar de tratar de mantener un control de la temperatura dentro del área experimental, esta se veía afectada por las temperaturas del exterior que son menores por la mañana y mayores por la tarde, es por ello que posiblemente algunos recipientes tenían una mayor exposición a los cambios de temperatura del exterior por su ubicación dentro del área experimental ($p < 0.05$) (Tabla 7).

Tabla 7. Medias y desviaciones estándar de pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura (°C) registrados al inicio y final en la prueba de 28 días para cada una de las aguas de baja salinidad. Las letras (^pprueba paramétrica, ^{np}prueba no paramétrica) indican diferencias significativas entre las mediciones iniciales y finales, para una misma agua.

| | pH | | TDS | | O ₂ | | T °C | |
|-------------|----------------|-----------------------|----------------|-----------------------|----------------|-----------------------|----------------|----------------|
| | Inicio (día 1) | Final (día 28) | Inicio (día 1) | Final (día 28) | Inicio (día 1) | Final (día 28) | Inicio (día 1) | Final (día 28) |
| SJ | 8.4±0.0 | 9.1±0.0 ^{np} | 1.2±0.0 | 1.7±0.1 ^{np} | 7.5±0.0 | 7.2±0.1 ^{np} | 28.4±0.1 | 28.4±0.2 |
| MO | 8.0±0.0 | 8.5±0.1 ^{np} | 1.2±0.0 | 1.4±0.0 ^{np} | 7.5±0.4 | 7.3±0.1 | 28.3±0.3 | 28.2±0.2 |
| RS | 8.3±0.0 | 8.9±0.1 ^{np} | 1.1±0.0 | 1.3±0.0 ^{np} | 7.5±0.0 | 7.3±0.0 | 28.5±0.1 | 28.5±0.1 |
| LC | 8.5±0.0 | 8.9±0.0 ^{np} | 3.5±0.0 | 4.2±0.1 ^{np} | 7.5±0.3 | 7.2±0.2 | 28.3±0.2 | 28.5±0.1 |
| LP* | 8.0±0.0 | 8.8±0.1 ^{np} | 1.2±0.0 | 1.2±0.1 ^{np} | 7.4±0.4 | 7.2±0.2 | 28.3±0.2 | 28.6±0.1 |
| FM** | 8.3±0.0 | 8.9±0.1 ^{np} | 1.7±0.0 | 2.2±0.0 ^p | 7.5±0.5 | 7.5±0.1 | 28.2±0.2 | 28.3±0.2 |
| C1 | 8.0±0.0 | 8.3±0.1 ^{np} | 20.0±0.0 | 20.0±0.0 | 7.9±0.3 | 7.4±0.2 ^{np} | 28.2±0.1 | 28.5±0.1 |

* Supervivencias registradas hasta la semana 1

** Supervivencias registradas hasta la semana 2

Los niveles de nitritos en todos los recipientes de prueba fueron aumentando conforme pasaron los días de cultivo, para algunas aguas fue mayor el aumento debido a que el agua original tenía niveles elevados de nitritos como fue el caso de RS, SJ y FM, que aumentaban a pesar de los recambios diarios de agua que se hacían (5%) (Tabla 8).

El nitrito, ha llamado la atención como contaminante en los sistemas acuáticos (Russo *et al.*, 1981), puesto que como un producto intermediario durante la nitrificación (Chien, 1999; Lin y Chen, 2003; Sowers *et al.*, 2004), puede estar presente a altas concentraciones en los sistemas de cultivo camarónicolas, aun con recambios de agua frecuentes (Chen y Chen, 1992) e incluso en cuerpos acuáticos que reciben los efluentes nitrogenados de las diversas industrias, debido a un desbalance entre las poblaciones de bacterias encargadas de los procesos de nitrificación y desnitrificación (Cheng y Chen, 1998). La toxicidad del nitrito está influenciada por la edad del camarón y por la salinidad del agua, en la cual, a baja salinidad y bajo pH, el nitrito es más tóxico (Van Wyk *et al.*, 1999). La acumulación de nitritos en los estanques puede deteriorar la calidad del agua,

reducir el crecimiento, aumentar el consumo de oxígeno e incrementar la excreción de amoníaco, e incluso causar una alta mortalidad de camarón (Chen y Chen, 1992; Cheng y Chen, 1998). Se ha registrado que las concentraciones de nitritos aumentan directamente con el periodo de cultivo hasta 4.5 mg/L de nitritos-N en el agua de los estanques (Chen *et al.*, 1989). Van Wyk *et al.* (1999) propone una concentración de nitritos aceptable de ≤ 1 mg/L, mientras que Clifford (1993) y Gross *et al.* (2004) mencionan que a concentraciones < 0.4 mg/L es tóxico. Al finalizar las cuatro semanas de cultivo para cada una de las aguas de baja salinidad las concentraciones de nitritos sobrepasaron los valores recomendados para *L. vannamei*. Entre los principales efectos tóxicos de NO_2^- sobresalen aquellos que tienen una relación directa sobre el transporte del oxígeno, oxidación de importantes compuestos y daños a los tejidos. Chen y Cheng (1996) observaron que el pH de la hemolinfa de juveniles de *P. japonicus* disminuye al incrementar la concentración de NO_2^- en el ambiente. Estos autores explicaron que la formación de HNO_2 es el responsable de este fenómeno. Tanto el aumento como la disminución del pH de la hemolinfa, alteran la actividad de varias enzimas, interrumpiendo algunos procesos fisiológicos importantes de los camarones.

Los crustáceos contienen hemocianina en lugar de hemoglobina (pigmento respiratorio de los peces) la cual cambia a metahemoglobina en presencia de nitrito y provoca hipoxia y cianosis. De acuerdo con Wickins (1976), esta misma reacción pudiera ocurrir en la hemocianina de los camarones. En la hemocianina, cada sitio de unión con el O_2 contiene dos átomos de cobre ($\text{Cu}^I \text{Cu}^I$, conocida como deoxihemocianina) la cual cambia su estado de oxigenación cuando se le une el O_2 ($\text{Cu}^{II} \text{Cu}^{II}$, conocida como oxihemocianina) (Chen y Cheng, 1995). De esta manera, la hemocianina sufre una reacción de óxido-reducción en los procesos de oxigenación-deoxigenación, y el NO_2^- puede reaccionar con la hemocianina de los crustáceos para formar metahemocianina, y así reducir su afinidad por el O_2 . Tahon *et al.* (1998), demostraron que la reacción del NO_2^- con la deoxihemocianina es 15 veces más rápida que con la oxihemocianina, lo cual imposibilita la capacidad de la hemolinfa para transportar el O_2 , incrementando la presión parcial del oxígeno en la hemolinfa (Chen y Cheng, 1996). La

osmorregulación, es una actividad fisiológica muy importante en los camarones como *L. vannamei* y *L. stylirostris* y se ve afectada por las concentraciones de nitritos. Cheng y Chen (1998) observaron una reducción de la osmolaridad de la hemolinfa de *P. japonicus* al ser expuesto a nitritos; donde los principales iones que disminuyeron su concentración fueron el Cl^- y Na^+ , los iones más abundantes en la hemolinfa de crustáceos; lo cual puede provocar desajustes en el equilibrio osmótico de dichos organismos. El efecto del nitrito sobre el crecimiento de camarones dulceacuícolas y marinos ha sido documentado por Armstrong et al (1976) y por Wickins (1976); observaron que a 1.8 y 6.4 mg/L de $\text{NO}_2\text{-N}$ provoca una reducción del 35 y 50 % en el crecimiento de larvas de *Macrobrachium rosenbergii* y postlarvas de *Penaeus indicus*, respectivamente.

Tabla 8. Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de NO_2^- (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica).

| Agua | Semanas | | | |
|-----------|----------------|---------------|--------------|---------------|
| | 1* | 2* | 3* | 4* |
| C1 | 0.20 ± 0.10bc | 1.43 ± 0.41a | 1.91 ± 1.53a | 3.40 ± 0.65a |
| SJ | 1.36 ± 0.83ab | 1.70 ± 0.22a | 1.94 ± 0.16a | 2.03 ± 0.04ab |
| LC | 0.49 ± 0.18abc | 1.18 ± 0.30ab | 1.89 ± 0.22a | 2.18 ± 0.11ab |
| LP | 0.13 ± 0.01bc | --- | --- | --- |
| CS | 0.87 ± 0.17abc | --- | --- | --- |
| FM | 1.22 ± 0.11a | 1.28 ± 0.56ab | --- | --- |
| MO | 0.13 ± 0.06c | 1.87 ± 0.09a | 2.34 ± 0.20a | 3.82 ± 0.16a |
| RS | 0.53 ± 0.02abc | 0.61 ± 0.03b | 0.72 ± 0.10b | 1.05 ± 0.10b |

(---) No se obtuvieron concentraciones por ausencia de organismos una semana antes.

Los niveles de nitratos tuvieron un comportamiento similar a los nitritos ya que las concentraciones fueron aumentando conforme pasaron los días de cultivo. Las concentraciones mayores de nitratos se registraron en la cuarta semana con valores menores a 1 mg/L en todas las aguas de prueba (Tabla 9). Arrellano

(1993) menciona que para larvicultura y engorda de *L. vannamei*, la concentración de nitrato en el agua no parece ser de gran relevancia, mientras que Lee y Wickins (1997) mencionan que en el cultivo de peneidos, una concentración entre 100- 200 mg/L se considera razonable; sin embargo, Van Wyk y Scarpa (1999) señala que en el agua destinada para el cultivo del camarón *L. vannamei*, la concentración de este nutriente no debe exceder 60 mg/L. La toxicidad de nitratos en estadios tempranos son generalmente los más sensibles y en los que no se ha determinado para la mayoría de los organismos marinos. Muir *et al.* (1991) examinaron aparentemente por primera vez, los efectos de los nitratos en *Penaeus monodon* protozoa, y encontraron que se presenta una significativa mortalidad dentro de las 40 horas en concentraciones de nitratos tan bajas como de 1 mg NO₃⁻/L. Los efectos subletales de esta concentración resultaron en cambios en las neuropilas gangliónicas y los músculos. En concentraciones más elevadas (10-100 mg NO₃⁻/L) fueron adicionalmente afectadas la hipodermis, la glándula digestiva y el proventriculus.

Tabla 9. Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de NO₃⁻ (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente (p<0.05) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica).

| Agua | Semanas | | | |
|-----------|---------------|---------------|--------------|--------------|
| | 1* | 2* | 3* | 4* |
| C1 | 0.09 ± 0.11b | 0.99 ± 0.28ab | 1.01 ± 0.81b | 1.39 ± 0.98b |
| SJ | 0.98 ± 0.21ab | 1.50 ± 0.51ab | 1.78 ± 0.81a | 1.45 ± 0.03a |
| LC | 0.51 ± 0.02ab | 0.68 ± 0.10b | 0.78 ± 0.03a | 1.05 ± 0.61b |
| LP | 0.08 ± 0.05c | --- | --- | --- |
| CS | 0.64 ± 0.04ab | --- | --- | --- |
| FM | 11.58 ± 0.21a | 16.47 ± 0.18a | --- | --- |
| MO | 0.09 ± 0.02b | 0.27 ± 0.15b | 1.81 ± 0.18a | 2.45 ± 0.65a |
| RS | 0.98 ± 0.01ab | 1.54 ± 0.05ab | 2.45 ± 0.16a | 2.98 ± 0.04a |

(---) No se obtuvieron concentraciones por ausencia de organismos una semana antes.

Para el amonio total las concentraciones estuvieron por debajo de 0.372 ± 0.001 mg/l en todas las aguas de prueba y esta concentración fue registrada en la cuarta semana para el agua MO (Tabla 10). En cuanto a las concentraciones de amonio recomendables para el cultivo de *L. vannamei*, Frías-Espericueta *et al.* (2000) mencionan que para el caso de N-NH_4^+ no sea mayor de 1.22 mg/L y para N-NH_3 de 0.048 mg/L. En la prueba confirmativa los niveles de N-NH_3 en las aguas de baja salinidad estuvieron por debajo de las concentraciones recomendadas para el cultivo de *L. vannamei* (0.0016 - 0.0404 mg/L).

Tabla 10. Valores medios y desviaciones estándar de la concentración de $\text{NH}_4^+ + \text{NH}_3$ (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la segunda prueba. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica).

| Agua | Semanas | | | |
|------|--------------------|---------------------|--|--------------------|
| | 1* | 2* | 3* | 4* |
| C1 | $0.020 \pm 0.000a$ | $0.028 \pm 0.004ab$ | $0.091 \pm 0.001a$ $0.094 \pm 0.060a$ | $0.400 \pm 0.065a$ |
| SJ | $0.030 \pm 0.008a$ | $0.070 \pm 0.002a$ | | $0.070 \pm 0.040b$ |
| LC | $0.014 \pm 0.008a$ | $0.018 \pm 0.003b$ | $0.058 \pm 0.022a$ | $0.121 \pm 0.011a$ |
| LP | $0.430 \pm 0.015a$ | --- | --- | --- |
| CS | $0.028 \pm 0.017a$ | --- | --- | --- |
| FM | $0.012 \pm 0.001a$ | $0.015 \pm 0.002c$ | --- | --- |
| MO | $0.011 \pm 0.006b$ | $0.020 \pm 0.090a$ | $0.014 \pm 0.000b$ | $0.372 \pm 0.001a$ |
| RS | $0.011 \pm 0.002b$ | $0.061 \pm 0.030a$ | $0.022 \pm 0.000b$ | $0.035 \pm 0.001b$ |

(---) No se obtuvieron concentraciones por ausencia de organismos una semana antes.

Altas concentraciones de NH_4^+ provocan una reacción inversa de la enzima glutamato-deshidrogenasa, retirando cetoglutarato del ciclo de Krebs, decreciendo la cantidad de NADH disponible para la oxidación (Campbell, 1973). Por lo tanto, el aumento en la concentración de glutamato podría servir para disminuir la concentración celular de ATP debido al incremento en la conversión de glutamato a glutamina (Colt y Armstrong, 1981) y disminuir la cantidad de energía para cualquier proceso fisiológico como son es reproducción, crecimiento,

osmorregulación, etc. Cuando las concentraciones de amonio en el agua aumentan, la excreción de amonio de la mayoría de los animales acuáticos decrece y el nivel de amonio en la hemolinfa y tejidos aumenta, lo que puede ocasionar serios efectos sobre la fisiología del animal a nivel celular, de órganos y sistemas (Colt y Armstrong, 1981). Por lo tanto, al volverse difícil la excreción, la primera reacción del organismo puede ser el cese y/o reducción de la alimentación, lo cual reduce la formación de amonio metabólico. Por lo anterior, uno de los principales efectos subletales del amonio es la reducción en la tasa de crecimiento (Colt y Armstrong, 1981).

7.2.2. Supervivencia

En la Figura 17 se observa el comportamiento de los porcentajes de supervivencia de cada una de las aguas de baja salinidad durante las cuatro semanas, donde SJ en la primera semana bajó a menos de la mitad con una media de 47.5 ± 9.6 % de supervivencia y en las siguientes 3 semanas fue disminuyendo hasta llegar a 30.0 ± 8.2 % en la cuarta semana. El agua MO se mantuvo en la primera semana con un porcentaje de supervivencia del 72.5 ± 15.0 %, y en las siguientes 3 semanas los valores promedio bajaron a 22.5 ± 5.0 15.0 ± 5.8 y 12.5 ± 5.0 %. Para RS en la primera semana la supervivencia media fue de 85 ± 10 , en la segunda semana disminuyó a 52.5 ± 9.6 %, finalizando los 28 días con una media de 42.5 ± 5.0 %. El agua LC tuvo un comportamiento similar al agua control (C1) ya que en la primera semana se registró una supervivencia del 100 %, para la segunda semana bajó a 95.0 ± 5.8 %, y a partir de las siguientes dos semanas se mantuvo en 87.5 ± 9.6 %. Esta agua fue la que tuvo el mejor porcentaje de supervivencia de todas las aguas de baja salinidad estudiadas en esta prueba y cabe mencionar que en la primera prueba de 48 horas resultó también con el más alto porcentaje de supervivencia. Para el agua LP el porcentaje de supervivencia registrado en la primera semana fue de 2.5 ± 5.0 % y a partir de la segunda semana la supervivencia fue de 0 %, en cuanto a las aguas CS y ES desde la primera semana no se registraron organismos vivos. Para FM los porcentajes medios de

supervivencia para las dos primeras semanas de prueba fueron de 72.5 ± 9.6 y 5.0 ± 1.0 %, respectivamente, y para la tercera semana se registró el 0 % de supervivencia. El agua control utilizada para la segunda prueba fue corrida a una salinidad de 20 g/L preparada con agua de mar diluida con agua purificada Elix, durante los 28 días de prueba la supervivencia se mantuvo con el 100 %.

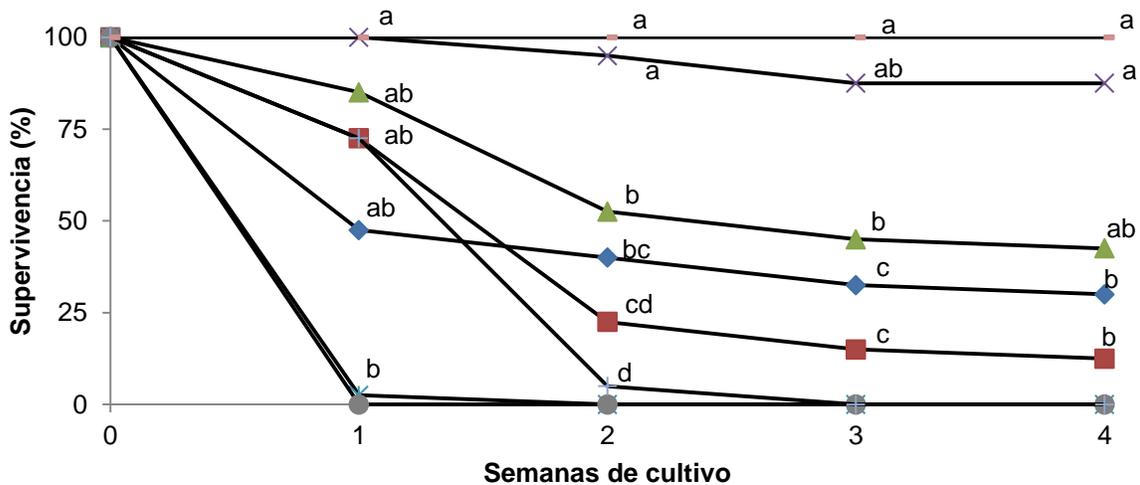


Figura 17. Porcentajes de supervivencia de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la segunda prueba (28 días) en las aguas de baja salinidad San José (SJ), Mochicahui (MO), Rio Sinaloa (RS), Laguna Caimanero (LC), La Pipima (LP), Campo Santa Fe (CS), Laboratorio Fitmar (FM) y C1 corresponde al control o testigo de 20 g/L (♦SJ, ■MO, ▲RS, ×LC, ✱LP, ●CS, +FM y ⏟C1). Letras diferentes en cada semana indican que los promedios son significativamente diferentes entre sí ($p < 0.05$).

La supervivencia en la primera semana de prueba presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre el agua LP con las aguas LC y el control (C1), sin embargo, LP no mostró diferencias con el resto de las aguas ($p > 0.05$). El agua C1 y LC no presentaron diferencias significativas en la segunda semana con valores medios de 100 ± 0 y 95.0 ± 5.8 %, respectivamente, pero estas fueron diferentes ($p < 0.05$) con respecto al resto de las aguas, para la tercera semana el agua C1 se

mantuvo con el 100 % de supervivencia seguida del agua LC con 87.5 ± 9.6 donde no se evidenciaron diferencias significativas ($p < 0.05$), RS registró una media de 45.0 ± 5.8 mostrando diferencias significativas con C1 ($p < 0.05$) pero no con LC, las aguas MO y SJ presentaron los valores medios más bajos de supervivencia (15 ± 5.8 y 32.5 ± 5.0 %) y no mostraron diferencias estadísticas entre sí ($p > 0.05$), pero si con el resto de las aguas. Para la cuarta semana el agua que presentó más bajo porcentaje de supervivencia fue MO con una media de 12.5 ± 5.0 y presentó diferencias significativas con el LC que registró el mayor porcentaje de supervivencia (87.5 ± 9.6 %) de las aguas de baja salinidad y el control (Tabla 11).

Tabla 11. Valores medios y desviaciones estándar de la supervivencia (en %) de cada una de las diferentes aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica).

| Agua | Semana | | | |
|------|--------------------|--------------------|-------------------|-------------------|
| | 1* | 2 | 3* | 4* |
| C1 | 100.0 ± 0.0 a | 100.0 ± 0.0 a | 100.0 ± 0.0 a | 100.0 ± 0.0 a |
| LC | 100.0 ± 0.0 a | 95.0 ± 5.8 a | 87.5 ± 9.6 ab | 87.5 ± 9.6 a |
| RS | 85.0 ± 10.0 ab | 52.5 ± 9.6 b | 45.0 ± 5.8 b | 42.5 ± 5.0 ab |
| FM | 72.5 ± 9.6 ab | 5.0 ± 10.0 d | --- | --- |
| MO | 72.5 ± 15.0 ab | 22.5 ± 5.0 cd | 15.0 ± 5.8 c | 12.5 ± 5.0 b |
| SJ | 47.5 ± 9.6 ab | 40.0 ± 11.5 bc | 32.5 ± 5.0 c | 30.0 ± 8.2 b |
| LP | 2.5 ± 5.0 b | --- | --- | --- |

(---) No se registró supervivencia en esta semana.

7.2.3. Crecimiento

Al finalizar los 28 días de prueba, el peso promedio individual de los organismos en las aguas C1, LC, RS, MO y SJ fue 302.9 ± 69.5 , 201.3 ± 86.2 , 164.9 ± 86.2 , 133.4 ± 39.1 y 193.4 ± 86.2 m, respectivamente. El agua control presentó la tasa

de crecimiento específico más alta con una media de $9.9 \pm 0.1 \%$ y el agua MO el valor más bajo con $7.0 \pm 0.9 \%$. Al realizar una comparación entre las medias de la tasa de crecimiento específico de las aguas de baja salinidad y el agua control (C1), sólo el agua MO mostró diferencias estadísticamente significativas con el agua C1 ($p < 0.05$). Para las aguas LC, SJ y RS los porcentajes medios de la tasa de crecimiento específico fueron 8.4 ± 0.2 , 8.3 ± 0.8 y 7.6 ± 1.0 , respectivamente, y no evidenciaron diferencias significativas ($p > 0.05$) con el agua MO y C1 (Figura 18).

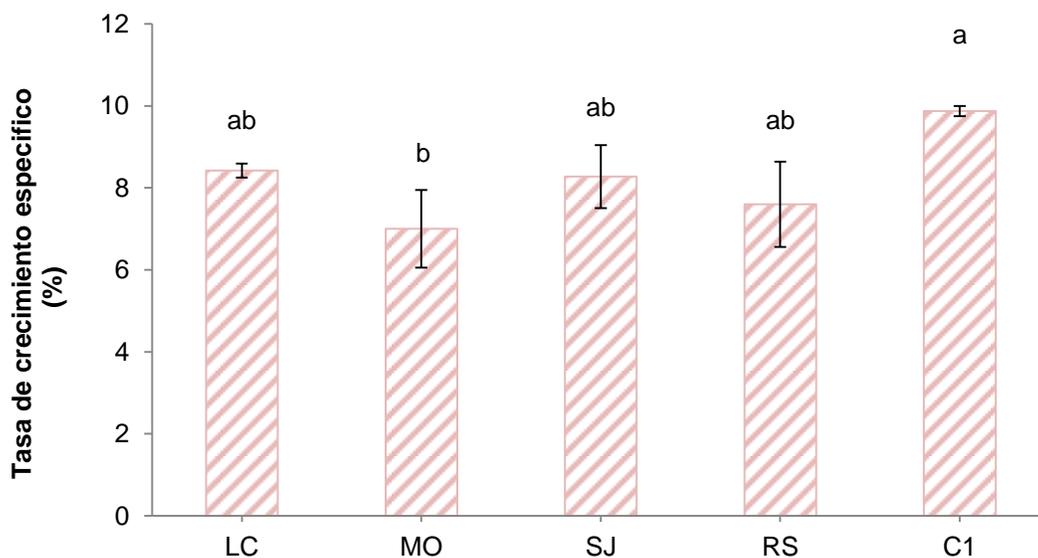


Figura 18. Valores medios y desviaciones estándar de la tasa de crecimiento específico (en %) en cada una aguas de baja salinidad de la prueba confirmativa. Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias (prueba no paramétrica).

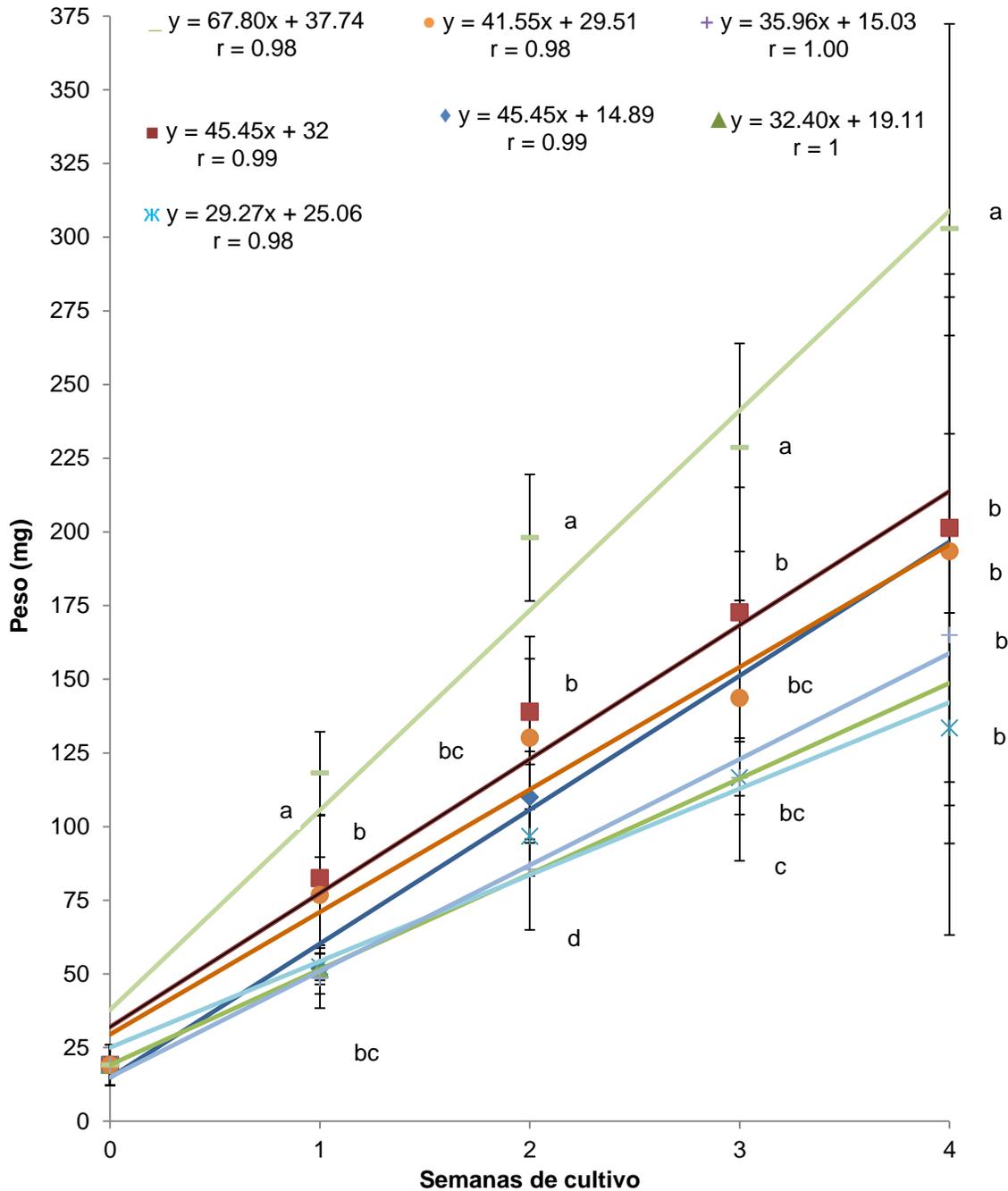


Figura 19. Crecimiento promedio de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* durante el desarrollo de la prueba confirmativa (28 días) en las aguas de baja salinidad de San José (SJ), Mochicahui (MO), Rio Sinaloa (RS), Laguna Caimanero (LC), La Pipima (LP), Laboratorio Fitmar (FM) y C1 corresponde al control o testigo de 20 g/L (●SJ, ✕MO, +RS, ■LC, ▲LP, ◆FM y _C1). Letras diferentes en cada semana indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí.

En cuanto a los valores medios de la tasa de crecimiento de los organismos cultivados en las aguas de baja salinidad LC, MO, SJ y RS fueron 47.5 ± 3.2 , 34.8 ± 10.3 , 49.5 ± 11.4 y 41.8 ± 13.9 mg/semana, respectivamente; los cuales al realizar una comparación de medias no mostraron diferencias significativas entre sí ($p > 0.05$). Sin embargo, con una media de 72.9 ± 3.4 mg/semana el agua control C1 mostró diferencias significativas con todas las aguas de baja salinidad (Figura 19).

7.3. Prueba confirmativa con suplemento de sales

En esta prueba se seleccionaron algunas aguas de baja salinidad que presentaron deficiencia de magnesio y/o potasio y que además en las pruebas anteriores tuvieron porcentajes altos de supervivencia en los primeros días y conforme pasaron los días de cultivo fueron disminuyendo.

7.3.1 Variables fisicoquímicas

En las primeras dos semanas de prueba los niveles de pH en las aguas de baja salinidad estuvieron con valores medios de 8.4 ± 0.0 y 8.8 ± 0.2 y el agua control C1 se mantuvo con valores de 8.0 ± 0.1 . La concentración de sólidos disueltos totales en las aguas de baja salinidad fue modificada al inicio de la prueba al suplementar las sales grado alimenticio (cloruro de potasio y cloruro de magnesio) y permanecieron constantes a lo largo de las cuatro semanas. Los niveles de pH en las aguas de baja salinidad LP, CS y C1, mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre la medición inicial y final de la prueba. Las concentraciones de TDS, todas las aguas mostraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre el inicio y final. Las concentraciones de oxígeno disuelto en las aguas de prueba se mantuvieron entre 7.2 ± 0.1 y 7.3 ± 0.1 mg/L para las 6 h y 18 h, respetivamente; solo el agua FM mostro diferencias significativas entre el día 1 y el día 14 de prueba. En cuanto a la temperatura osciló entre los valores medios de 28.2 ± 0.2

y 28.4 ± 0.2 °C y sólo el agua LP y C1 mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las mediciones iniciales y finales. (Tabla 12).

Tabla 12. Medias y desviaciones estándar de pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura (°C) registrados al inicio y final en la prueba confirmativa con suplemento de sales, para cada una de las aguas de baja salinidad. Las letras (^Pprueba paramétrica, ^{NP}prueba no paramétrica) indican diferencias significativas entre las mediciones iniciales y finales, para una misma agua.

| | pH | | TDS | | O ₂ | | T °C | |
|-------------|----------------|-----------------------|----------------|-----------------------|----------------|----------------------|----------------|-----------------------|
| | Inicio (día 1) | Final (día 28) | Inicio (día 1) | Final (día 28) | Inicio (día 1) | Final (día 28) | Inicio (día 1) | Final (día 28) |
| LP** | 8.3±0.0 | 8.7±0.1 ^{NP} | 1.8±0.0 | 1.9±0.0 ^{NP} | 7.2±0.1 | 6.9±0.8 | 28.0±0.1 | 28.4±0.1 ^P |
| CS** | 8.6±0.0 | 9.1±0.0 ^{NP} | 2.2±0.0 | 2.3±0.1 ^{NP} | 7.4±0.4 | 6.7±0.3 | 28.3±0.2 | 28.4±0.1 |
| FM** | 8.4±0.0 | 8.5±0.1 | 2.2±0.0 | 2.6±0.0 ^{NP} | 7.4±0.0 | 7.2±0.1 ^P | 27.9±0.4 | 28.4±0.3 |
| C1 | 8.1±0.0 | 7.8±0.1 ^{NP} | 1.7±0.0 | 1.9±0.0 ^{NP} | 7.2±0.1 | 6.9±0.6 | 28.3±0.1 | 28.6±0.1 ^P |

** Supervivencias registradas solo en la 2 semana

Los niveles de nitritos en la tercera prueba fueron aumentando conforme pasaron las semanas de cultivo y además en la mayoría de los casos se registraron concentraciones superiores a los de la segunda prueba; esto se puede deber a que los organismos presentaron tasas de crecimiento mayores y por ende el consumo de alimento y excreción fue mayor dando como resultado, que los niveles de nitritos en el agua se incrementaran. En la primera semana, la concentración menor de nitritos fue en el agua C1 con 0.04 ± 0.10 mg/L y el agua FM con la mayor concentración de 0.90 ± 0.38 mg/l, en la segunda semana las concentraciones fueron desde 1.43 ± 0.41 mg/L en C1 hasta 5.52 ± 1.02 mg/L en FM y CS. En las siguientes semanas ya no se registraron las concentraciones debido a la mortalidad total de los organismos en las diferentes aguas de baja salinidad, sin embargo, el agua control finalizó los 28 días con 8.86 ± 0.85 mg/L de nitritos (Tabla 13).

Tabla 13. Medias y desviaciones estándar de la concentración de NO_2^- (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales (tercera prueba). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica).

| Agua | Semanas | | | |
|-----------|---------------|--------------|-------------|-------------|
| | 1* | 2* | 3* | 4* |
| C1 | 0.04 ± 0.10b | 1.43 ± 0.41b | 3.21 ± 0.10 | 8.86 ± 0.85 |
| LP | 0.07 ± 0.01a | 3.56 ± 0.90a | --- | --- |
| CS | 0.30 ± 0.00ab | 5.52 ± 1.02a | --- | --- |
| FM | 0.90 ± 0.38a | 5.52 ± 1.02a | --- | --- |

(---) No se obtuvieron concentraciones por ausencia de organismos una semana antes.

Tabla 14. Medias y desviaciones estándar de la concentración de NO_3^- (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la tercera prueba (confirmativa con suplemento de sales). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica).

| Agua | Semanas | | | |
|-----------|-----------------|-----------------|---------------|---------------|
| | 1* | 2* | 3* | 4* |
| C1 | 0.008 ± 0.001b | 0.010 ± 0.004b | 0.062 ± 0.010 | 0.086 ± 0.005 |
| LP | 0.780 ± 0.021a | 1.56 ± 0.190a | --- | --- |
| CS | 6.020 ± 0.001ab | 6.852 ± 1.320a | --- | --- |
| FM | 13.256 ± 0.038a | 18.257 ± 2.902a | --- | --- |

(---) No se obtuvieron concentraciones por ausencia de organismos una semana antes.

Los niveles más altos de nitratos se registraron en la segunda semana en las aguas CS y FM con concentraciones de 6.85 ± 1.32 y 18.26 ± 2.90 mg/L, respectivamente (Tabla 14). Las concentraciones de amonio total estuvieron en un intervalo de 0.009 ± 0.001 y 0.256 ± 0.090 mg/L (Tabla 15). En cuanto a los niveles de N-NH_3 oscilaron entre 0.0007 y 0.0474 mg/L durante los días de cultivo en las aguas de baja salinidad suplementadas con sales.

Tabla 15. Medias y desviaciones estándar de la concentración de $\text{NH}_4^+ + \text{NH}_3$ (mg/L) en las aguas de baja salinidad durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales (tercera prueba). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna (* prueba no paramétrica).

| Agua | Semanas | | | |
|-----------|----------------|----------------|---------------|---------------|
| | 1* | 2* | 3* | 4* |
| C1 | 0.009 ± 0.001b | 0.053 ± 0.004b | 0.031 ± 0.001 | 0.106 ± 0.008 |
| LP | 0.170 ± 0.011a | 0.256 ± 0.090a | --- | --- |
| CS | 0.035 ± 0.027a | 0.058 ± 0.002b | --- | --- |
| FM | 0.020 ± 0.003a | 0.152 ± 0.000a | --- | --- |

(---) No se obtuvieron concentraciones por ausencia de organismos una semana antes.

7.3.2. Supervivencia

La deficiencia de potasio es común en el desarrollo del camarón en aguas continentales salinas, las sales de potasio son a menudo añadidas para incrementar la concentración de potasio, sin embargo, el costo por la adición de esta sal iónica puede llegar a ser relativamente alta y las cantidades utilizadas pueden ser enormes cuando el área de cultivo es grande (Liu *et al.* 2001; Allan y Fielder, 2002; Li *et al.*, 2002).

Como se mencionó anteriormente las aguas utilizadas en este estudio fueron en su mayoría aguas que aprobaron la primera prueba, pero que en la segunda presentaron altas mortalidades en la primera semana de cultivo y que además presentaron una deficiencia de potasio y/o magnesio. El comportamiento de la supervivencia en las aguas de baja salinidad al suplementar sales grado alimenticio fue igual al agua control (C1) en las primeras 2 semanas; solo las agua ES y EE fueron la excepción, en las cuales los primeros siete días de prueba se presentó mortalidad total de los organismos. En la tercera semana se registró el 0 % de supervivencia en las aguas LP, CS y FM y el agua C1 siguió presentando

el 100 % y al finalizar la cuarta semana, en esta última, el porcentaje bajó a 47.5 ± 5.8 (Figura 20).

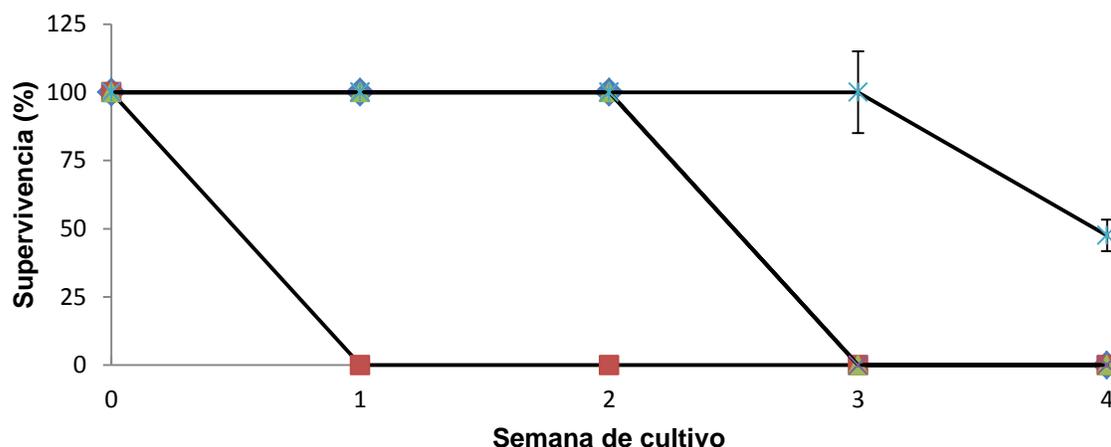


Figura 20. Supervivencia (%) de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* observados durante el desarrollo de la tercera prueba con sales (28 días) en las aguas de baja salinidad La Pipima (LP), Campo Santa Fe (CS), Escopama (ES), Laboratorio Fitmar (FM) y C1 corresponde al control o testigo de 1.7 g/L (\blacktriangle LP, \times CS, $-$ ES, \blacksquare EE, \blacklozenge FM y \times C1).

Tabla 16. Medias y desviaciones estándar de la supervivencia (en %) de cada una de las diferentes aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa con suplemento de sales (tercera). Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí en la misma columna.

| Agua | Semanas | | | |
|------|-----------|-----------|---------|------------|
| | 1 | 2 | 3 | 4 |
| C1 | 100 ± 0 a | 100 ± 0 a | 100 ± 0 | 47.5 ± 5.8 |
| FM* | 100 ± 0 a | 100 ± 0 a | --- | --- |
| CS* | 100 ± 0 a | 100 ± 0 a | --- | --- |
| LP* | 100 ± 0 a | 100 ± 0 a | --- | --- |
| EE* | 0 ± 0 b | --- | --- | --- |

(---) No se registró supervivencia en esta semana.

No se evidenciaron diferencias significativas ($p>0.05$) de la supervivencia entre las aguas de baja salinidad y el agua control debido a que ambas registraron el 100% de supervivencia en las primeras dos semanas de prueba (Tabla 16). Las mortalidades de los organismos en las aguas de baja salinidad iniciaron a partir de la segunda semana, causadas posiblemente por las elevadas concentraciones de nitritos mayores a 1 mg/L a partir de la segunda semana.

7.3.3. Crecimiento

El peso promedio registrado en la segunda semana en las aguas LP, CS, FM y C1 fue de 183.2 ± 57.9 , 129.6 ± 85.3 , 177.0 ± 65.8 y 163.8 ± 37.5 mg, respectivamente; el agua control C1 al finalizar los 28 días de prueba registró un peso promedio final de 349.2 ± 91.0 . La tasa de crecimiento específico en la tercera prueba solo fue calculada en la segunda semana debido a las mortalidades totales en las aguas de baja salinidad antes de finalizar la prueba. El agua CS registró una SGR de 12.6 ± 4.1 %, sin embargo, a pesar de que fue el menor valor no evidenció diferencias significativas ($p>0.05$) con el agua LP que registró la tasa mayor con 16.0 ± 1.2 % (Figura 21).

En cuanto a la tasa de crecimiento, el agua LP registró 82.0 ± 17.1 mg/semana, seguido de las aguas FM y C1 con valores de 78.8 ± 23.7 y 72.0 ± 3.7 mg/semana, respectivamente; el agua CS registró la menor tasa con 55.15 mg/semana, sin embargo, este valor a pesar de ser el menor de todas las aguas no mostró diferencias significativas ($p>0.05$) con ninguna de las aguas de más alta tasa de crecimiento semanal (Figura 22).

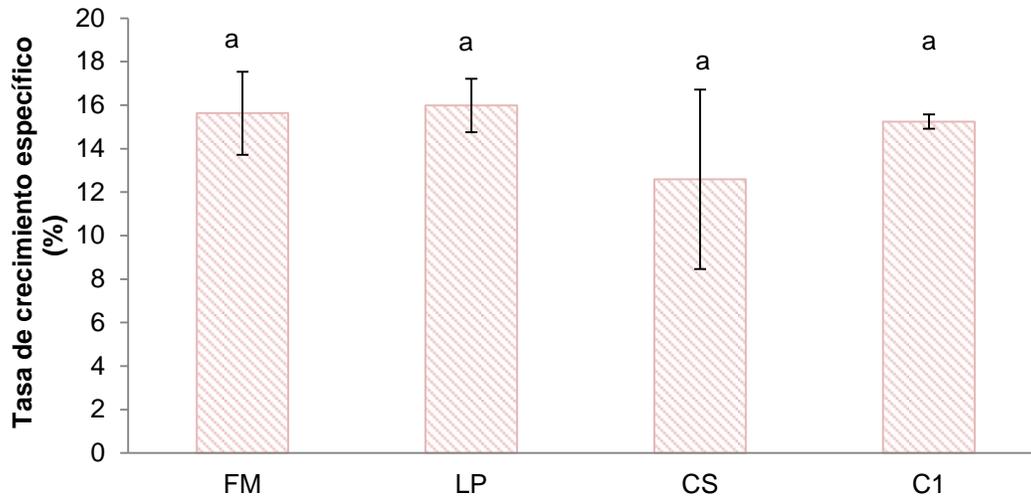


Figura 21. Medias y desviaciones estándar de la tasa de crecimiento específico (en %) en cada una aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa con sales (tercera prueba). Letras diferentes indican diferencias significativas ($p < 0.05$) entre las medias (prueba paramétrica).

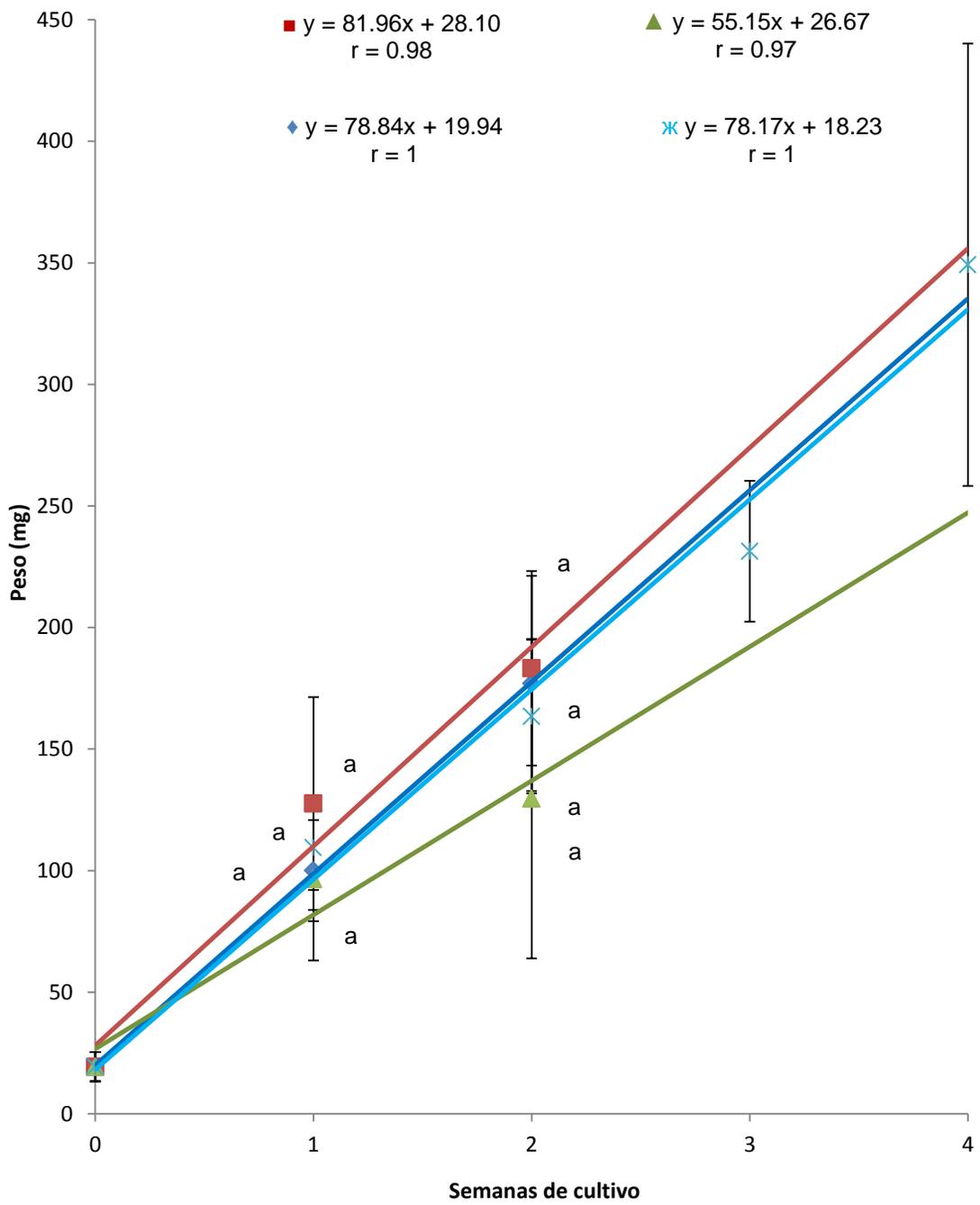


Figura 22. Crecimiento promedio de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* observados durante el desarrollo de la prueba confirmativa con sales (tercera prueba) (28 días) en las aguas de baja salinidad: La Pipima (LP), Campo Santa Fe (CS), Laboratorio Fitmar (FM) y C1 corresponde al control o testigo de 1.7 g/L (■LP, ▲CS, ◆FM y ✕ C1). Letras diferentes en cada semana indican que los promedios son significativamente ($p < 0.05$) diferentes entre sí.

Las tasas de crecimiento encontradas por diversos autores, son más altas en comparación con los observados en este estudio debido a que se manejan periodos más largos de cultivo y en algunos casos siembran organismos de mayor talla (Samocha *et al* 1998; 2004). Sin embargo, es importante señalar estudios sobre el cultivo de la especie *L. vannamei* en aguas de baja salinidad similares a las estudiadas en este trabajo. Sowers y Tomasso (2006) cultivaron camarón en agua de baja salinidad (2 g/L) a una densidad de 100 organismos /m², registrando una supervivencia del 69 % en un periodo de cultivo de 53 días donde la tasa de crecimiento fue de 1.26 g/semana y la talla final de los organismos fue de 9.9 g. Van Wyk *et al.* (2000) llevaron a cabo un cultivo de camarón blanco *L. vannamei* en un agua dulce con 793.65 µS/cm de conductividad (0.5 g/ de sales), densidad de siembra 100 PL/m² durante 180 días de cultivo obteniendo tallas finales de 14.1 g, supervivencias del 77 % y un crecimiento semanal de 0.55 g.

Las aguas LC, RS y SJ tuvieron los mayores porcentajes de supervivencia con valores de 87.5 ± 9.6, 42.5 ± 5 y 30 ± 8.2, respectivamente, siendo similares a los encontrados por Araneda *et al.* (2008) donde cultivaron camarón blanco en conductividades de 1 015.87 µS/cm a densidades de 90, 130 y 180 organismos/m² obteniendo crecimientos de 0.38, 0.34 y 0.33 g/semana, respectivamente; las tallas observadas después de 203 días de cultivo fueron de 11.4, 10.2 y 9.9 g para cada densidad de siembra y las supervivencias registradas fueron < 76.1 %. Collins *et al.* (2005) llevaron a cabo un cultivo de *L. monodon* de en agua de baja salinidad (2.94 g/L) y densidades de siembra de 42.4 y 22.8 PL/m³, registrando supervivencias del 38 y 63 %, tasas de crecimiento de 1.80 y 1.40 g/semana, donde en 104 días de cultivo se alcanzaron pesos individuales de 26.5 y 20.4 g para cada densidad de siembra, respectivamente.

En cuanto a las tasas de crecimiento específico (SGR) obtenidas en las diferentes aguas de baja salinidad del presente estudio: estas fueron superiores a las registradas por Esparza-Leal *et al.* (2009) quienes cultivaron camarón a densidades de 500, 1000 y 1500 camarones/m² con SGR de 5.5 ± 0.9, 5.4 ± 0.5 y 5.1 ± 0.7, respectivamente. Laramore *et al.* (2001) señalan que el crecimiento de

las postlarvas de *L. vannamei* es dependiente de la edad, y que en postlarvas jóvenes de 0.05 g existe una tasa de crecimiento mayor que en las postlarvas de mayor edad. Lawrence y Lee (1997) indican que a medida que los camarones peneidos aumentan su longitud, la tasa de crecimiento disminuye.

En la prueba confirmativa (con o sin suplemento de sales) las aguas que finalizaron con organismos vivos tuvieron tasas superiores a las registradas por Gullian *et al.* (2010) quienes evaluaron la viabilidad del cultivo del camarón rosado *Farfantepenaeus duorarum* en aguas subterráneas de baja salinidad de la Península de Yucatán mediante la supervivencia y crecimiento, los camarones fueron aclimatados a varios tiempos, diferentes velocidades de reducción de salinidad y densidades de siembra de 80, 150 y 250 PL/m², observaron tasas de crecimiento de 20 ± 5 , 13 ± 3.2 y 15 ± 5.2 mg/semana, respectivamente.

Estadísticamente no se pueden comparar los valores medios de supervivencia y crecimiento entre la prueba confirmativa sin y con suplemento de sales (segunda y tercera), debido a las mortalidades iniciales que se dieron en la segunda prueba, sin embargo, claramente se observa que los porcentajes de supervivencia en la tercera prueba se mantuvieron iguales al agua control con el 100 % en las primeras dos semanas y además las tasas de crecimiento fueron mayores que en la segunda prueba donde no se suplementaron las sales potasio y/o magnesio; esto concuerda con Roy *et al.* (2007) quienes realizaron dos pruebas de 6 y 9 semanas en tanques con agua de dos granjas, observando un aumento en el crecimiento y supervivencia de camarón blanco *L. vannamei*, cuando se aumentaron los niveles de potasio en aguas de baja salinidad. En este estudio, en la tercera prueba se registró la mortalidad total de los organismos en las aguas LP, CS y FM a partir de la segunda semana, esto probablemente se debió a los altos niveles de nitritos que se fueron presentaron a lo largo de los días de cultivo y que rebasaron las concentraciones máximas para el cultivo de camarón; Van Wyk *et al.* (1999) propone una concentración de nitritos aceptable de ≤ 1 mg/L, mientras que Clifford (1993) y Gross *et al.* (2004) mencionan que a concentraciones < 0.4 mg/L es tóxico. Con respecto a las aguas ES y EE se

seleccionaron como aguas para modificar su composición iónica y así averiguar si los porcentajes de supervivencia mejoraban, sin embargo, los organismos murieron antes de cumplirse la primera semana; estas dos aguas tuvieron concentraciones de nitritos y nitratos relativamente altas de 2.88 y 0.64, y 63.75 y 108.77 mg/L, respectivamente, o bien que la causa de la mortalidad de los organismos se deba a otro elemento químico que no fue analizado.

Debido a la mortalidad total en las aguas LP, CS y FM a partir de la tercera semana y que se asumió que la causa podría ser los altos niveles de nitritos que se fueron acumulando a lo largo del cultivo, se procedió a realizar un experimento con el agua CS a la cual se le suplemento potasio y magnesio para que tuvieran las concentraciones similares a un agua de mar diluida a la misma salinidad y además realizando recambios del 40 ± 12 % diario con el objetivo de observar si mejoraban los porcentajes de supervivencia y tener un mejor control sobre los niveles de nitritos y así comprobar que las mortalidades de las aguas LP, CS y FM en la tercera prueba se debieran a los altos niveles de nitritos.

En la Figura 23 se observa el comportamiento de la supervivencia conforme pasaron los 28 días de cultivo del agua CS con suplemento de sales y recambios del 40 ± 12 % diarios, en las primeras dos semanas se registró el 100 % de supervivencia, en la siguiente semana bajo a 87.5 ± 12.6 % y así se mantuvo hasta finalizar las 4 semanas. El peso inicial de las postlarvas fue de 13.7 ± 2.1 mg y finalizó con una media de 146.8 ± 5.5 mg, mientras que la tasa de crecimiento específico fue de 8.5 ± 0.3 % y la tasa de crecimiento semanal fue de 33.3 ± 6.3 mg/semana. Además se aprecia en la misma figura el comportamiento del agua CS adicionando sales y con recambios del 5 % diario, donde a partir de la tercera semana se registró la mortalidad de todos los organismos.

Los niveles de nitritos presentaron una tendencia a aumentar con el paso de las semanas; sin embargo, estos fueron menores a los registrados en la tercera prueba donde también se suplementó sales y los recambios fueron bajos (5 %). Con mayores recambios de agua se tuvo un mayor control de este y otros nutrientes y así evitar la mortalidad de los organismos (Tabla 17).

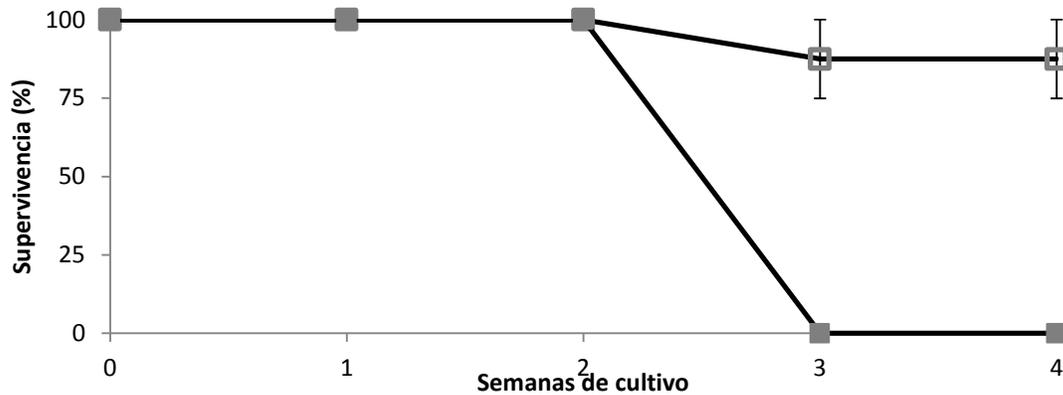


Figura 23. Supervivencia (%) de postlarvas (PL 18) de *L. vannamei* observados durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales y recambios del 40 ± 12 % diario (28 días) en el agua de baja salinidad. Campo Santa Fé (□ CS). Agua con suplemento de sales y recambio del 5% (■ CS).

Tabla 17. Medias y desviaciones estándar de la concentración de NO_2^- (mg/L) en el agua CS durante el desarrollo de la prueba confirmativa con suplemento de sales y recambios del 40% diario.

| Agua | Semanas | | | |
|------|-----------------|-----------------|-----------------|-----------------|
| | 1 | 2 | 3 | 4 |
| CS | 0.09 ± 0.01 | 0.37 ± 0.03 | 1.03 ± 0.02 | 0.97 ± 0.04 |

Considerando los resultados obtenidos en el presente estudio, la metodología propuesta por Saoud *et al.* (2003) para evaluar si un agua de baja salinidad es adecuada para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco *L. vannamei* es aceptable, sin embargo, se proponen algunas modificaciones importantes que se deben seguir para la evaluación de las aguas (Figura 24).

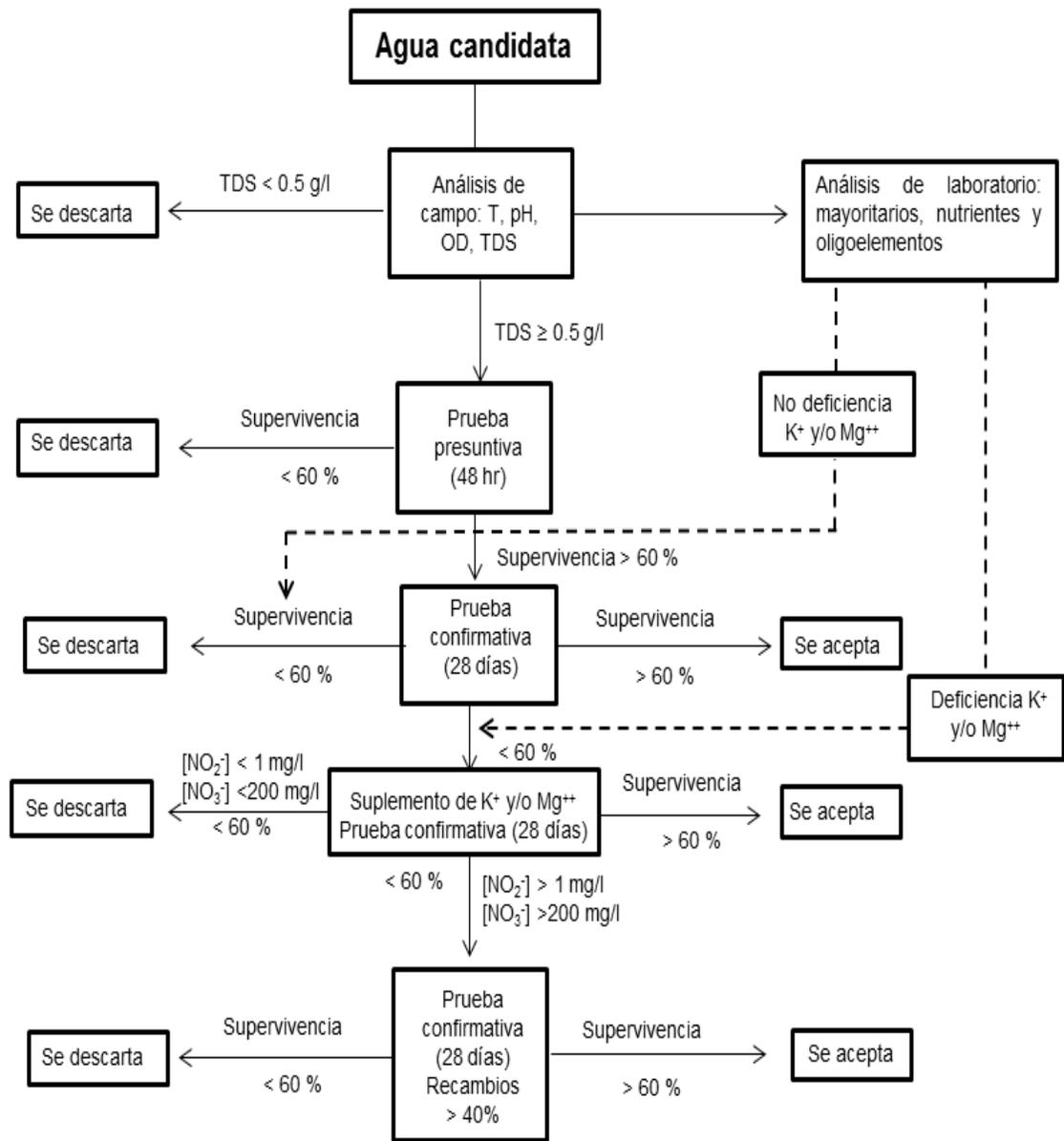


Figura 24. Metodología propuesta para evaluar si un agua de baja salinidad es apta para realizar el cultivo de camarón blanco *L. vannamei* de acuerdo a Saoud *et al.* (2003) y este estudio. Van Wyk *et al.* (1999) recomienda como aceptable $\leq 1\text{mg/L}$ de NO_2^- ; y Lee y Wickins (1997) $< 200\text{ mg/L}$ de NO_3^- para el cultivo de camarón.

8. CONCLUSIONES

1. Las aguas de baja salinidad estudiadas en este trabajo fueron muy variadas en cuanto a la concentración de sólidos disueltos totales, composición y relación iónica, nutrientes y oligoelementos, es por ello que no todas pueden ser usadas directamente para el cultivo de camarón blanco *L. vannamei*.
2. Las aguas de baja salinidad SJ, MO, RS, LC, LP, CS, ES y FM registraron en la prueba presuntiva supervivencias del 77.5 ± 5.0 , 65.0 ± 10.0 , 85.0 ± 10.0 , 92.5 ± 9.6 , 77.5 ± 9.6 , 77.5 ± 9.6 , 85 ± 5.77 y 62.5 ± 5.0 , respectivamente y fueron utilizadas para la prueba confirmativa de 28 días por presentar supervivencias arriba del 60%. Mientras que las aguas TR, GL, UT, NO, VJ, CH, CC, HZ, RC, DC, CN, IP, EE, ER y IP se descartaron para la prueba confirmativa por registrar supervivencias <60%.
3. Los niveles de potasio en las aguas de baja salinidad presentaron una correlación positiva significativamente directa ($p=0.015$, $r = 0.5122$) con la supervivencia, pero no con los niveles de magnesio; por lo que esto indica que el potasio es clave para explicar la variabilidad de la supervivencia en dichas aguas.
4. El agua LC fue la mejor candidata para realizar el cultivo de camarón *L. vannamei* debido a que el porcentaje de supervivencia en la prueba confirmativa fue de 92.5 ± 9.6 % y en la prueba confirmativa de 87.5 ± 9.6 % con un peso final de 201.3 ± 86.2 mg a los 28 días; así mismo, se observó una tasa de crecimiento específico y una tasa de crecimiento de 8.4 ± 0.2 % y 47.5 ± 3.2 mg/semana.
5. Las aguas RS, MO, SJ en la prueba confirmativa sin suplemento de sales registraron supervivencias < 50% y pesos promedios individuales finales de 164.9 ± 86.2 , 133.4 ± 39.1 y 193.4 ± 86.2 miligramos, respectivamente.

6. Las variables fisicoquímicas (temperatura, oxígeno disuelto y pH) en las diferentes aguas de baja salinidad y las aguas de control estuvieron dentro de los intervalos recomendados para el cultivo de *L. vannamei* en las distintas pruebas que se realizaron. Los niveles de nitritos fueron aumentando conforme pasaron los días de cultivo en todas las aguas y los controles pero en diferente proporción, esto debido a que algunas aguas desde el inicio tenían concentraciones mayores de nitritos que otras aguas. Las concentraciones de nitritos en la mayoría de las aguas al finalizar las pruebas estuvieron por arriba de la concentración máxima recomendada para *L. vannamei*; en cuanto a los niveles de nitratos y amonio total estuvieron por debajo de las concentraciones máximas recomendadas para el cultivo.
7. Al suplementar sales grado alimenticio a las aguas de baja salinidad que presentaron una deficiencia de potasio y/o magnesio, LP, CS y FM, se registró el 100% de supervivencia en las primeras dos semanas con tasas de crecimiento de 82.0 ± 17.1 , 55.2 ± 44.2 y 72.0 ± 3.7 mg/semana, respectivamente; siendo mayores a la prueba donde no se suplementaron sales. Sin embargo, a partir de la tercera semana se registró la mortalidad total de los organismos.
8. De acuerdo a los resultados de supervivencia, crecimiento y composición química podemos clasificar las aguas de baja salinidad de la siguiente manera:
 - a) Aguas que se rechazan automáticamente por presentar supervivencias < 60% en la prueba presuntiva y que además la concentración de sólidos disueltos totales es <0.5 g/L: TR, GL, UT, VJ, CH, CC, HZ, RC, DC, CN, IP, EE y ER.
 - b) Aguas que registraron una supervivencia >60 % en la prueba presuntiva y < 60 % en la confirmativa además presentaron deficiencia de potasio y/o magnesio; son aguas que se pueden usar para realizar el cultivo de

camarón siempre y cuando se suplemente sales para compensar la deficiencia: LP, CS y FM.

- c) Y aguas que presentaron >60% de supervivencia en la prueba presuntiva y la prueba confirmativa y donde las tasas de crecimiento fueron similares al agua control; son aguas que pueden ser usadas para realizar el cultivo de camarón sin necesidad de modificar su composición química: LC.

9. BIBLIOGRAFIA

- Anônimo. (2010). SKALAR SAN^{plus} ANALYZER. Publication No. 0101022C.US.
- Araneda, M., Pérez, E., Gasca, E. (2008). White shrimp *Penaeus vannamei* culture in freshwater at three densities: conditions state based on length and weight. *Aquaculture* 283: 13-18.
- Arellano, E. (1993). Guías técnicas en el cultivo de larvas de camarón. En: Calderon J & S Sonnenholzner (eds). En memoria de Edgar Arellano. Once años dedicados a la investigación y desarrollo de la acuicultura en el Ecuador 1: 1- 231. CENAIM, Guayaquil, Ecuador.
- Armienta, M.A., Zamora, V., Juárez, S.F. (1987). Manual para el Análisis Químico de Aguas Naturales, en el Campo y en el Laboratorio: México D.F., Instituto de Geofísica, Universidad Nacional autónoma de México, Comunicaciones técnicas, Serie Docencia y Divulgación No. 4, 83.
- Armstrong, D.A., Stephenson, J.J., Knight, A. (1976). Acute toxicity of nitrite of the giant Malasyan prawn *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture* 9: 39-46.
- Balbi, F., Rosas, J., Velásquez, A., Cabrera, T., Maneiro, C. (2005). Aclimatación a baja salinidad de camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) provenientes de criaderos comerciales. *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 40:109-115.
- Bardach E.J., McLarner, O.W., Ryther, H.J. (1986). *Acuicultura. Crianza y Cultivo de Organismos Marinos y de Agua Dulce*. 1a ed. A.G.T. Editor S.A. México D.F. 780.
- Boyd, C.E. (1989). Water quality management and aeration in shrimp farming. *Fisheries and Allied Aquacultures Departmental Series, Vol.II*. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Auburn, Al., USA.
- Boyd, C.E. (2001). Inland shrimp farming and the environment. *World Aquaculture* 32:10-12.
- Boyd, C.E. (2002). Standardize terminology for low salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate* 7: 58-59.

- Boyd, C.E. (1990). Water quality in Ponds for Aquaculture. Alabama: Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, 482.
- Boyd, C.E., Fast, A.W. (1992). Pond Monitoring and Management. p. 497-513. *In Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Arlo W. Fast and L. James Lester (Editors). Amsterdam: Elsevier, 862. (Developments in Aquaculture and Fisheries Science, Vol. 23).
- Boyd, C.E., Thunjai, T., Boonyaratpalin, M. (2002). Dissolved salts in water for inland low- salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate* 5:40-45.
- Boyd, C. E., Thunjai, T. (2003). Concentrations of major ions in water of inland shrimp farms in China, Ecuador, Thailand and the United States. *Journal World Aquaculture Society* 34:524-532.
- Campbell, J.M. (1973). Nitrogen excretion. *In: Prosser, C.L. (Ed.). Comparative Animal Physiology*. Third edition. W.B. Sanders, Philadelphia, U.S.A. 279-315.
- Castañeda, N. (2004). Percepción del impacto de la acuicultura en el bienestar social local. Taller Revisión del Estudio Relaciones entre Acuicultura y Salud Humana. Mazatlán, Sinaloa México. Disponible en la Página de la Red Mundial:http://www.crc.uri.edu/download/33_Mzt_2004_Casteneda_rev.pdf (Consultado el 29 de Abril, 2011).
- Castille, F.L., Lawrence, A.L. (1981). The effect of salinity on the osmotic, sodium and choride concentrations in the hemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Panaeus*. *Comparative Biochemistry and Physiology. Part A: Physiology* 68: 75-80.
- Cheng, K.M., Hu, C.Q., Liu, Y.N., Zheng, S.X., Qi, X.J. (2005). Effects of dietary calcium, phosphorus and calcium/phosphorus ratio on the growth and tissue mineralization of *Litopenaeus vannamei* reared in low-salinity water. *Aquaculture* 251:472-783.
- Chen, J.C., Chen, S.F. (1992). Effects of nitrite on growth and molting of *Penaeus monodon* juveniles. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 101 C: 453–458.

- Chen, J.C., Cheng, S.Y. (1995). Changes of oxyhemocyanin and protein levels in the hemolymph of *Penaeus japonicus* exposed to ambient nitrite. *Aquatic Toxicology* 33: 215-226.
- Chen, J.C., Cheng, S.Y. (1996). Hemolymph osmolality, acid base balance, and ammonia excretion of *Penaeus japonicus* Bate exposed to ambient nitrite. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 30: 515-155.
- Cheng, S.Y., Chen, J.C. (1998). Effects of nitrite exposure on the haemolymph electrolyte, respiratory protein and free amino acid levels and water content of *Penaeus japonicus*. *Aquatic Toxicology* 44:129-139.
- Clesceri, L.S., Greenberg, A.E., Trussell, R.R., Editors. 1989. Standards methods for the examination of water and wastewater, 17th edition. DHAAWWA. WPCCK. Washington D.C.
- Clifford, H.C. (1993). El manejo de estanques camaroneros. Camarón 94'. Seminario Internacional del Cultivo de Camarón, Mazatlán Sinaloa, México. 27.
- Collins, A., Russell, B., A., Hoang, T. (2005). Inland prawn farming: Studies into the potential for inland marine prawn farming in Queensland. Queensland, Australia: Queensland Government. Department of Primary Industries and Fisheries, 79.
- Colt, J.E. y Armstrong, D.A. (1981). Nitrogen toxicity to crustaceans, fish and molluscs. Proceedings of the Bio-Engineering Symposium for Fish Culture. Fish Culture Section of the American Fisheries Society (FCS Publ. 1): 34-47.
- Cunningham, L. (2005). Assessing the contribution of aquaculture to food security: a survey of methodologies. FAO Fisheries Circular 1010. Roma. 25.
- Dall, W., Hill, B.J., Rothlisberg P.C., Sharples, D.J. (1990). Osmotic and Ionic Regulation. En: Blaxter J.H.S y Southward A.J. (Eds.), Vol. 27, Academic Press N.Y. 203-211.
- Da Silva, S.S. 2000. A global perspective of aquaculture in the third millennium. 51-100. En: Conference on aquaculture in the third millennium. February 20-25. 2000. Bangkok, Thailand. NACA-FAO.

- Davis, D.A., Boyd, C.E., Rouse, D.B. (2005). Effects of potassium, magnesium and age on growth and survival of *Litopenaeus vannamei* post-larvae reared in inland low salinity well waters in West Alabama. *Journal of the World Aquaculture Society* 36: 416-419.
- Davis, D.A., Saoud, I.P., McGraw, W.J., Rouse, D.B. (2002). Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared in inland low salinity waters. Pages 73-94 in Cruz-Suarez L.E., D. Richque-Marie, M. Tapia-Salazar, M.G. Gaxiola-Cortes and N. Simoes eds., *Avances en Nutrición Acuícola, Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola, 3 al 6 de septiembre del 2002, Cancún, Quintana Roo, México.*
- Davis, D.A., Samocha, T.M., Boyd C.E. (2004). Acclimatation pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*, to inland, low-salinity waters. *Southern regional Aquaculture Center Publication* 2601.
- Esparza-Leal, H.M., Ponce-Palafox, J.T., Valenzuela-Quiñónez, W., Cabanillas – Beltrán, H., Arredondo-Figueroa, J.L. (2009). The effect of low salinity water with different ionic composition on the growth and survival of *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) in intensive culture". *Journal Applied Aquaculture*. 21: 215–227.
- Esparza-Leal, H.M., Ponce-Palafox, J.T., Aragón-Noriega, E., Arredondo-Figueroa, J.L., García-Ulloa, M., Valenzuela-Quiñónez, W. (2009). Growth and performance of the whiteleg shrimp *Penaeus vannamei* (boone) cultured in low-salinity water with different stocking densities and acclimation times. *Aquaculture Research* 41: 878-883.
- Esparza-Leal, H.M., Ponce-Palafox, J.T., Valenzuela-quiñónez, W., Arredondo-Figueroa, J.L., García-Ulloa M. (2010). Effects of density on growth and survival of juvenile pacific white shrimp, *Penaeus vannamei*, reared in low-salinity well water. *Journal of the World Aquaculture Society*. 41: 648-654.
- Fast, A.W., Lester, L.J. (1992). *Marine shrimp culture: principles and practice*. *Aquaculture & Fisheries Science* 23: 862.
- FAO. (2004). Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratorios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en

- América Latina. *FAO Documento Técnico de Pesca*. No. 450. Roma, FAO. 2004. 66p
- FAO. (2011). The State of World Fisheries and Aquaculture 2010 (SOFIA 2010). <http://www.fao.org/docrep/013/i1820e/i1820e00.htm> (consultado en la red mundial en noviembre 2011).
- Fernado, C.H., Halwart, M. (2000). Possibilities for the integration of fish farming into irrigation systems. *Fisheries Management and Ecology* 7: 45-54.
- Ferraris, R.P., Parado-Esteba, F.D., Ladja, J.M., De Jesús, E.G. (1986). Effect of salinity on the osmotic, chloride, total protein and calcium concentrations in the hemolymph of the prawn *Penaeus monodon* (Fabricius). *Comparative Biochemistry and Physiology. Parte A: Physiology* 83: 701-708.
- Flaherty, M., Szuster, B., Miller, P. (2000). Low salinity inland shrimp farming in Thailand. *Ambio* 29: 174-179.
- Fielder, D. S., Bardsley, W. J., Allan, G.L. (2001). Survival and growth of Australian snapper, *Pagrus auratus*, in saline groundwater from inland New South Wales, Australia. *Aquaculture* 201 (1-2), 73-90.
- Frías-Espéricueta, M.G., Harfush-Meléndez, M., Páez-Osuna, F. (2000). Effects of ammonia on mortality and feeding of postlarvae shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 65: 98-103.
- GESAMP. 1996. Monitoring the ecological effects of coastal aquaculture wastes. IMO/FAO/Unesco-IOC/WMO/WHO/IAEA/UN/UNEP, Joint Group of Experts on the Scientific Aspects of Marine Environmental Protection. Rep. Stud. GESAMP. FAO, Roma. 57: 38 .
- Gilles, R. (1975). Mechanisms of ion and osmoregulation, en: Kine, O. (editor). *Marine Ecology*. John Wiley & Sons, New York, 259-337.
- Gross A., Abutbul, S., Zilberg, D. (2004). Acute and chronic effects of nitrite on white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, culture in low-Salinity brackish water. *Journal of the World Aquaculture Society* 35: 315-321.

- Gullian, M., Aramburu, C., Lope, R. (2010). Viability of culturing pink shrimp *Farfantepenaeus duorarum* in low-salinity groundwater from the Yucatán Peninsula (SE, México). *Aquaculture* 302: 202-207.
- Ingram, B.A., Gooley, G.J., Mckinnon, L.J. (2000). Aquaculture-agriculture systems integration: an Australian prospective. *Fisheries Management and Ecology* 7: 33-43.
- Israngkura, A., Sae-Hae, S. (2002). A review of the economic impacts of aquatic animal disease. 253-286. En: Primary aquatic animal health care in rural, small-scale, aquaculture development. (Arthur, J.R., Phillips, M.J., Subasinghe, R.P., Reantaso, M.B. y MacRae, I.H., Eds.) FAO Fish. Tech. Pap. No. 406. 382.
- Koshio, S., Teshima S., Kanazawa, A., Watase, T. (1993). The effects of dietary protein content on growth, digestion efficiency and nitrogen excretion of juvenile kuruma prawns, *Penaeus japonicas*. *Aquaculture* 113: 101-114.
- Laramore, S., Rolland, C., Scarpa, J. (2001). Effect of low salinity on growth and survival of the Pacific white shrimp *Penaeus vannamei*. *Journal of World Aquaculture Society* 32: 385-392.
- Lawrence, A., Lee, P. (1997). Research in the Americas. En: D' Abramo L, D Conklin & D. Akiyama (eds) *Crustacean Nutrition*. The World Aquaculture Society 566-587.
- Lee, D., Wickins, J.F. (1997). Cultivo de Crustáceos. *Acribia*, S. A. Zaragoza-España. 449.
- Lin, Y.C., Chen, J.C. (2003). Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture* 224: 193-201.
- Liu, L., Zhuang, D., Liu, B., Shi, Y., Edgar, J.H., Rajasingam, S., Kuball. (2001). Characterization of Aluminum Nitride Crystals Grown by Sublimation. *Physica Status Solidi* 188: 769-773.
- Lockwood, A.P.M. (1976). Physiological adaptation to life in estuaries. En: Newel, R.C. (Ed). *Adaptation to Environment*. Butterworth & Co London. 315-391.

- Lucu, C., Towle, D.W. (2003). $\text{Na}^+ + \text{K}^+$ - ATPase in gills of aquatic crustacean. Comparative Biochemistry and Physiology. Part. A: Molecular & Integrative Physiology 135: 195-214.
- Mantel, L.H., Farmer, L.L. (1983). Osmotic and Ionic Regulation. En: Bliss D.E. (Ed). The Biology of Crustacea, Vol. 5, Academic Press, N.Y. U.S.A. 53-161.
- Masser, M.P., Rakocy, J., Losordo, T.M. (1999). Recirculating aquaculture tank production systems: management of recirculating systems. Southern Regional Aquaculture Center 452: 1-11.
- Mariscal-Lagarda, M., Páez-Osuna, F., Esquer-Méndez J.L., Guerrero-Monroy, I., Félix-Gastelum, R. (2012). Integrated culture of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum Mill*) with low salinity groundwater: management and production. Aquaculture 366: 76–84.
- Martínez-Córdova, L.R. (1999). Cultivo de Camarones Peneidos. Principios y Prácticas. A.G.T. Editor, México, D.F. 283.
- Martínez-Córdova, L.R, Martínez-Porchas, M., Cortés-Jacinto, E. (2009). Camaronicultura mexicana y mundial: ¿actividad sustentable o industria contaminante? Revista. Internacional de Contaminación Ambiental 25: 181-196.
- McGraw W., Davis D., Teichert-Coddington D., D. Rouse. (2002). Acclimation of *Litopenaeus vannamei* postlarvae to low salinity: Influence of age, salinity, endpoint, and rate of salinity reduction. Journal of World Aquaculture Society 33: 78-84.
- McGraw, W., Scarpa, J. (2002). Determining ion concentrations for *Litopenaeus vannamei* culture in freshwater. Global Aquaculture Advocate 5: 36.
- McGraw, W. J., Scarpa, J. (2004). Mortality of freshwater-acclimated *Litopenaeus vannamei* associated with acclimation rate, habituation period, and ionic challenge. Aquaculture 236: 285-296.
- McIntosh, D., Fitzsimmons, K. (2003). Characterization of effluent from an inland, low salinity shrimp farm: what contribution could this water make if use for irrigation. Aquacultural Engineering 27: 147-156.

- McNelvin, A.A., Boyd, C.E., Silanpajarn, K. (2004). Ionic supplementation of pond waters for inland culture of marine shrimp. *Journal of the World Aquaculture Society* 35: 460-467.
- Millán-Almaraz, M.I. (2013). Evaluación del uso de las aguas superficiales y de acuíferos del Noroeste de México para el cultivo de camarón (*L. vannamei*) a través de su caracterización química: iones mayoritarios, nutrientes y oligoelementos. Tesis de Maestría, Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, 126.
- Moreira de Souza, D., Madeiros-Suita, S., Leivas-Leite, F.P., Romano, L.A., Wasielesky, W., Cupertino-Ballester, E.L. (2011). The use of probiotics during the nursery rearing of the pink shrimp *Farfantepenaeus brasiliensis* (Latreille, 1817) in a zero exchange system. *Aquaculture Research* 1-10.
- Moss M.S, Arce M.S., Argue J.B., Ootshi A.C., Calderon O.R.F., Tacon J.G.A. (2001). Greening of the blue revolution: efforts toward environmentally responsible shrimp culture, Proceedings of the special session on sustainable shrimp culture, Baton Rouge, USA. 1-19.
- Moss, M.S. (2002). Marine shrimp farming in the western hemisphere: Past problems, presents solutions and future visions. *Fisheries Science* 10: 1-20.
- Muir, P.R., Sutton, D.C., Owens, I. (1991). Nitrate toxicity to *Penaeus monodon* protozoa. *Marine Biology* 108: 67-71.
- Nunes, A., Velasquez, C. (2001). Low-salinity, inland shrimp culture in Brazil and Ecuador: economic, disease issues move farms away from coasts. *The Global Aquaculture Advocate* 4: 62-64.
- Olin P., Garcia, C. (2002). Freshwater trial white *Litopenaeus vannamei* leads to further stocking in Panama. *Global Aquaculture Advocate* 5: 39.
- Páez-Osuna, F., Ruíz-Fernández A.C. (2001). La Calidad del Agua en la Camaronicultura: Conceptos, Manejo y Normatividad en: Camaronicultura y Medio Ambiente, (F. Paéz-Osuna Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448.
- Páez-Osuna, F., Gracia-Gasca, A., Flores-Verdugo, F., Lyle-Fritch, M.L., Alonso-Rodríguez, R., Roque, A., Ruiz-Fernández, A.C. (2003). Shrimp aquaculture

- development and the environment in the Gulf of California ecoregion. *Marine Pollution Bulletin* 46: 806-815.
- Palacios, E., Racotta, I.S. (2007). Salinity stress test and its relation to future performance and different physiological responses in shrimp postlarvae. *Aquaculture* 268: 123-135.
- Paz, P.E., Roy, L.A., Davis, D.A., Quintero, H.E. (2011). Survival of postlarval *Litopenaeus vannamei* following acclimation to low salinity waters at different temperatures. *Journal of the World Aquaculture Society* 42: 575-279.
- Péqueux, A. (1995). Osmotic regulation in crustaceans. *Journal of Crustacean Biology* 15: 1-60.
- Pillay, T.V.R., Kutty, M.N. (2005). *Aquaculture: principles and practices* (2a ed.). Wiley-Blackwell, London. 640.
- Ponce-Palafox, J., Martínez-Palacios, C.A., Lindsay, G.R. (1997). The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. *Aquaculture* 157: 107-115.
- Porubcan, R.S. (1996). Control de *Vibrio* y virus en la acuicultura de camarón: últimos desarrollos en el manejo de estanquería y ecología microbiana. Mem. 3er Simp. Int. Nutr. Acuic. 11 al 13 de noviembre de 1996, UANL, Monterrey, Nuevo León, México.
- Re, A.D., Díaz, F., Sierra, E., Gómez-Jiménez, S. (2004). Consumo de oxígeno, excreción de amonio y capacidad osmorreguladora de *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson) expuesto a diferentes combinaciones de temperatura y salinidad. *Ciencias Marinas* 30: 443-453.
- Robertson, J.D. (1960). Osmotic and ionic regulation. En: Waterman, T.H. (Ed). *The Physiology of Crustacea*, Vol. 1, Academic Press, N.Y. USA: 317-339.
- Roy, L.A., Davis, D.A., Saoud, I.P., Henry, R.P. (2007). Effects of varying levels of aqueous potassium and magnesium on survival, growth, and respiration of the Pacific whiteshrimp, *Litopenaeus vannamei*, reared in low salinity waters. *Aquaculture* 262: 461- 469.
- Roy, L.A., Davis, D.A., Saoud, I.P., Boyd, C.A., Pine, H.J., Boyd, C.E. (2010). Shrimp culture in inland low salinity waters. *Aquaculture* 2: 191-208.

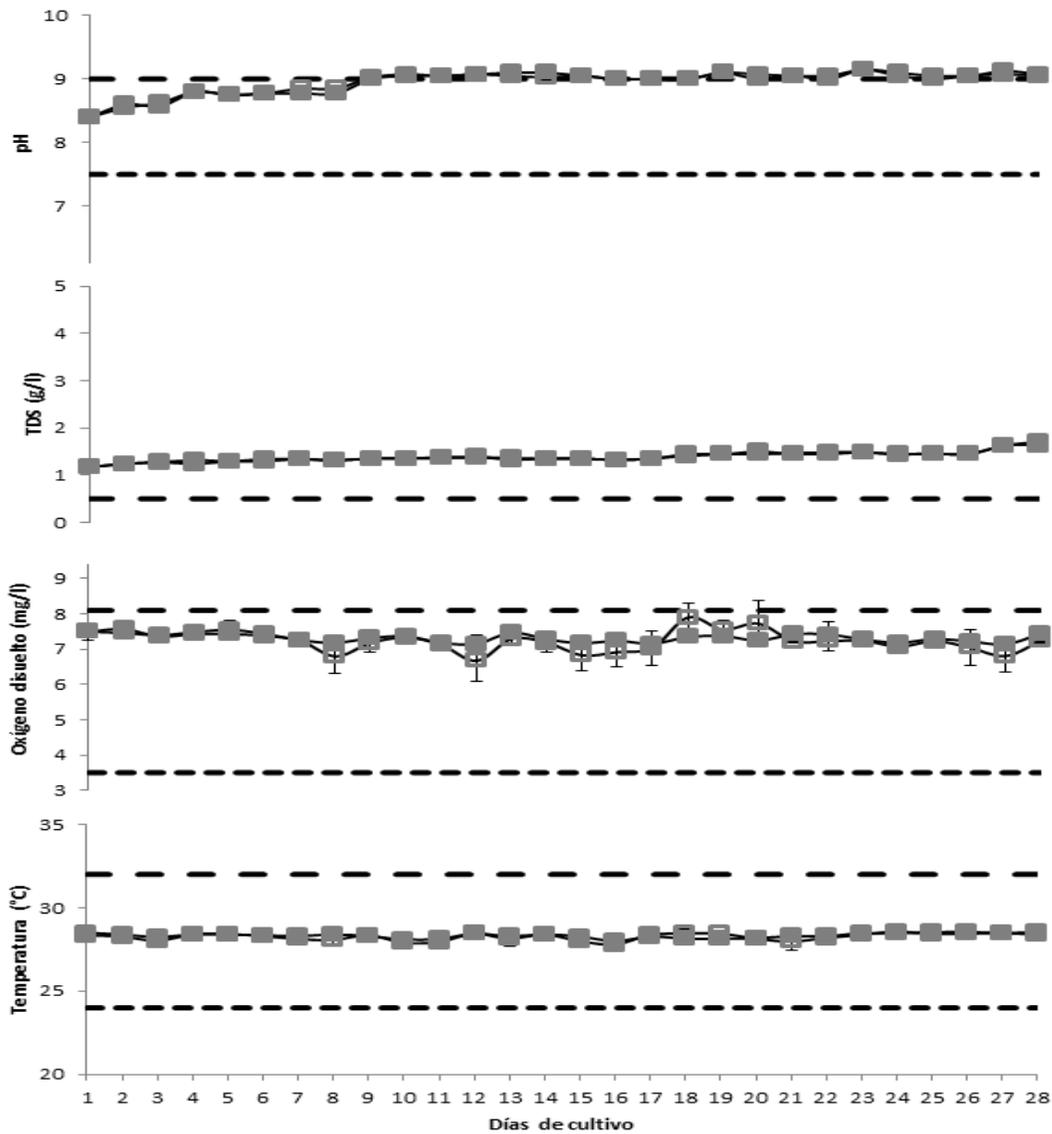
- Russo, R.C., Thurston, R.V., Emerson, K. (1981). Acute toxicity of nitrate to rainbow trout (*Salmo gairdneri*): effects of pH, nitrite species, and anion species. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 38: 387-393.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Pooser, D. (1998). Growth and survival of juvenile *Penaeus vannamei* in low salinity water in a semi-closed recirculating system. *The Israeli Journal of Aquaculture* 50: 55-59.
- Samocha, T.M., Hamper, L., Emberson, C.R., Davis, A.D., McIntosh, D., Lawrence, A.L., Van Wyk, P.M. (2004). Production of the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in high-density greenhouse enclosed raceways using low salinity ground water. *Journal of Applied Aquaculture* 15: 1-19.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Collins, C.A., Castille, F.L., Bray, W.A., Davies, C.J., Lee, P.G., Wood, G.F. (2004). Production of the Pacific White shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in high-density Greenhouse-enclosed raceways using low salinity groundwater. *Journal of Applied Aquaculture* 15: 1-19.
- Saoud, I.P., Davis, D.A., Rouse, D.B. (2003). Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture* 217: 373-383.
- Solorzano, L. (1969). Determination of ammonia in natural waters by the phenolhypochlorite method. *Limnol. Oceanogr.* 14: 799-801.
- Sowers A.D., Young, S.P., Isely, J.J., Browdy, C.L., Tomasso Jr, J.R. (2004). Nitrite toxicity to *Litopenaeus vannamei* in water containing low concentrations of sea Salt or mixed salts. *Journal of the World Aquaculture Society* 35: 445-451.
- Sowers, A.D., Tomasso Jr, J.R. (2006). Production characteristics of *Litopenaeus vannamei* in low-salinity water augmented with mixed salts. *Journal of the World Aquaculture Society* 37: 214-217.
- Stern, S., Daniels, H., Letellier, E.I. (1990). Tolerance of post larvae and juvenile *Penaeus vannamei* to low salinity. *in World Aquaculture '90*, Halifax, Nova Scotia, Canada, Ottawa, Canada. Abstract.

- Stewart, J. (1997). Environmental impact of aquaculture. *World Aquaculture*. 28 (I): 47-52.
- Stickney, R.R. 1994. Principles of aquaculture. John Wiley, New York. 502.
- Strickland, J.D.H., Parsons, T.R. (1972). A Practical Handbook of Seawater Analysis. Bulletin 167 (2ª edición). Fisheries Research Board of Canada.
- Stickney, R.R. (1994). Principles of Aquaculture. John Wiley, New York. 502.
- Tacon, A.G.J. (2000). Increasing the contribution of aquaculture for food security and poverty alleviation. 101-106. En: Conference on aquaculture in the third millennium. February 20-25. 2000, Bangkok. NACA-FAO. Bangkok.
- Tahon, J.P., Van Hoof, D., Vinckier, C., Witters, R., Deley, M., Lontie, R. (1988). The reaction of nitrite with the haemocyanin of *Astacus leptodactylus*. *Biochemical Journal* 249: 891-896.
- Tamayo, A.M. (1998). Camarón blanco en agua dulce: una nueva opción. Pages 206-212 in: II Simposium Internacional de Acuicultura. Mazatlán, Sinaloa, México.
- Tsai, C.K. (1990). Water quality management. 56-63. En: D. M. Akiyama (Ed.). Proc. South East Asia Shrimp Management Workshop. Philippines. Soybean Ass.
- Tidwell, J.H., Allan G.L. (2001). Fish as food: aquaculture's contribution: Ecological and economic impacts and contributions of fish farming and capture fisheries. *Europ. Mol. Biol. Org. EMBO Rep.* 2: 958-963.
- Van Wyk, P., Davis-Hodkings, M., Laramore, C.R., Main, K.L., Mountain, J., Scarpa, J. (1999). Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems. FDACS contract #4520 documents. Florida Department of Agriculture and Consumer Services. Tallahassee, Florida, USA.
- Van Wyk, P., Scarpa, J. (1999). Water quality requirements and management in farming marine shrimp in recirculating freshwater systems. Harbour Branch Oceanic Institution. Department of Agriculture and Consumer Services, Florida. 20.

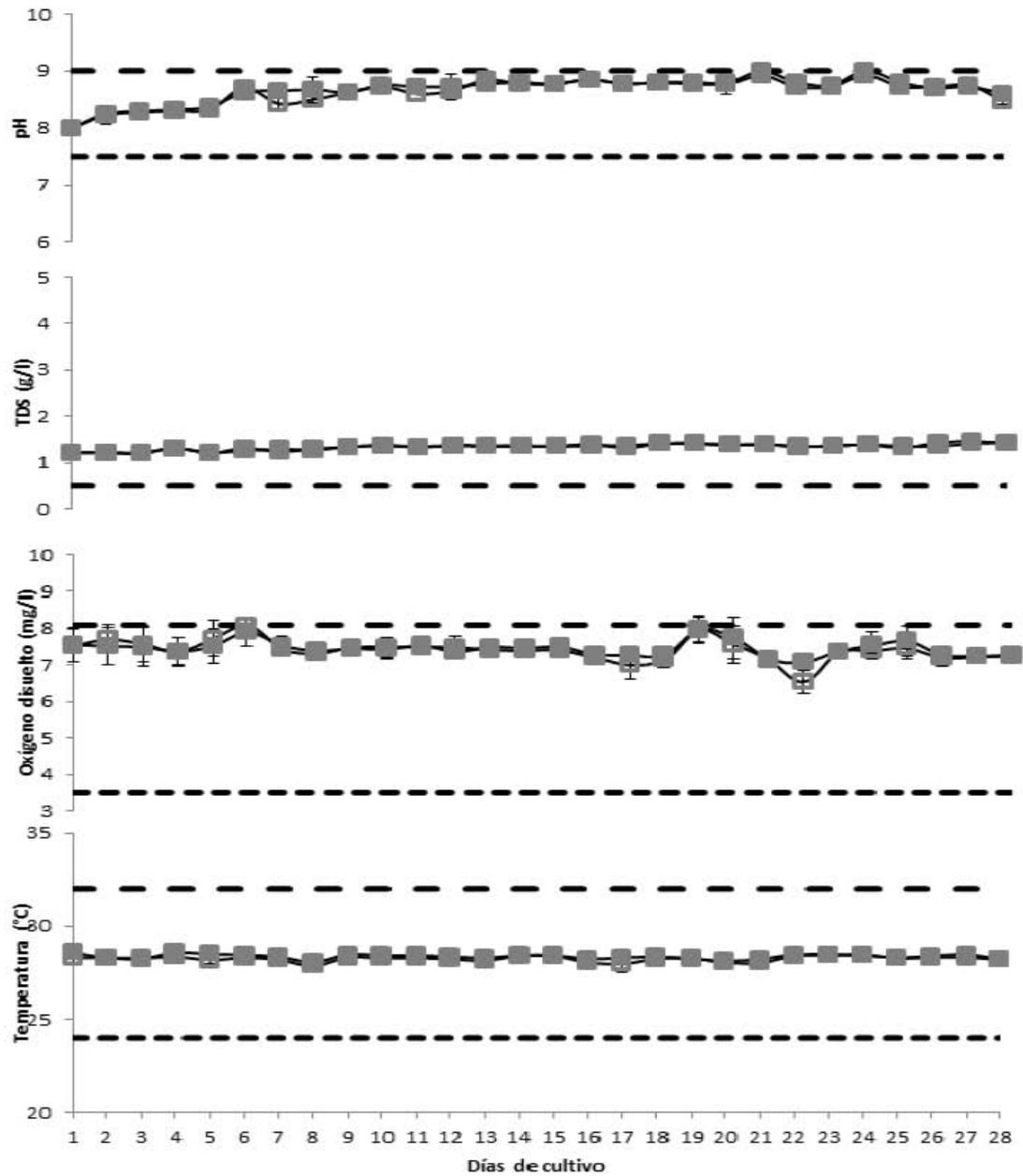
- Valdez G., Díaz, F., Re, A.D., Sierra, E. (2008). Efecto de la salinidad sobre la fisiología energética del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone). *Hidrobiológica* 18: 105-115.
- Wang, J.K. (2003). Conceptual design of a microalgae-based recirculating oyster and shrimp system. *Aquacultural Engineering* 28: 37-46.
- Wickins, J.F. (1976). The tolerance of warm-water prawns to recirculated water. *Aquaculture* 9: 19-37.
- Zar, J. (1984). *Biostatistical Analysis*. Prentice Hall. New Jersey. 717.
- Zhu, C., Dong, S.L., Wang, F., Huang, G. (2004). Effects of Na/K ratio in seawater on growth and energy budget of juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*. 234: 485-496.
- Zhu, C., Dong, S.L., Wang, F. (2006). The interaction of salinity and Na/K ratio in seawater on growth, nutrient retention and food conversion of juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Journal of Shellfish Research* 25: 107-112.

ANEXOS

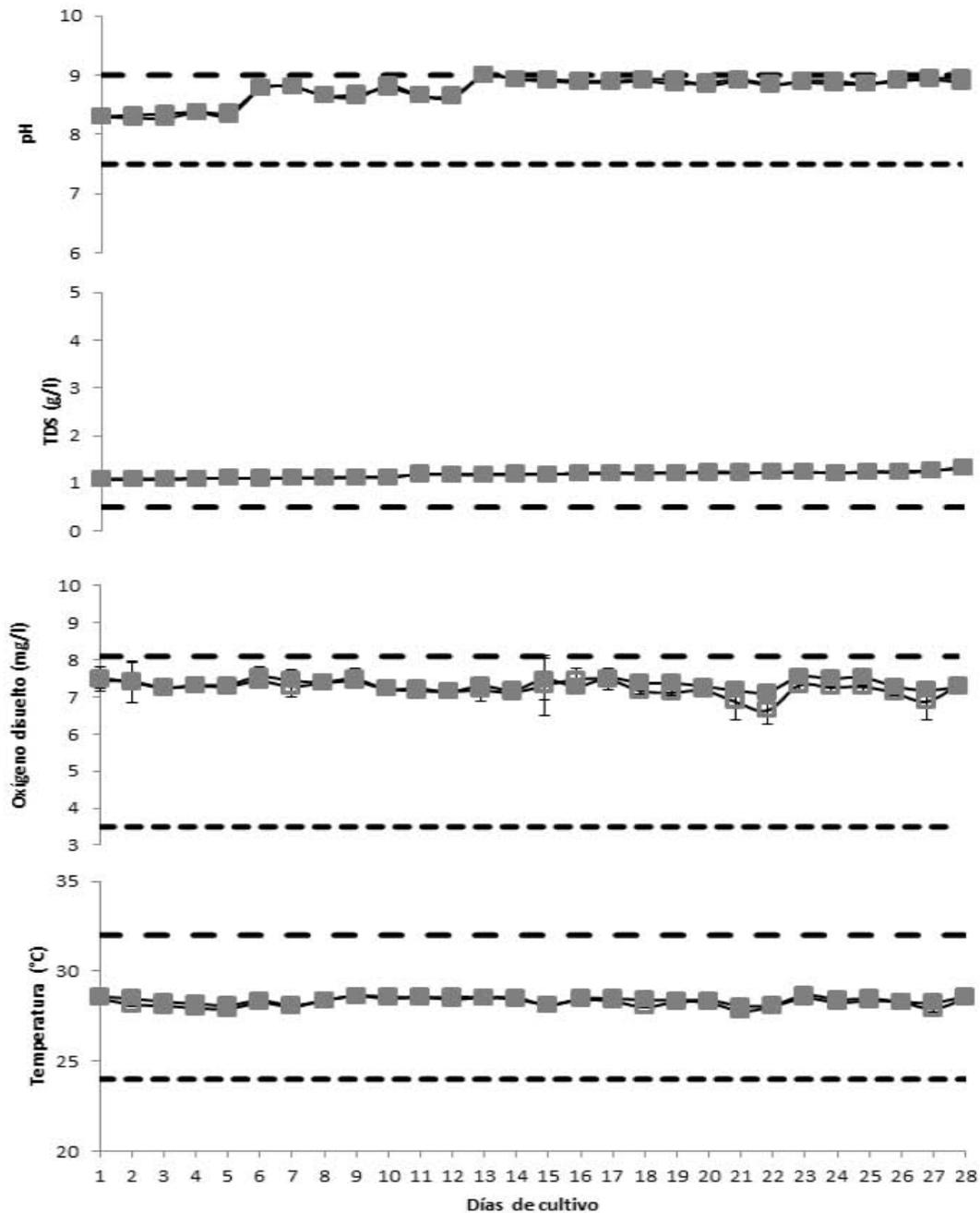
Anexo 1. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua SJ (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



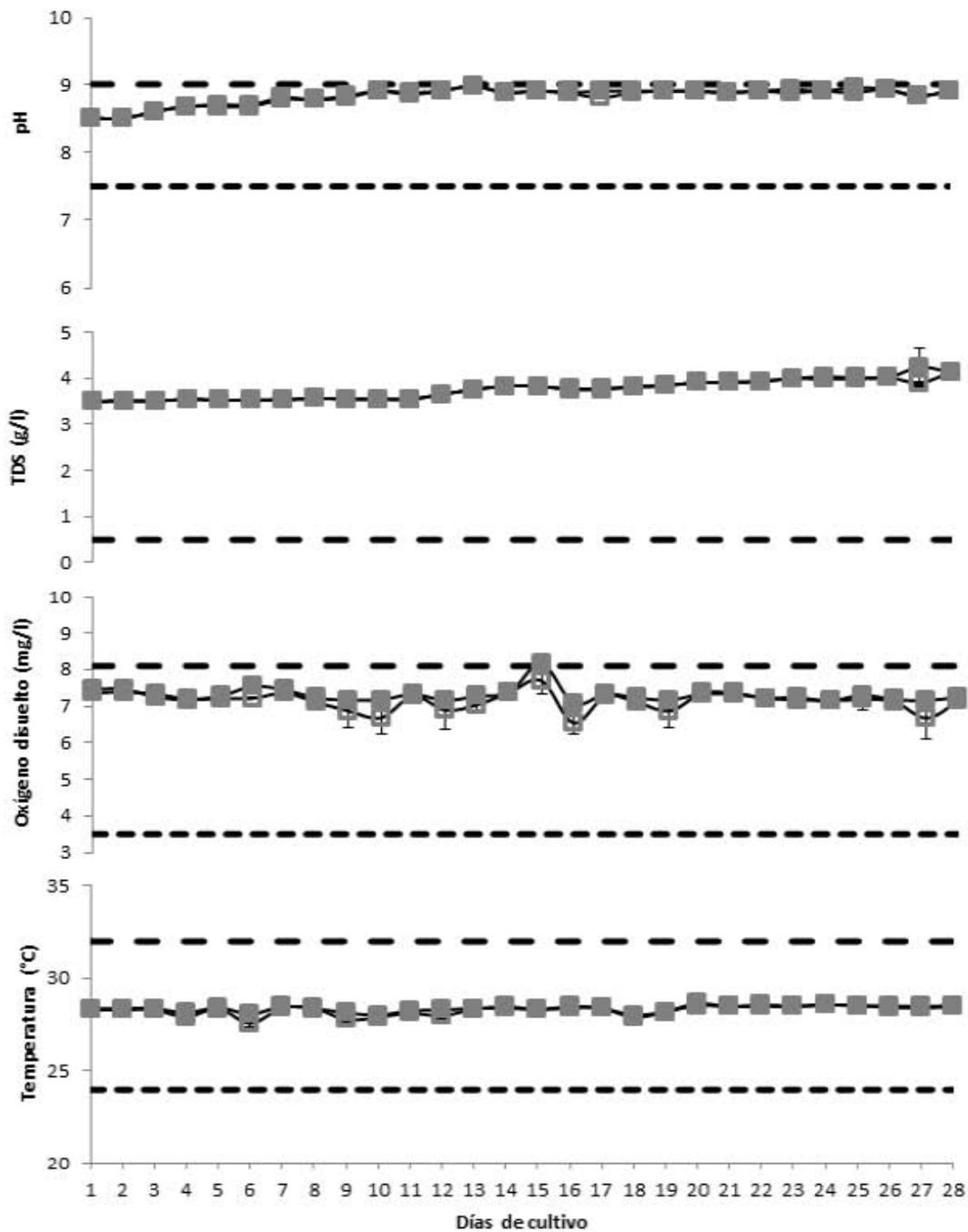
Anexo 2. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua MO (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (— —) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



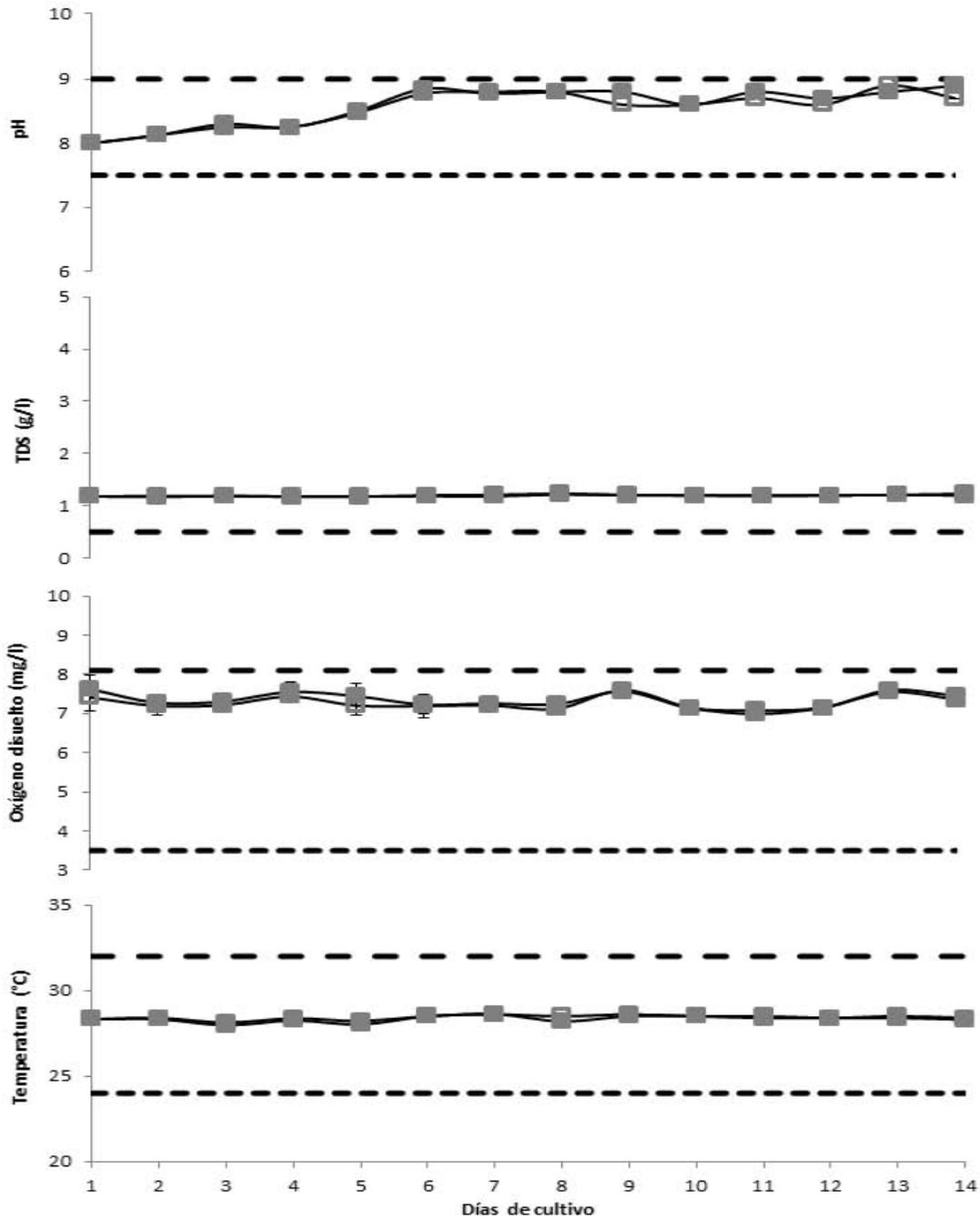
Anexo 3. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua RS (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (— —) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



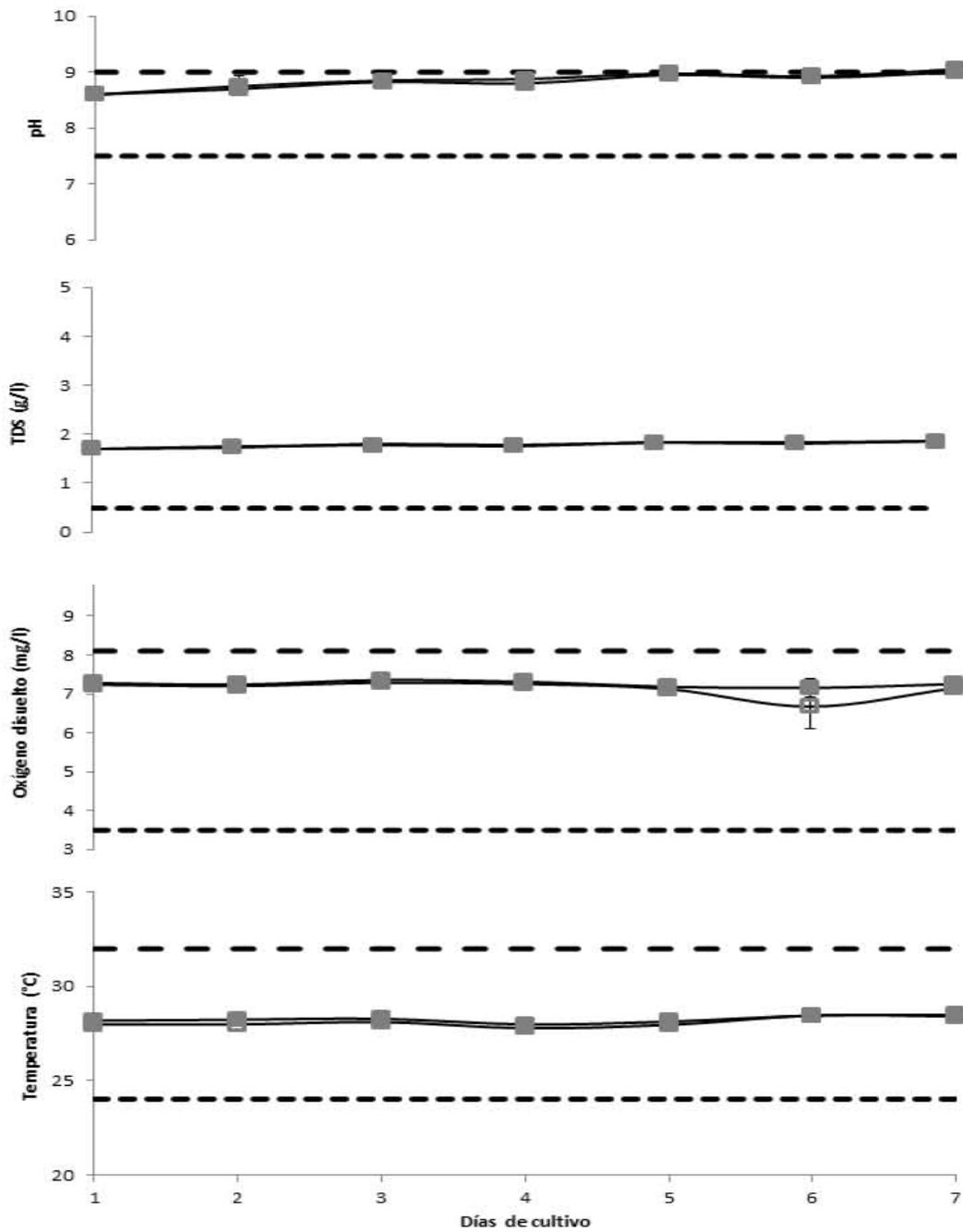
Anexo 4. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/l), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua LC (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



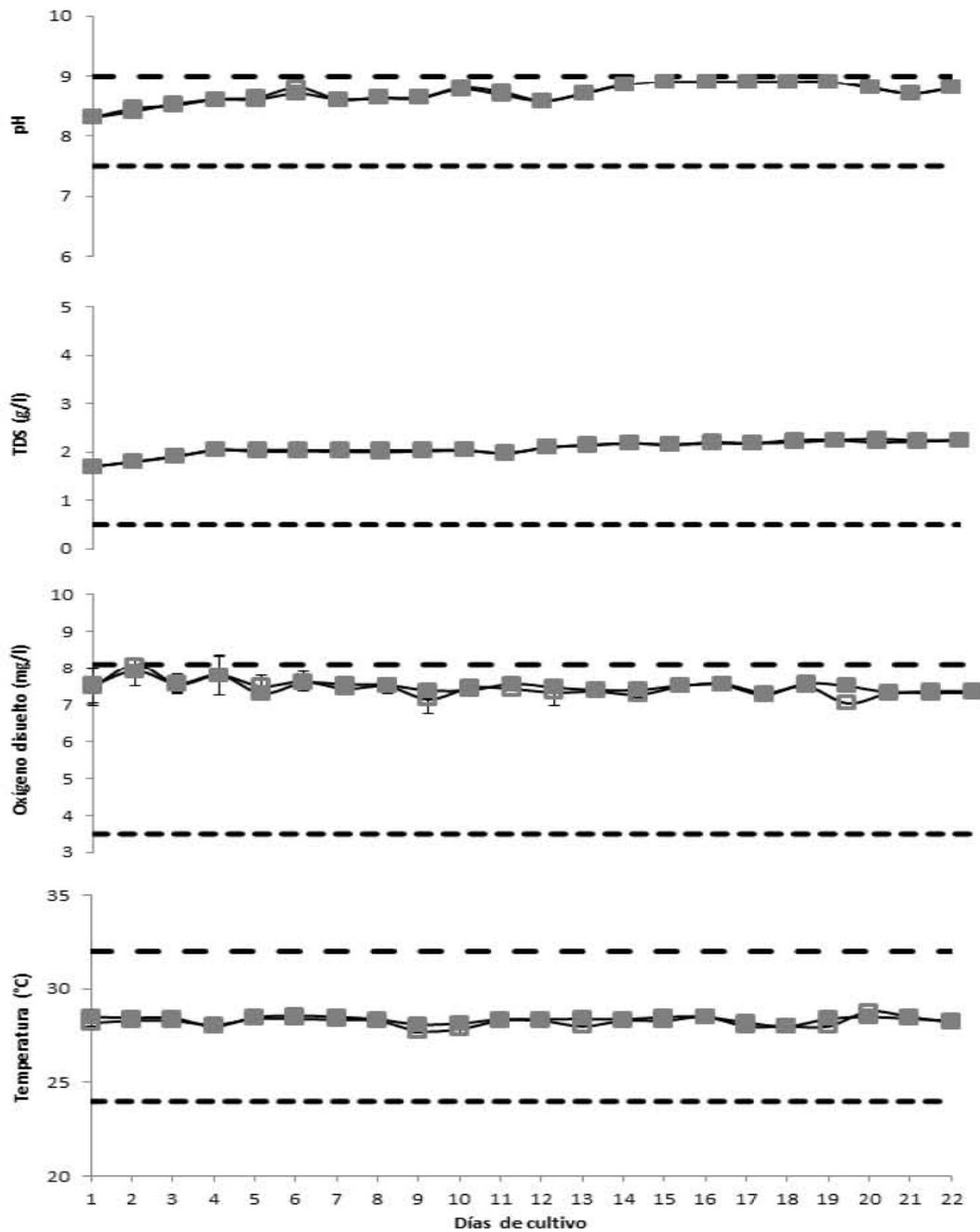
Anexo 5. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua LP (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



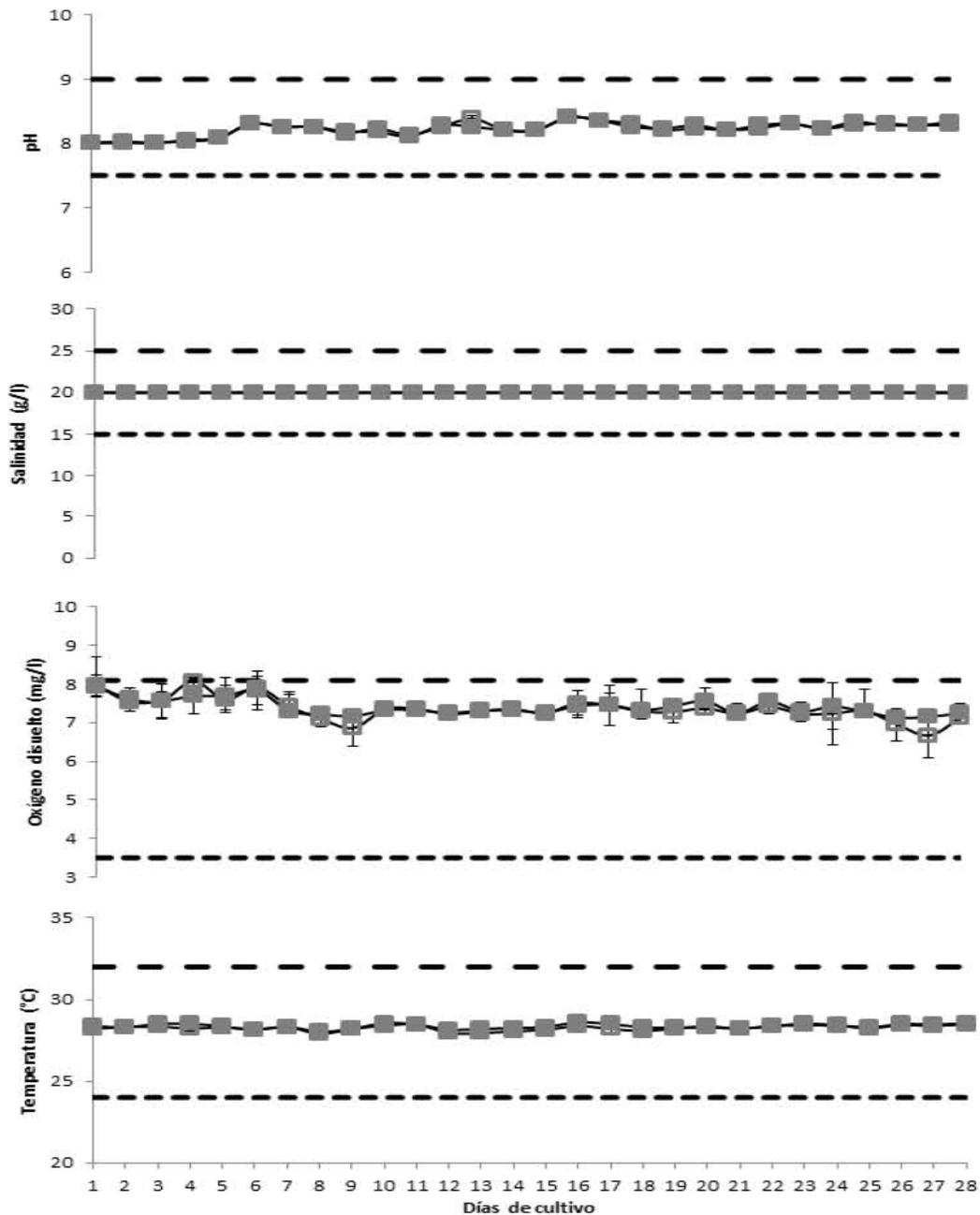
Anexo 6. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua CS (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



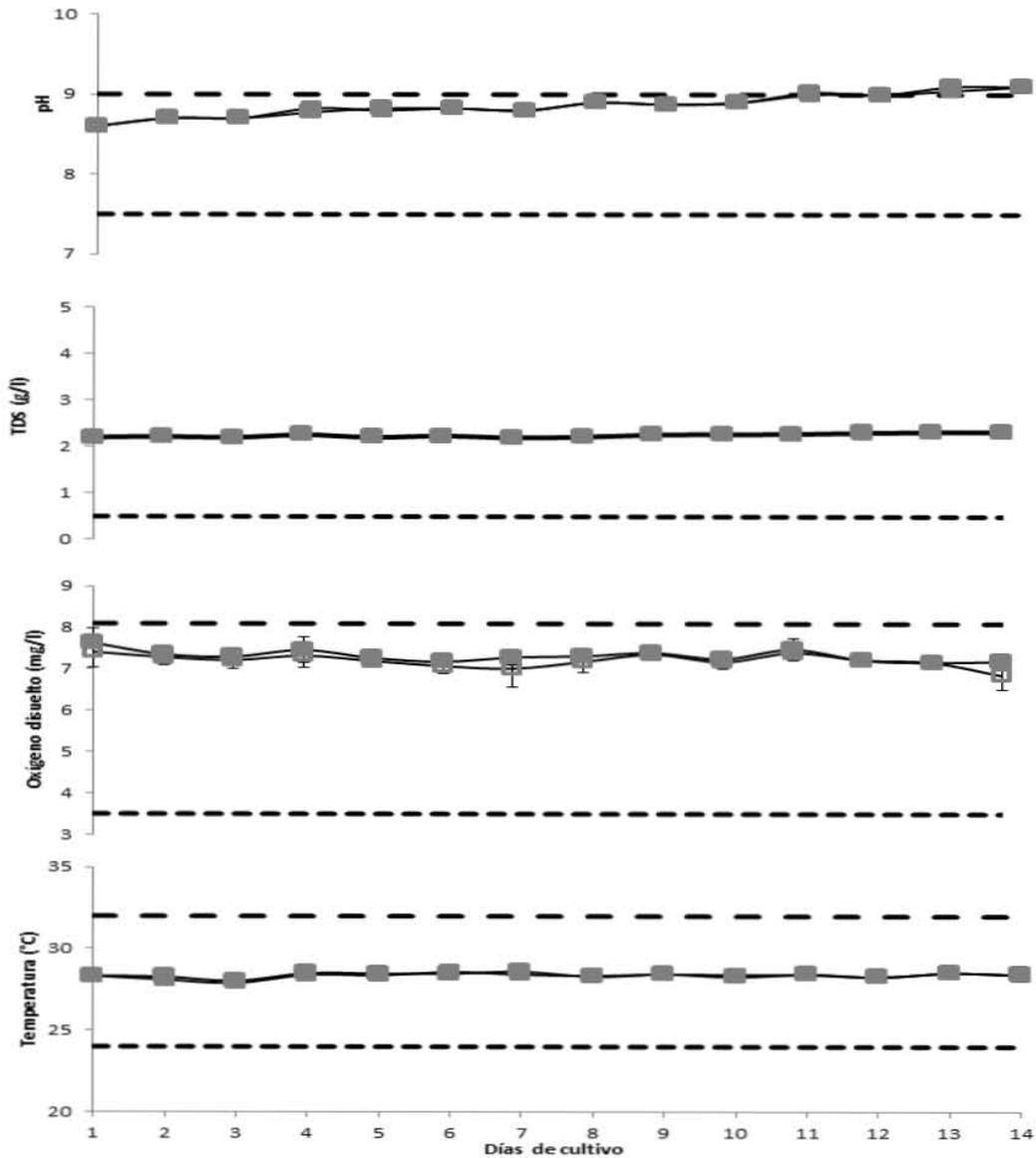
Anexo 7. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua FM (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (— —) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



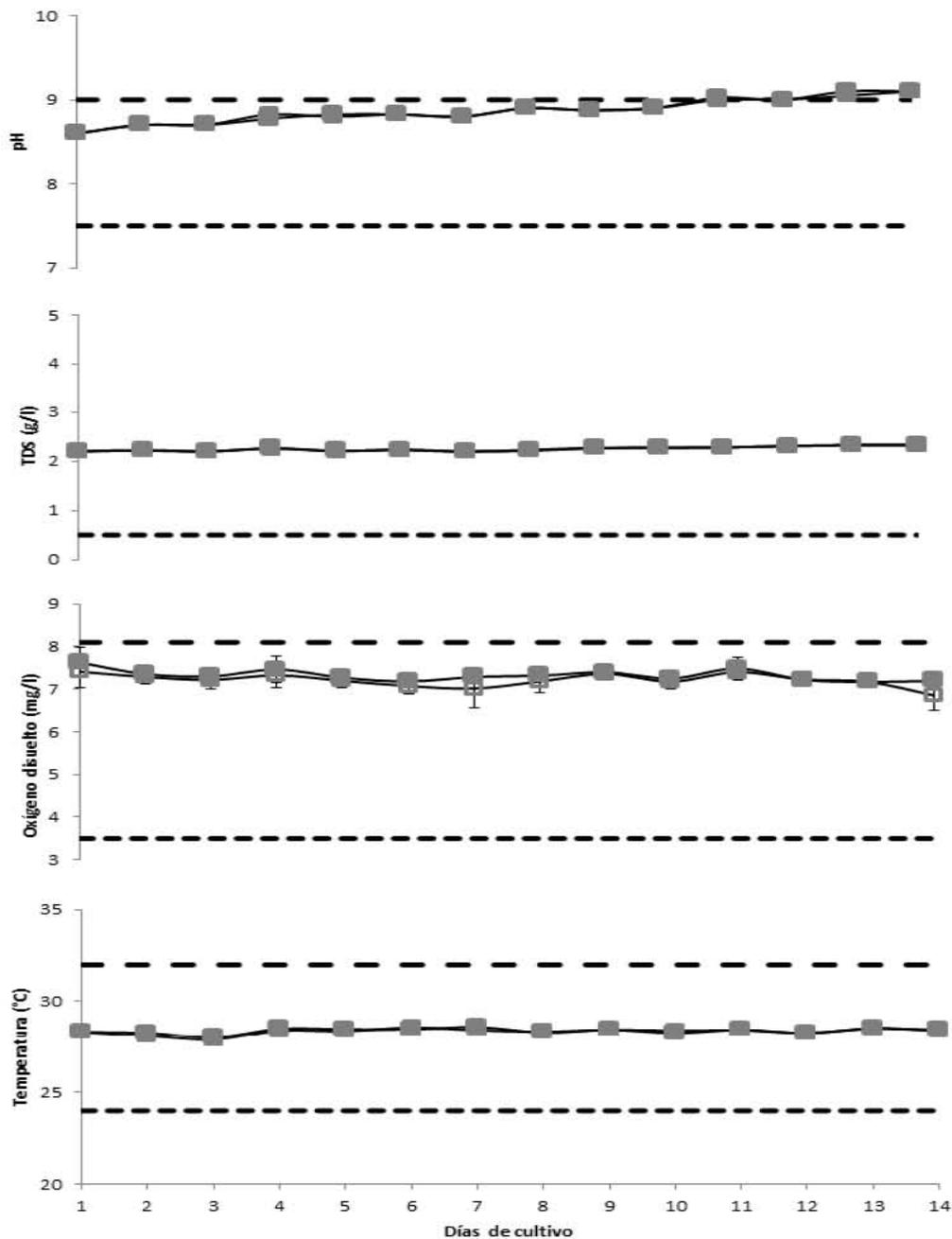
Anexo 8. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua C1 (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



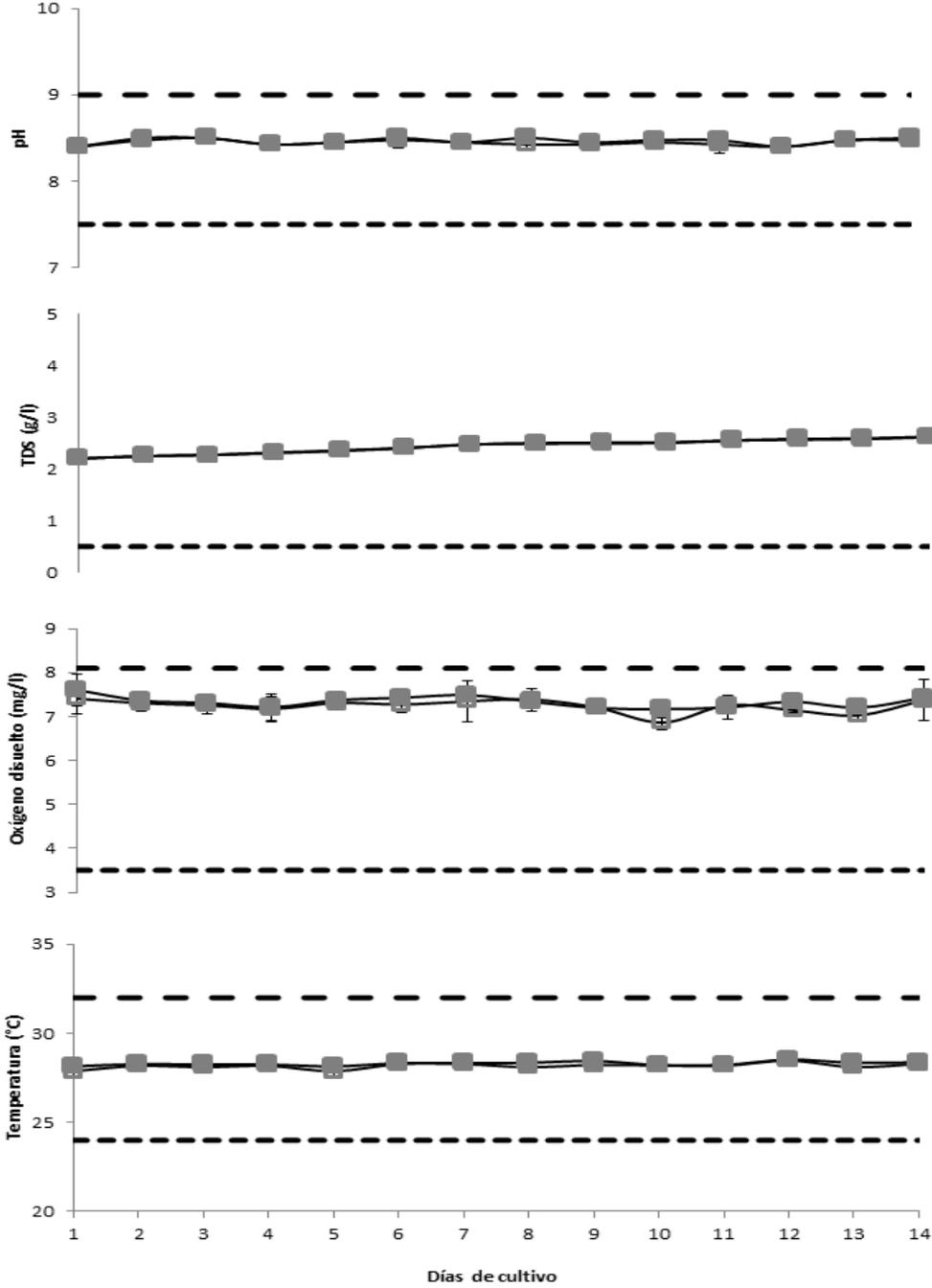
Anexo 9. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua LP con la adición de sales (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



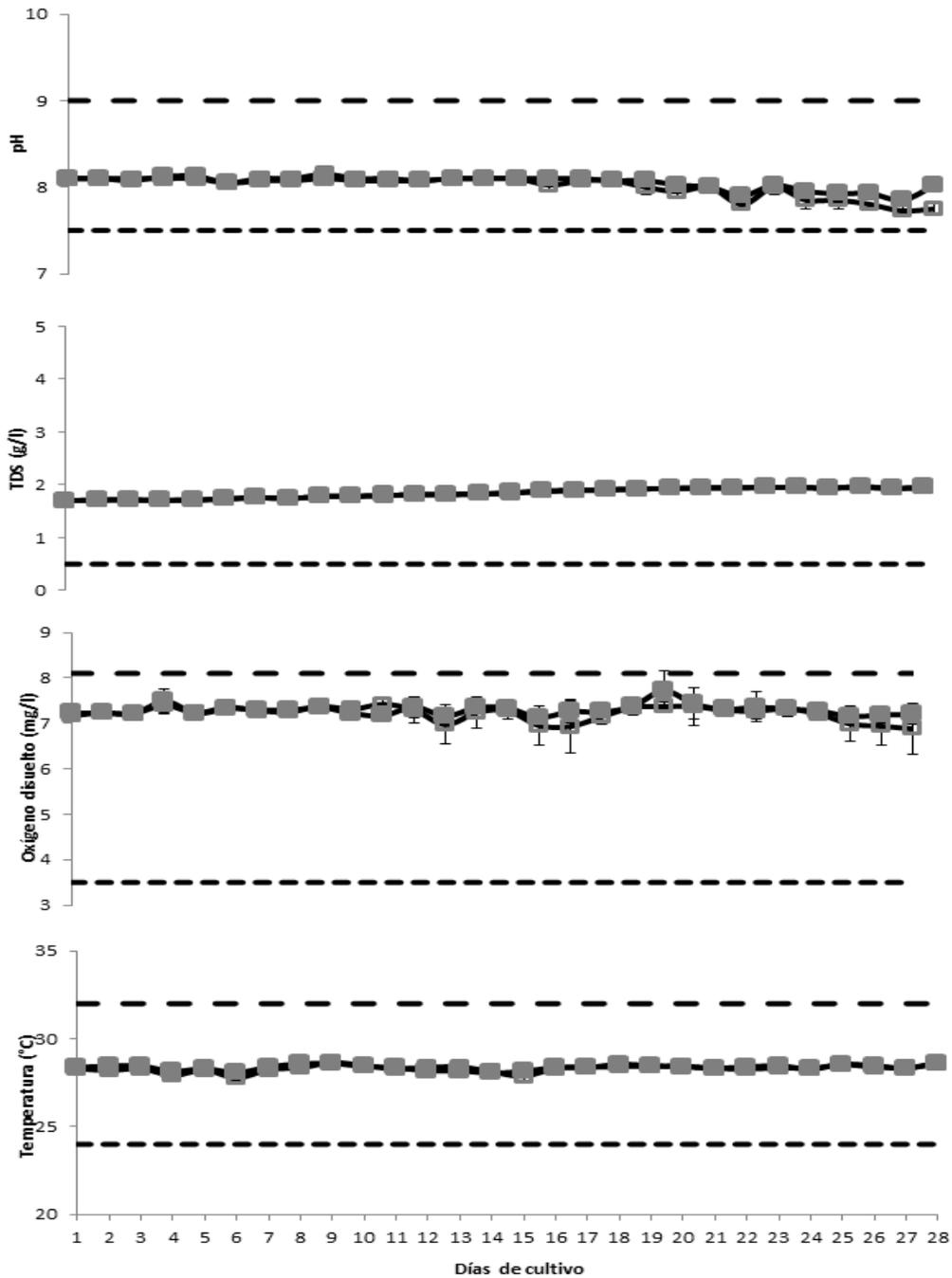
Anexo 10. Media (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua CS con la adición de sales (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (— —) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



Anexo 11. Medias (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua FM con la adición de sales (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



Anexo 12. Media (\pm desviación estándar) del pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura ($^{\circ}$ C) a lo largo de la prueba de 28 días para el agua control (C1). (\square 6 h y \blacksquare 18 h). El mínimo (---) y el máximo (---) se refiere a los valores recomendados para alcanzar un cultivo exitoso con *L. vannamei*.



Anexo 13. Medias y desviaciones estándar de pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura (°C) registrados en la prueba de 28 días para cada una de las aguas de baja salinidad. Las letras (^pprueba paramétrica, ^{np}prueba no paramétrica) indican diferencias significativas entre las mediciones a las 6 h y 18 h, para una misma agua.

| | pH | | TDS | | O ₂ | | T °C | |
|-----------|---------|---------|----------|----------|----------------|-----------------------|----------|------------------------|
| | 6 h | 18 h | 6 h | 18 h | 6 h | 18 h | 6 h | 18 h |
| SJ | 8.9±0.2 | 8.9±0.2 | 1.39±0.1 | 1.38±0.1 | 7.2±0.3 | 7.3±0.1 | 28.3±0.2 | 28.3±0.1 |
| MO | 8.6±0.2 | 8.7±0.2 | 1.33±0.1 | 1.33±0.1 | 7.4±0.3 | 7.5±0.2 | 28.2±0.1 | 28.4±0.1 ^{np} |
| RS | 8.7±0.2 | 8.7±0.2 | 1.18±0.1 | 1.18±0.1 | 7.2±0.2 | 7.3±0.1 ^p | 28.3±0.2 | 28.4±0.2 ^{np} |
| LC | 8.8±0.1 | 8.8±0.1 | 3.74±0.2 | 3.76±0.2 | 7.1±0.2 | 7.3±0.2 ^{np} | 28.3±0.3 | 28.4±0.2 |
| LP | 8.5±0.3 | 8.6±0.2 | 1.19±0.0 | 1.19±0.0 | 7.3±0.2 | 7.3±0.2 | 28.4±0.2 | 28.4±0.1 |
| CS | 8.8±0.1 | 8.8±0.1 | 1.79±0.1 | 1.78±0.1 | 7.1±0.2 | 7.2±0.1 | 28.1±0.2 | 28.2±0.2 |
| FM | 8.7±0.2 | 8.6±0.2 | 2.08±0.1 | 2.07±0.1 | 7.4±0.2 | 7.5±0.1 | 28.2±0.2 | 28.4±0.2 ^{np} |
| C1 | 8.2±0.1 | 8.2±0.1 | 20.0±0.0 | 20.0±0.0 | 7.4±0.3 | 7.4±0.2 | 28.3±0.2 | 28.4±0.1 ^p |

Anexo 14. Medias y desviaciones estándar de pH, TDS (g/L), oxígeno disuelto (mg/L) y temperatura (°C) registrados en la prueba confirmativa con suplemento de sales, para cada una de las aguas de baja salinidad. Los asteriscos (*) indican diferencias significativas entre las 6 h y 18 h (prueba paramétrica).

| | pH | | TDS | | O ₂ | | T °C | |
|-----------|---------|---------|------------|-----------|----------------|----------|----------|-----------|
| | 6 h | 18 h | 6 h | 18 h | 6 h | 18 h | 6 h | 18 h |
| LP | 8.5±0.1 | 8.6±0.1 | 1.82±0.10 | 1.82±0.10 | 7.2±0.2 | 7.3±0.1 | 28.2±0.2 | 28.3±0.2 |
| CS | 8.7±0.1 | 8.8±0.2 | 2.25±0.10 | 2.26±0.10 | 7.2±0.2 | 7.3±0.1* | 28.4±0.2 | 28.4±0.1 |
| FM | 8.4±0.0 | 8.5±0.0 | 2.40±0.10 | 2.40±0.10 | 7.2±0.1 | 7.3±0.1 | 28.2±0.2 | 28.3±0.1* |
| C1 | 8.0±0.1 | 8.0±0.1 | 1.84 ±0.10 | 1.84±0.10 | 7.2±0.2 | 7.3±0.1* | 28.3±0.2 | 28.4±0.2 |

* t > p (p=0.05)