



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

**EVALUACIÓN DEL USO DE LAS AGUAS SUPERFICIALES Y DE ACUÍFEROS DEL  
NOROESTE DE MÉXICO PARA EL CULTIVO DE CAMARÓN (*Litopenaeus vannamei*)  
A TRAVÉS DE SU CARACTERIZACIÓN QUÍMICA: IONES MAYORITARIOS,  
NUTRIENTES Y OLIGOELEMENTOS**

**TESIS**

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

**PRESENTA:**

**IBT. MARTHA IRENE MILLÁN ALMARAZ**

**TUTOR:**

**DR. FEDERICO PÁEZ OSUNA**  
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA, UNIDAD ACADÉMICA  
MAZATLÁN, UNAM

**COMITÉ TUTOR:**

**DRA. MARÍA AURORA ARMIENTA HERNÁNDEZ**  
INSTITUTO DE GEOFÍSICA, UNAM  
**DR. MARTÍN FEDERICO SOTO JIMÉNEZ**  
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA, UNIDAD ACADÉMICA  
MAZATLÁN, UNAM  
**DR. MARTÍN GABRIEL FRÍAS ESPERICUETA**  
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA  
**DRA. FLOR ARCEGA CABRERA**  
UNIDAD DE QUÍMICA (SISAL, YUCATÁN), UNAM

**MÉXICO, D.F. OCTUBRE, 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.

Este trabajo se desarrolló en el laboratorio de Geoquímica y Contaminación Costera de la Unidad Académica Mazatlán, del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM, a cargo del Dr. Federico Páez Osuna.

El proyecto se desarrolló gracias al apoyo institucional del ICMYL-UNAM, y parcialmente a través del apoyo del proyecto CONACyT 204818 (Convocatoria INFR-2013-01) del Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación e Innovación Tecnológica titulado: Renovación de Equipo Científico para el Fortalecimiento de la Investigación Regional en Geoquímica Ambiental y Cambio Global.

Este proyecto se desarrolló también dentro del contexto de la Red Temática de Colaboración titulada: Contaminación Acuática: Niveles y Efectos; y dentro del proyecto titulado: Monitoreo Ambiental en la Zona Costera del noroeste de México y su Ecotoxicología en Organismos Acuáticos.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología y a la Universidad Nacional Autónoma de México, por permitirme formar parte de estas instituciones tan reconocidas y por hacer uso de sus instalaciones.

A CONACyT, por haberme apoyado económicamente durante estos dos años, ya que la beca me permitió mantenerme durante este tiempo y terminar con este proyecto.

A los miembros de mi Comité Tutor, la Dra. María Aurora Armienta Hernández, el Dr. Martín Gabriel Frías Espericueta, el Dr. Martín Federico Soto Jiménez y la Dra. Flor Arcega Cabrera, por sus sugerencias para la realización de este proyecto y por las correcciones en el documento de tesis.

A Dios, por permitirme terminar esta etapa de mi vida.

A mis padres, por apoyarme siempre y darme ánimos para seguir adelante.

A mi director de tesis, el Dr. Federico Páez Osuna, por aceptarme como su alumna y darme la oportunidad de trabajar con él. Por su paciencia, tiempo y disponibilidad al aclararme dudas relacionadas con el proyecto; así como por los conocimientos compartidos y sus sugerencias en las revisiones periódicas del escrito, las cuales permitieron finalizar esta tesis.

Al técnico del laboratorio, el químico Humberto Bojórquez Leyva, por haberme apoyado en la lectura de metales, por su paciencia y disponibilidad al aclarar dudas relacionadas con técnicas y equipo de laboratorio.

A la técnica Libia Hascibe Pérez Bernal, por permitirme usar equipo de su laboratorio.

A Marcela Fregoso, por ayudarme con los análisis de nutrientes.

Al Ing. Alberto Soto, por la disponibilidad y amabilidad que tuvo de orientarnos y guiarnos a algunos sitios de muestreo en el norte del estado de Sinaloa.

Al Biol. Fernando Marino Pinzón y al personal que trabaja en el laboratorio de postlarvas de camarón Fitmar S.A. de C.V., por proporcionarnos agua de su laboratorio, la cual fue una de las muestras analizadas en este proyecto.

Al M. en C. Martín Mariscal Lagarda, a Eynar García y a Carlos Hernández y Antonio Fernández, por la disponibilidad que tuvieron al proporcionarnos las muestras de agua de Sonora, Chihuahua y Colima, respectivamente.

A la Dra. María Aurora Armienta Hernández, por darme la oportunidad de realizar una estancia en el laboratorio de Química Analítica del Instituto de Geofísica. A sus técnicas, las cuales me apoyaron en la capacitación del análisis de iones mayoritarios: Alejandra Aguayo, Olivia Cruz y Nora Cenicerros; así como a los estudiantes de dicho laboratorio, los cuales fueron muy amables durante mi estancia en el D.F.

A mis profesores: Dr. Federico Páez Osuna, Dr. Carlos René Green Ruiz, Dr. Yovani Montañón Ley, M.en C. Mariano Sánchez, Dr. Guillermo Fernández Aceves, Dr. Felipe Amezcua Martínez y Dr. Juan Madrid Vera. Así como a los profesores que impartieron el curso de limnología y de contaminación acuática.

Al matemático Germán Ramírez Reséndiz, por apoyarme con los análisis estadísticos.

A Margarita Cordero Ruíz, Gabriela Almaraz, Chantal Ruiz, Diana Juárez y Guadalupe Godoy, por su disponibilidad y por ayudarme con todos los trámites académicos necesarios.

A Carlos Suárez y Herlinda Virgen, por su apoyo en videoconferencias y todo lo relacionado con cómputo.

A María Clara Ramírez Jáuregui, por su apoyo y disponibilidad al requerir material en biblioteca.

Al Dr. Miguel Ángel Franco Nava, por impartir el curso de estadística en el laboratorio y por compartir sus conocimientos.

A mis compañeros de laboratorio: Marcela Fregoso, Omar Rubio, Juan Fierro, Manuel Arvizu, Gregorio Gutiérrez, Suammy Alarcón, Armando León, Gladys Valencia, Magdalena Bergés, Javier Rochín, Susana Osuna, Cristina Osuna, Yazmín Segura, Víctor Núñez y Yassir Torres, por hacer más ameno el tiempo en el laboratorio y por los convivios que tuvimos durante estos dos años.

A mis compañeros de generación: Denisse Tirado, Imelda Martínez, Elena Silva, Carolina Salas, Emmanuel Sánchez, Miriam Lerma, Ramón de León, Eduardo Ramírez, Erick González, Carolina Franco, Pablo Meza, Lucero Manzano, por haberme brindado su amistad durante el tiempo en que compartimos clases.

Por último y no menos importante, a mi prometido: Mario Peraza, por ayudarme con algunas técnicas de laboratorio, por tu ayuda en estadística y por la realización del mapa de sitios de muestreo.

## DEDICATORIA

A mis padres, **Martha y Roberto**, ya que gracias a ellos soy quien soy y estoy donde estoy. Por sus valores, sus consejos, por apoyarme en todo momento, por sus palabras de aliento en los momentos difíciles y por estar ahí siempre que los necesito...

A ti **mamá**, por escucharme, por ser mi confidente, mi amiga...

A ti **papá**, por tu fortaleza, por tus sabios consejos...

A mi hermano, **Roberto**, por ser un ejemplo a seguir y por demostrarme que se puede llegar hasta donde uno quiere con esfuerzo y dedicación...

A mi prometido, **Mario**, que llegaste a mí en esta etapa de mi vida y que ahora estamos por iniciar una vida juntos. Por apoyarme incondicionalmente y por darme fuerzas para seguir adelante y cumplir nuestros sueños...

## ÍNDICE

	Pág.
ÍNDICE .....	i
ÍNDICE DE TABLAS.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS .....	viii
RESUMEN .....	xii
ABSTRACT .....	xiii
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES .....	5
3. JUSTIFICACIÓN .....	11
4. OBJETIVOS .....	12
4.1. Objetivo general.....	12
4.2. Objetivos específicos .....	12
5. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN .....	13
6. HIPÓTESIS .....	13
7. ÁREA DE ESTUDIO.....	14
8. METODOLOGÍA.....	16
8.1. Preparación de los recipientes para la toma de muestras .....	16
8.2. Técnicas de muestreo.....	16
8.3. Conservación de las muestras .....	17
8.4. Recolección de muestras.....	17
8.5. Iones mayoritarios.....	18
8.5.1. Determinación de cloruros (método argentométrico).....	18
8.5.2. Determinación de alcalinidad (método volumétrico) .....	20

	Pág.
8.5.3. Determinación de calcio (emisión de flama) .....	21
8.5.4. Determinación de magnesio (emisión de flama).....	22
8.5.5. Determinación de sodio (emisión de flama).....	22
8.5.6. Determinación de potasio (emisión de flama).....	23
8.5.7. Determinación de sulfatos (método turbidimétrico) .....	23
8.5.8. Balance de iones (cationes y aniones) .....	24
8.6. Nutrientes.....	25
8.6.1. Determinación de nitritos .....	25
8.6.2. Determinación de nitratos.....	25
8.6.3. Determinación de amonio.....	25
8.6.4. Determinación de fosfatos .....	26
8.6.5. Determinación de silicatos.....	26
8.7. Oligoelementos .....	27
8.7.1. Pretratamiento de las muestras para metales .....	27
8.7.2. Metales por espectrofotometría de absorción atómica (Cu, Mn, Zn y Cd) .....	27
8.7.3. Espectrofotometría de absorción atómica por horno de grafito ..	28
8.7.4. Determinación de cobre.....	28
8.7.5. Determinación de cadmio .....	29
8.7.6. Espectrofotometría de absorción atómica por flama .....	29
8.7.7. Determinación de manganeso.....	29
8.7.8. Determinación de zinc .....	30
8.8. Análisis estadísticos.....	30
9. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31

	Pág.
9.1. Variables fisicoquímicas.....	31
9.1.1. Temperatura .....	33
9.1.2. pH.....	37
9.1.3. Oxígeno disuelto.....	39
9.1.4. Sólidos totales disueltos (TDS).....	42
9.2. Iones mayoritarios.....	46
9.2.1. Cloruros .....	46
9.2.2. Alcalinidad total .....	51
9.2.3. Calcio.....	55
9.2.4. Magnesio.....	60
9.2.5. Sodio .....	65
9.2.6. Potasio.....	70
9.2.7. Sulfatos.....	75
9.2.8. Balance de iones (cationes y aniones) .....	80
9.2.9. Proporción de iones.....	81
9.3. Nutrientes.....	86
9.3.1. Nitritos .....	86
9.3.2. Nitratos .....	89
9.3.3. Amonio .....	92
9.3.4. Fosfatos.....	97
9.3.5. Silicatos .....	100
9.4. Oligoelementos .....	102
9.4.1. Cobre.....	102
9.4.2. Zinc.....	105

	Pág.
9.4.3. Manganeso.....	109
9.4.4. Cadmio .....	113
9.5. Estrategia general para aceptar o rechazar un agua para el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ) con base a su composición química..	116
9.5.1. Esquema específico para aceptar o rechazar las aguas analizadas en este estudio para el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ) con base a su composición química .....	121
9.5.2. Clasificación de las aguas aptas o adecuadas con base a la concentración recomendada para el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ).....	125
9.6. Comparación de la composición química de las aguas versus las pruebas de supervivencia y crecimiento.....	131
9.7. La agricultura como área de oportunidad: irrigación de plantas.....	140
10. CONCLUSIONES.....	146
11. BIBLIOGRAFÍA .....	150

## ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Concentración típica y de seguridad máxima de metales en µg/L (Boyd, 2009)...	8
Tabla 2. Ubicación de los distintos sitios de muestreo del noroeste de México.....	14
Tabla 3. Tipo de conservadores, acción y aplicación (Norma Oficial Mexicana NOM-AA-14-1980). .....	17
Tabla 4. Variables fisicoquímicas (temperatura, pH, oxígeno disuelto (OD) y sólidos totales disueltos (TDS) de las aguas muestreadas en secas y lluvias. ....	31
Tabla 5. Valores de T°C, pH, OD (mg/L) y TDS (g/L) registrados en regiones de México y Estados Unidos, utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ).....	32
Tabla 6. Concentración de cloruros (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). .....	51
Tabla 7. Concentración de alcalinidad total (mg/L como CaCO <sub>3</sub> ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ).....	54
Tabla 8. Concentración de calcio (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ).....	60
Tabla 9. Concentración de magnesio (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón ( <i>L. vannamei</i> ).....	65
Tabla 10. Concentración de sodio (mg/L) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). .....	70
Tabla 11. Concentración de potasio (mg/L) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). .....	75
Tabla 12. Concentración de sulfatos (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). .....	79

Tabla 13. Balance de iones en temporada de secas y lluvias (sumatoria de cationes y aniones en meq/L y porcentaje de error) de las aguas estudiadas.....	81
Tabla 14. Proporciones de los iones $\text{Na}^+/\text{K}^+$ , $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ , $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$ y de los iones monovalentes ( $\text{Na}^+ + \text{K}^+$ ) / divalentes ( $\text{Ca}^{2+} + \text{Mg}^{2+}$ ) en secas y lluvias. ....	83
Tabla 15. Relaciones de $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ , $\text{Na}^+/\text{K}^+$ y $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$ y relación monovalente:divalente (%) registradas en el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ), usando agua dulce y de baja salinidad.....	85
Tabla 16. Concentración de nitritos (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). ....	89
Tabla 17. Concentración de nitratos (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ) utilizando agua de pozo y superficial. ....	92
Tabla 18. Concentración de amonio (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). ....	96
Tabla 19. Concentración de fosfatos (mg/L) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). ....	99
Tabla 20. Concentración de cobre ( $\mu\text{g}/\text{L}$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). ....	105
Tabla 21. Concentración de zinc ( $\mu\text{g}/\text{L}$ ) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). ....	109
Tabla 22. Concentración de manganeso ( $\mu\text{g}/\text{L}$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco ( <i>L. vannamei</i> ). ....	112
Tabla 23. Concentración de cadmio ( $\mu\text{g}/\text{L}$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando distintos tipos de agua con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón ( <i>P. monodon</i> y <i>L. vannamei</i> ). ....	116
Tabla 24. Clasificación de las aguas con base al puntaje obtenido.....	125

Tabla 25. Calificación del agua de FM (secas) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.....	128
Tabla 26. Calificación del agua de FM (lluvias) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.....	129
Tabla 27. Calificación del agua de MO (secas) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.....	129
Tabla 28. Calificación del agua de NO (lluvias) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.....	130
Tabla 29. Calificación del agua de UP (lluvias) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.....	130
Tabla 30. Valores medios y desviaciones estándar de la supervivencia (en %) de PL's 18 a las 48 horas expuestas en las diferentes aguas de baja salinidad del noroeste de México. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ( $p < 0.05$ ) diferentes entre sí (Tomado de Valencia-Castañeda, 2013). .....	133
Tabla 31. Valores medios y desviaciones estándar de la supervivencia de PL's 18 (en %) de cada una de las diferentes aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa. ....	138
Tabla 32. Tasa de crecimiento específico (SGR) de las distintas aguas. (Tomado de Valencia-Castañeda, 2013).....	138
Tabla 33. Tasa de crecimiento (GR) de las distintas aguas. (Tomado de Valencia-Castañeda, 2013). ....	139
Tabla 34. Variables fisicoquímicas (temperatura, pH, OD y TDS) necesarias para el cultivo de tomate, maíz y frijol (Hass y Hoffman, 1977; Gislerod y Kempton, 1983; Thung <i>et al.</i> 1985; Baradas, 1994; Ruiz <i>et al.</i> 1999; López, 2004; Van Haeff, 2008; Velasco <i>et al.</i> 2011). ....	143
Tabla 35. Composición de una solución nutritiva donde se muestra la concentración de los elementos esenciales (mg/L) requeridos por las plantas en general (Samperio-Ruiz, 1999). ....	145

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Localización de los sitios de muestreo en los distintos estados estudiados. ....	15
Figura 2. Temperatura de las muestras de agua registrada en los distintos sitios de muestreo en secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas punteadas indican el intervalo óptimo de temperatura (23 – 34°C) para el cultivo de camarón.....	35
Figura 3. pH de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas punteadas indican el intervalo óptimo de pH (6 – 9) para el cultivo de camarón.....	38
Figura 4. Concentración de OD en mg/L de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo durante la época de secas (barras oscuras). La línea punteada indica la concentración mínima requerida de OD (2 mg/L) para evitar daños en el camarón.....	40
Figura 5. Concentración de TDS en g/L de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo para la época de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración mínima (0.5 g/L) para poder llevar a cabo el cultivo de camarón ( <i>L. vannamei</i> ).....	44
Figura 6. Concentración de cloruros en mg/L de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo, en temporada de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica el intervalo óptimo (380 – 4009 mg/L) para llevar a cabo el cultivo de camarón utilizando agua de pozo.....	47
Figura 7. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de cloruros (mg/L) para las temporadas de secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea punteada indica la concentración teórica del agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. La zona sombreada bajo la línea punteada se refiere a una zona de deficiencia de cloruros y el rectángulo sombreado muestra las aguas que tienen una salinidad menor a 0.5 g/L, las aguas que caen dentro de esta zona quedan descartadas.....	50
Figura 8. Alcalinidad total (mg/L como CaCO <sub>3</sub> ) de las aguas de los distintos sitios de muestreo, para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua se refiere a la concentración mínima requerida para el cultivo de camarón blanco, la cual es de 75 mg/L como CaCO <sub>3</sub> .....	53

- Figura 9. Concentración de calcio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo, para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas indican el intervalo de la concentración adecuada de calcio para llevar a cabo el cultivo de camarón en aguas de baja salinidad. .... 56
- Figura 10. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de calcio (mg/L) para secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea punteada indica la concentración teórica del agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. La zona sombreada bajo la línea punteada se refiere a una zona de deficiencia de cloruros, mientras que la zona sobre la línea punteada se refiere a una zona donde existe exceso de calcio. El rectángulo sombreado muestra las aguas que tienen una salinidad menor a 0.5 g/L, las aguas que caen dentro de esta zona quedan descartadas. .... 59
- Figura 11. Concentración de magnesio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo, para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas indican el intervalo óptimo (3 – 64 mg/L) para llevar a cabo el cultivo de camarón (*L. vannamei*) utilizando agua de pozo. .... 61
- Figura 12. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de magnesio (mg/L) para la temporada de secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea discontinua indica la concentración teórica del agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. La zona sombreada bajo la línea punteada se refiere a una zona de deficiencia de magnesio, mientras que las aguas sobre la línea discontinua presentan exceso de magnesio. El rectángulo sombreado muestra las aguas que tienen una salinidad menor a 0.5 g/L, las aguas que caen dentro de esta zona quedan descartadas..... 64
- Figura 13. Concentración de sodio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas se refieren a la concentración mínima y máxima (401 – 2,210 mg/L) que deben existir para llevar a cabo el cultivo de camarón a baja salinidad. .... 66
- Figura 14. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de sodio (mg/L) para la temporada de secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea punteada indica la concentración teórica que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. El triángulo sombreado indica un área donde existe deficiencia de sodio mientras que la zona sobre la línea punteada se refiere a aguas que presentan exceso de sodio. El rectángulo sombreado indica aguas con una salinidad menor a 0.5 g/L..... 69

- Figura 15. Concentración de potasio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas indican los valores recomendados (4 – 12.4 mg/L) para el cultivo de camarón utilizando aguas de pozo o de baja salinidad..... 71
- Figura 16. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de potasio (mg/L) para las temporadas de secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea discontinua indica la concentración teórica que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. El triángulo sombreado indica un área de deficiencia, mientras que las aguas sobre la línea punteada presentan un exceso de potasio. El rectángulo sombreado indica aguas con una salinidad menor a 0.5 g/L..... 74
- Figura 17. Concentración de sulfatos (mg/L) de los distintos sitios de muestreo para las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras)..... 77
- Figura 18. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de sulfatos (mg/L) para secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea discontinua indica la concentración teórica que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. El triángulo sombreado representa una zona de deficiencia de sulfatos, mientras que las aguas que están por encima de dicha línea presentan un exceso de sulfatos. El rectángulo sombreado se refiere a aguas con una salinidad menor a 0.5 g/L..... 79
- Figura 19. Concentración de nitritos de las distintas aguas de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración recomendada (< 1 mg/L) para evitar daños en el camarón..... 87
- Figura 20. Concentración de nitratos (mg/L) para secas (barras oscuras). La línea discontinua indica la concentración óptima para evitar daños en el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*)..... 90
- Figura 21. Concentración de amonio (mg/L) de las aguas muestreadas en secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras)..... 95
- Figura 22. Concentración de fosfatos (mg/L) en las aguas estudiadas para las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua indica la concentración máxima adecuada (0.2 mg/L) para llevar a cabo el cultivo de camarón..... 98
- Figura 23. Concentración de silicatos (mg/L) de las aguas muestreadas en secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración máxima adecuada (20 mg/L) para el cultivo de camarón..... 101

- Figura 24. Concentración de cobre ( $\mu\text{g/L}$ ) de las aguas muestreadas para las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración óptima de cobre para llevar a cabo el cultivo de camarón utilizando agua de pozo o de baja salinidad. .... 103
- Figura 25. Concentración de zinc ( $\mu\text{g/L}$ ) en las distintas aguas de muestreo durante las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua indica la concentración máxima segura para llevar a cabo el cultivo de camarón con agua de pozo o de baja salinidad. .... 107
- Figura 26. Concentración de manganeso ( $\mu\text{g/L}$ ) de las distintas aguas durante secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua se refiere a la concentración máxima segura para cultivo de camarón. .... 111
- Figura 27. Concentración de cadmio ( $\mu\text{g/L}$ ) en las aguas del noroeste de México durante secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). .... 114
- Figura 28. Esquema general para determinar si un agua se acepta o rechaza para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con base a su composición química. .... 120
- Figura 29. Esquema específico para determinar si las aguas analizadas en este estudio se aceptan o rechazan para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con base a su composición química. .... 124

## RESUMEN

El propósito de este estudio fue evaluar las variables fisicoquímicas y la composición química de distintas aguas superficiales y de pozo del noroeste de México (Sinaloa, Sonora, Chihuahua y Colima) para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha caracterización química comprendió: iones mayoritarios (cloruros, alcalinidad total, calcio, magnesio, sodio, potasio y sulfatos), nutrientes (nitritos, nitratos, amonio, fosfatos y silicatos) y oligoelementos (cobre, zinc, manganeso y cadmio). En el caso de los sólidos disueltos totales, las aguas que presentaron una concentración menor a 0.5 g/L quedaron descartadas, pues dicho valor es la concentración mínima requerida para el cultivo de camarón. Algunas aguas quedaron descartadas en cuanto a cloruros, sodio, potasio, magnesio y sulfatos, pues presentaron deficiencia. Con el calcio sucedió lo contrario, pues todas las aguas tuvieron un exceso de dicho elemento. Respecto a nitritos y nitratos, quedaron eliminadas algunas aguas que superaron las concentraciones recomendadas para evitar daños en el camarón. En cuanto a cobre y manganeso, la mayoría de las aguas estuvieron por debajo del valor recomendado para evitar daños en el metabolismo del camarón, mientras que en el zinc, la mayoría de las aguas presentaron niveles mayores al recomendado. Ninguna agua puede utilizarse sin modificar sus características físicas o químicas. Sin embargo, con base al esquema que se propuso para evaluar si una agua es apta para el cultivo de camarón con base a su composición química, se concluyó que las mejores aguas fueron: FM en secas y lluvias, MO en secas y NO y UP en lluvias. Finalmente, con base a la categorización numérica realizada, dichas aguas se consideraron adecuadas para desarrollar el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

## ABSTRACT

The purpose of this study was to evaluate the physicochemical variables and chemical composition of different surface and well waters from the northwest Mexico (Sinaloa, Sonora, Chihuahua and Colima) to develop the culture of white shrimp (*L. vannamei*). The chemical characterization included: major ions (chloride, total alkalinity, calcium, magnesium, sodium, potassium and sulfates), nutrients (nitrites, nitrates, ammonium, phosphates and silicates) and trace metals (copper, zinc, manganese and cadmium). In the case of total dissolved solids, the waters that had a concentration less than 0.5 g/L were discarded, because this value is the minimum concentration required for shrimp culture. Some waters were dismissed in relation to chloride, sodium, potassium, magnesium and sulfates because presented deficiency. With the calcium occurred the opposite, because all waters had an excess of such element. Regarding nitrites and nitrates, were eliminated some waters that exceeded recommended concentrations to avoid damage in the shrimp. Respecting copper and manganese, most of the waters were below the recommended value to avoid damage in the metabolism of shrimp, while zinc, most of the waters had higher levels than those recommended. None water can be used without modifying the physical or chemical characteristics. However, based on the scheme that was proposed to evaluate a water for shrimp culture based on its chemical composition, it was concluded that the best waters were: FM in dry and rainy, MO in dry and NO y UP in rainy season. Finally, based on the numerical categorization made, these last waters were considered adequate to develop the culture of white shrimp (*L. vannamei*).

## 1. INTRODUCCIÓN

En la actualidad, la acuicultura implica algo más que la cría de peces en estanques. La FAO define a la acuicultura como *la explotación de organismos acuáticos, incluyendo peces, moluscos, crustáceos y plantas acuáticas*. El término “explotación” implica cierta forma de intervención en el proceso de cría con la finalidad de mejorar la producción, y presupone que las personas o asociaciones que la realizan son propietarios de la población bajo cultivo (FAO, 2003).

Hoy en día, la acuicultura se presenta como una alternativa de producción en muchas regiones del mundo, participando de manera importante en la solución de los problemas de desempleo y alimentación de millones de personas, los modelos de acuicultura con mayor probabilidad de beneficiar al sector más pobre de la humanidad caen en dos categorías principales, aquellos que generan empleo e ingresos para las personas de escasos recursos y aquellos que están dirigidos a mejorar el suministro de alimentos, siendo ambos importantes (Curie, 1999). La producción acuícola mundial ha crecido aproximadamente un 8.3% por año de 1970 a 2008, alcanzando una producción de 52.5 millones de toneladas. Esto representa el 36.9% del total de la producción mundial de pescado capturado (FAO, 2010).

El cultivo de camarón es una de las actividades más comunes en la zona costera de muchos países tropicales de todo el mundo (Ferreira *et al.* 2011). En la última década, el cultivo de camarón se ha desarrollado de manera exponencial en todo el mundo, expandiéndose más que cualquier otro sector productivo pecuario (Allsopp *et al.* 2008). Esta actividad desempeña un papel fundamental en los medios de subsistencia de millones de personas en todo el mundo. De acuerdo a la FAO, el camarón continúa como el principal producto acuático comercializado, alcanzando ingresos superiores a los \$14,000 millones de dólares (FAO, 2009).

Según datos obtenidos de la FAO, el mayor productor de camarón es el continente Asiático, ya que representa el 80.3% de la producción mundial, en orden de volúmenes de producción se encuentran: China, Tailandia, Indonesia, India, Vietnam y Malasia, representando estos 6 países el 91.1% de la producción de camarones en todo el continente asiático; en segundo lugar se encuentra el continente Americano, representando el 15.4% de la producción mundial de camarones; en tercer lugar se encuentra Europa la cual representa el 2.3% de la producción mundial de camarones y en cuarto lugar se encuentra África el cual representa el 1.6 % de la producción mundial de la camarón (FAO, 2006).

En México se tienen aproximadamente 335,000 ha con un uso potencial para el cultivo de camarones peneidos, de las cuales en la región noroeste del país están ubicadas el 89% de ellas, por lo que el cultivo del camarón en nuestro país está casi totalmente distribuido en el litoral del Pacífico. En el 2002 se contaba con 49,305 ha de estanquería para el cultivo semi-intensivo de camarón con una producción de 45,151 toneladas de camarón, mientras que en el 2011 aumentó hasta 107,893 toneladas (Comité de sanidad acuícola de Sinaloa, 2012).

En el 2009 los estados de Sonora y Sinaloa contribuyeron con el 62.8 y 28.8% de la producción nacional de camarón, respectivamente (129,096 toneladas) (CESASIN, 2010). Sin embargo, este desarrollo acuícola aplicado en la zona costera, ha ocasionado un grave deterioro en los ecosistemas acuáticos debido a descargas de nutrientes, materia orgánica y sólidos en suspensión; se estima que en México se descargan por año al medio ambiente 130,000 toneladas de materia orgánica, 9,360 toneladas de nitrógeno y 3,040 toneladas de fósforo producto del cultivo de camarón (Martínez-Córdova *et al.* 2009). Esto constituye una contaminación directa para los cuerpos de agua costeros (Allsopp *et al.* 2008).

Entre las causas que permiten explicar los elevados índices de crecimiento de la camaronicultura, sobresalen los siguientes (FAO, 1999): (a) la alta demanda del mercado, especialmente, de Japón, Estados Unidos y Europa; (b) el progreso tecnológico; y (c) la reducción de los suministros procedentes de las poblaciones

silvestres, muchas de las cuales se hallan sobre-explotadas. Esta expansión ha sido posible también gracias a dos factores: uno, muchos gobiernos, ayudados por organismos multilaterales, han apoyado activamente el desarrollo del cultivo de camarón orientado a la exportación con el fin de obtener divisas. Este apoyo ha sido a través de créditos subvencionados, planes de extensión y capacitación patrocinados por el gobierno. Dos, en donde existían ya estas actividades, se han realizado y acelerado las actividades de planificación y la concesión de permisos para la instalación y operación de las granjas de camarón en las zonas costeras. La misma FAO (1999), reconoce que aunque es posible considerar estas condiciones como signos saludables del desarrollo económico, hay pruebas de que la planificación y los marcos de regulación gubernamentales han sido en varios casos insuficientes para garantizar la sostenibilidad de los beneficios del cultivo del camarón y para conseguir plenamente los beneficios sociales previstos.

A partir de esta expectativa, surgen en la última década las primeras investigaciones sobre las causas, efectos y medidas de mitigación, relacionadas con el impacto ambiental y social de la camaronicultura en el noroeste de México.

Durante los últimos años, el camarón ha surgido como la única y más valiosa especie marina que puede ser cultivada con la tecnología existente (Weidner, 1992). Los niveles de beneficio en las granjas camaroneras son considerados generalmente altos, en relación con los ingresos generados por otras actividades económicas (Guija y Finger-Stich, 1995). Sin embargo, en la última década esta actividad ha disminuido su desarrollo por el impacto de enfermedades virales, mismas que se han establecido en los sistemas donde se abastecen de agua las granjas de camarón. Como alternativa, para aminorar el impacto de estas enfermedades infecciosas se ha impulsado el cultivo de camarón tierras adentro empleando agua subterránea de baja salinidad, desarrollándose en diversas regiones de Estados Unidos de América (McGraw *et al.* 2002), Tailandia (Saoud *et al.* 2003; Roy *et al.* 2007) y México (Tamayo, 1998).

Entre las ventajas del cultivo en agua dulce cabe señalar que existe la posibilidad de extender la camaronicultura tierra adentro, lejos de áreas costeras en donde los virus se multiplican naturalmente en el ambiente y en donde, por la distancia entre las granjas, surgen conflictos generados por el uso común de tomas de agua y recirculan efluentes que incrementan la posibilidad de la introducción y la diseminación de patógenos (Miranda *et al.* 2010).

De acuerdo a Van Wyk *et al.* (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) Las granjas pueden estar más cerca del mercado, disminuyendo las distancias y costos de comercialización.
- c) 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.
- d) Si la acuicultura se integra a la agricultura se hace más eficiente el uso del agua ya que por cada m<sup>3</sup> se aumenta la cantidad de biomasa producida (camarón más producto agrícola) aspecto que es fundamental para las regiones áridas con escasez de agua.
- e) Se aumenta el retorno económico por unidad de agua empleada.
- f) Al haber una relación entre la acuicultura y la agricultura los desechos de una son aprovechados por la otra para producir biomasa disminuyendo la carga de contaminantes hacia el ambiente.

Quizás uno de los principales problemas que tienen que enfrentar los productores y los gobiernos al integrar el cultivo de camarón en agua dulce o de baja salinidad a la producción agrícola, es que por el empleo frecuente de sales adicionadas al agua de los estanques para abastecer los requerimientos de  $K^+$ ,  $Na^+$ ,  $Mg^{2+}$  y  $Ca^{2+}$ , es común que la salinidad del agua se incremente y al ser utilizada para la irrigación de los cultivos agrícolas se enfrente a los siguientes problemas:

- a) Salinización de los suelos
- b) Contaminación del agua
- c) Conflictos por el uso del agua

Con objeto de evaluar el uso potencial de algunas aguas superficiales y de pozo en el noroeste de México, se pretende con este trabajo recolectar y analizar químicamente un número representativo de muestras de la región que son susceptibles para explotar como sitios aptos para el cultivo de camarón. El estudio comprende una caracterización química que incluye a los iones mayoritarios, nutrientes y oligoelementos.

## **2. ANTECEDENTES**

Actualmente el cultivo de camarón usando agua de pozo o agua superficial con bajo contenido de sales se está desarrollando en varios países. Sin embargo, no existe una clasificación de acuerdo a su contenido de sales que permita identificar claramente dichas aguas; por tanto es común encontrar términos como cultivo de camarón en agua dulce, en agua de baja salinidad o cultivo de camarón tierra adentro. Por tal motivo es importante establecer una definición funcional que pueda ayudar a clarificar esta situación. De acuerdo a Boyd (2002) y Collins *et al.* (2005), las áreas en donde el agua presenta un intervalo de salinidad entre 1 y 10 g/L, se deben de considerar como aguas de baja salinidad. El agua dulce es más difícil de definir, para propósitos acuícolas, aguas con salinidades por debajo de 1

g/L, o bien, con 1500  $\mu\text{S}/\text{cm}$  de conductividad eléctrica (a una temperatura de 25°C), se clasifican como aguas dulces (Boyd, 2002).

En cuanto al cultivo tierra adentro se define como el cultivo que se desarrolla en áreas de tierras que se ubican más hacia el continente y alejadas de la costa, quizás más allá de los 200 m (Boyd, 2002). Sin embargo, este tipo de cultivo no necesariamente se lleva a cabo con agua dulce, ya que las aguas que se utilizan pueden ser aguas superficiales o de pozo y que dependiendo del tipo de suelo o roca con la que tienen contacto, la salinidad puede variar desde agua dulce a la de baja salinidad. Por tal motivo cuando se refiera al cultivo de camarón tierra adentro se deben agregar las palabras con agua dulce o de baja salinidad (Boyd, 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 la concentración adecuada de ciertos iones entre los que destacan  $\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{Ca}^{2+}$ . De acuerdo a Davis *et al.* (2004), McGraw y Scarpa (2002) y Davis *et al.* (2005) la composición iónica del agua es un factor más crítico que la salinidad misma y aunque el agua de mar posee los iones más importantes para la osmorregulación, como son el  $\text{Cl}^-$  y el  $\text{Na}^+$ , las investigaciones recientes sugieren que independientemente de si la salinidad es adecuada ( $\geq 0.5$  g/L), el  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{Ca}^{2+}$  son los iones más importantes para la sobrevivencia del camarón, siendo los más críticos el  $\text{K}^+$  y  $\text{Mg}^{2+}$ . Por ejemplo, se ha observado que si el  $\text{K}^+$  está ausente, se presentan mortalidades masivas y una evidente falta de crecimiento (Davis *et al.* 2004; 2005; McNevin *et al.* 2004).

Como regla general para un buen crecimiento y sobrevivencia del camarón, la concentración de los iones  $\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{Ca}^{2+}$  en agua dulce o de baja salinidad debe ser similar a la concentración que se presenta en agua de mar diluida a la misma salinidad del agua que se use (Roy *et al.* 2010).

El nitrógeno y el fósforo son los nutrientes más importantes en los estanques de camarón. De su concentración depende el crecimiento óptimo de fitoplancton. Si hay poco fósforo y nitrógeno, habrá muy poco fitoplancton, el agua estará clara y habrá escasez de alimento para el camarón en su estadio temprano (PL y juvenil); si hay un exceso de fósforo y nitrógeno existirá exceso de fitoplancton, y durante la noche caerá el oxígeno disuelto, poniendo en riesgo la especie en cultivo (Boyd, 2000).

El suministro de nitrógeno en exceso respecto a la capacidad asimilativa de los estanques de cultivo o de los cuerpos de agua costeros provoca un deterioro de la calidad del agua, ello a través de la acumulación de compuestos nitrogenados como el amonio, nitritos y nitratos, los cuales (amonio y nitritos) son tóxicos para la biota (Randall y Wright, 1987; Niederlehner y Cairns, 1990).

Los metales y metaloides se han estudiado relativamente poco en la acuicultura, y con dos enfoques muy bien identificados; uno, considerando que el agua utilizada y otras fuentes externas (fertilizantes, encalado, alimento, aditivos), al contener estos elementos pueden alterar el rendimiento y producción del organismo en cultivo; o bien, que los estanques u otros sistemas de cultivo, al desechar los diferentes materiales como son las aguas y lodos, que contienen metales y metaloides, impactan al medio ambiente (Páez-Osuna, 2011).

Los metales como Al, Cd, Cr, Cu, Pb, Hg, Zn, entre otros, se disuelven en el agua en baja concentración (tabla 1). Los dos factores que más favorecen la solubilidad de los metales cuando están disponibles desde sus minerales, son el pH y el potencial redox. Bajos valores de pH y de potencial redox, tienden a incrementar la solubilidad de la mayoría de los metales, incluido el Fe, Mn y otros metales de transición (Páez-Osuna, 2011).

Tabla 1. Concentración típica y de seguridad máxima de metales en µg/L (Boyd, 2009).

Elemento	Concentración		Concentración máxima segura	
	Típica para agua dulce	Promedio para agua de mar	Agua blanda	Agua dura (incluyendo agua de mar)
<b>Cadmio</b>	1.0 – 5.0	0.11	25.0	70.0
<b>Cobre</b>	5.0 – 50.0	3.0	25.0	70.0
<b>Manganeso</b>	< 250.0	2.0	1,000	1,000
<b>Zinc</b>	10.0 – 100.0	10.0	50.0	100.0

El camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* habita en aguas donde el intervalo de salinidad es de 1 a 40 g/L (Bray *et al.* 1994). Dicha especie es la más comúnmente cultivada en el hemisferio oeste y ha crecido tierra adentro en aguas salinas con un intervalo de salinidad de 28.3 g/L (Smith y Lawrence, 1990) a 0.5 g/L (Samocha *et al.* 2001). *L. vannamei* está creciendo tierra adentro en aguas de baja salinidad experimentalmente y comercialmente en Alabama, Arizona, Florida, Indiana, Illinois y Texas (Samocha *et al.* 2002). El camarón marino también está siendo producido comercialmente en aguas de baja salinidad en otras regiones del mundo tales como Ecuador y Tailandia. Estudios recientes sugieren que más del 30% del camarón cultivado en Tailandia se produce en aguas de baja salinidad (Saoud *et al.* 2003).

El cultivo de camarón tierra adentro, especialmente del camarón blanco del Pacífico, *Litopenaeus vannamei*, está siendo cada vez más generalizado en el hemisferio occidental. Dependiendo de su origen, las aguas interiores disponibles para llevar a cabo el cultivo de camarón generalmente tienen diferente salinidad y poseen una composición iónica diferente (Boyd y Thunjai, 2003). La capacidad de *L. vannamei* de tolerar un amplio intervalo de salinidades (0.5 – 40 g/L) lo ha convertido en la especie más popular para el cultivo en baja salinidad (McGraw *et al.* 2002; Samocha *et al.* 1998, 2002).

A pesar del éxito relativo de algunos acuicultores en cultivar *L. vannamei* en aguas de baja salinidad, los problemas persisten debido a las deficiencias en los perfiles iónicos de las aguas estancadas (Saoud *et al.* 2003; Atwood *et al.* 2003). Se ha demostrado que la falta de una mezcla necesaria de iones esenciales, incluyendo el potasio y el magnesio, limitan el crecimiento y la supervivencia de los camarones (Saoud *et al.* 2003; Davis *et al.* 2005).

El cultivo tierra adentro del camarón marino ha sido una práctica común en Tailandia (Boyd *et al.* 2002), difundiéndose esta técnica hacia otros países tales como Estados Unidos (Alabama, Arizona y Texas) (Treece, 2002), México, Panamá, Brasil y Ecuador (Jory, 2002; Pérez y García 2002; Salame y Salame 2002) donde los cultivos han sido atacados por el virus de la mancha blanca. El fundamento científico y crítico de la técnica está en el origen y la composición del agua utilizada.

Para que el cultivo tierra adentro de camarón marino tenga éxito, es necesario que se realice un proceso de aclimatación de las postlarvas (PLs) (Nunes y Velásquez, 2001), transfiriéndose desde un sistema de crianza de alta salinidad a condiciones de engorde de baja salinidad (McGraw *et al.* 2002).

El cultivo del camarón o camaronicultura se ha mantenido en constante crecimiento desde sus inicios. Recientemente en México se ha adoptado una variante de cultivo conocida como “cultivo de camarón tierra adentro” surgida en Tailandia, la cual utiliza aguas de baja salinidad en zonas alejadas de la costa (Flaherty *et al.* 2000). Esto es posible debido a la capacidad osmorreguladora de *L. vannamei* que le permite sobrevivir en un amplio intervalo de salinidades (de 0.5 a 45 g/L) (Samocho *et al.* 2001; Roy *et al.* 2007; Pérez-Velásquez *et al.* 2007).

La experiencia del cultivo del camarón en Baja California, México se inició hace un poco más de una década en ambiente costero y posteriormente se extendió a tierra adentro en ambiente de agua dulce (Giffard-Mena y Martínez-Zabatdeny, 2003; Jory, 2003). Un factor importante que ha influido en esta tendencia ha sido la creencia de que, las áreas tierra adentro están libres de

patógenos de camarones, y que en ellas no se presentan las enfermedades comúnmente registradas en los ambientes costeros (Flaherty y Vandergeest, 1998; Flaherty *et al.* 2000), sin embargo, existen estudios en zonas de cultivo en ambientes dulceacuícolas de la incidencia de algunos agentes patógenos y simbiontes; como el Virus de la Mancha Blanca (WSSV), Virus de la Cabeza Amarilla (YHV) y protozoos *Zoothamnium* spp. (Flaherty y Vandergeest, 1998; Flaherty *et al.* 2000).

Entre los estudios realizados utilizando agua de pozo, destaca el realizado por Miranda *et al.* (2010) en Venezuela donde realizó un cultivo de *L. vannamei* utilizando agua de pozo. En dicho estudio se evaluaron variables fisicoquímicas, iones mayoritarios y algunos oligoelementos. A pesar de que algunas variables estuvieron por encima de los valores recomendados por otros autores y otras por debajo de estos, la mayoría estuvieron dentro del intervalo recomendado para el cultivo de camarón, lo cual permitió llevar con éxito el cultivo de camarón en condiciones de baja salinidad y con agua de pozo, logrando crecimientos y supervivencias comparables con registros comerciales de producción.

De igual manera en Venezuela, Balbi *et al.* (2005) utilizó agua de pozo de origen subterránea para llevar a cabo la aclimatación a baja salinidad de poslarvas de *L. vannamei* provenientes de dos criaderos comerciales. En dicho estudio se analizó el pH, así como los principales iones mayoritarios y nutrientes. La mayoría de las variables tuvieron una concentración adecuada para el camarón lo que permitió que la aclimatación fuera exitosa y que se obtuvieran supervivencias y crecimientos adecuados.

Por otra parte, Boyd y Thunjai (2003) analizaron la concentración de salinidad y de los principales iones mayoritarios de aguas provenientes de granjas de camarón tierra adentro. Dichas aguas eran de distintos lugares (China, Ecuador, Tailandia y Estados Unidos) y se evaluaron para ver si cumplían con las características químicas necesarias para llevar a cabo el cultivo de camarón. Estos mismos autores determinaron que para que el cultivo de camarón sea

exitoso la concentración de los iones debe ser similar o parecida a agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra.

En México, Valenzuela-Quiñonez *et al.* (2010) determinaron el potencial de diferentes aguas subterráneas de baja salinidad, ubicadas en cuatro regiones del municipio de Guasave con la finalidad de cultivar camarón blanco. Dicho estudio comprendió el análisis de las variables fisicoquímicas y de los principales nutrientes y mayoritarios; concluyeron que es factible llevar a cabo el cultivo de *L. vannamei* utilizando agua subterránea de baja salinidad de dichas regiones.

Asimismo en México, Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) realizaron un cultivo integrado de camarón – tomate utilizando agua de pozo suplementada con sales. En dicho estudio se evaluaron diariamente las variables fisicoquímicas y los iones mayoritarios y nutrientes semanalmente. De estos resultados concluyeron que la utilización de agua para estos dos cultivos constituye una alternativa importante, particularmente en regiones áridas y semiáridas en las cuales la disponibilidad del agua es limitada.

### **3. JUSTIFICACIÓN**

Sonora y Sinaloa son estados líderes en la producción de camarón cultivado, cuentan con un poco más de 60,000 hectáreas destinadas a la camaronicultura y, por lo tanto, producen miles de toneladas de camarón al año. La acuicultura es una de las principales actividades, ya que genera miles de empleos y, a su vez, ganancias significativas para ambos estados, pues el camarón es una de las especies más consumidas por la población. Sin embargo, hoy en día la demanda alimenticia es mucho mayor que años atrás, por ello se están evaluando alternativas para el cultivo de camarón, tal es el caso de aprovechar diversos cuerpos de agua sin uso alguno. Es por esto que se está considerando la opción de explorar alternativas de producción acuícola mediante el aprovechamiento de las aguas de arroyos, ríos y acuíferos que tienen Sonora y Sinaloa.

En Hermosillo, Sonora, el acuífero Superior que representa la principal fuente de explotación en el área, ha sido clasificado como sobreexplotado, con problemas relacionados a intrusión salina en las zonas sureste y oeste, donde las aguas alcanzan ocasionalmente hasta 10 g/L de TDS (INEGI, 1993). Estos recursos hídricos ciertamente extensivos y sin utilización alguna, pueden ser candidatos idóneos para la acuicultura tierra adentro y en particular para el cultivo de camarón blanco.

Bajo el contexto anterior y tomando en cuenta que existen pocos estudios sobre la caracterización química de aguas subterráneas y superficiales en la región noroeste de México, se plantea el presente proyecto, cuyo objetivo es caracterizar químicamente las aguas de sitios selectos de Sonora, Sinaloa, Chihuahua y Colima para determinar si son susceptibles de explotar para el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

## **4. OBJETIVOS**

### **4.1. Objetivo general**

Determinar cuáles aguas superficiales y acuíferos selectos del noroeste de México cuentan con las características químicas (componentes mayoritarios, nutrientes y oligoelementos) apropiadas para llevar a cabo el cultivo del camarón blanco (*L. vannamei*).

### **4.2. Objetivos específicos**

1.- Determinar las variables fisicoquímicas (temperatura, pH, oxígeno disuelto y TDS) en las aguas muestreadas.

2.- Determinar la composición iónica de las aguas muestreadas: sodio, potasio, calcio, magnesio, cloruros, sulfatos y alcalinidad.

3.- Determinar la concentración de nutrientes en las aguas muestreadas: nitritos, nitratos, amonio, fosfatos y silicatos.

4.- Medir la concentración de oligoelementos presentes en dichas aguas: cobre, manganeso, zinc y cadmio.

5.- Con base en los resultados analíticos obtenidos calcular las proporciones o relaciones de los iones mayoritarios y compararlas con las del agua de mar.

6.- Contrastar la concentración de oligoelementos y nutrientes con respecto a la considerada aceptable para el cultivo de camarón.

7.- Realizar una propuesta de criterios para aceptar o rechazar el uso de un agua en función de los resultados analíticos obtenidos en este estudio versus otro que se llevará en paralelo donde se van a evaluar la supervivencia y las tasas de crecimiento de camarón blanco.

## 5. PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN

¿Cuál es la composición iónica, nutrientes y de oligoelementos de las aguas de pozo y superficiales de sitios selectos de Sonora, Sinaloa, Chihuahua y Colima?

¿Cuál es la proporción de  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$  y  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  de dichas aguas?

¿Son viables de explotar para el cultivo de camarón en agua dulce superficial y de pozo las aguas existentes en los sitios selectos de dichos estados?

## 6. HIPÓTESIS

Algunas aguas superficiales y acuíferos del noroeste de México cuentan con la composición química (componentes mayoritarios, nutrientes y oligoelementos) adecuada para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Existirán diferencias entre los resultados (variables fisicoquímicas y composición química) obtenidos de los dos muestreos, debido a que uno será en temporada de secas y otro en lluvias.

La calidad del agua (mayoritarios, nutrientes y oligoelementos) será diferente respecto a un sitio de muestreo con otro, debido a que se trata de sitios independientes y que son sujetos a diferentes condiciones.

## 7. ÁREA DE ESTUDIO

Los muestreos se realizaron en el noroeste de México, comprendiendo sitios de los estados de Sonora, Sinaloa, Chihuahua y Colima. En la tabla 2 se indica la ubicación de los distintos sitios de muestreo, su clave y descripción (tipo de agua recolectada).

Tabla 2. Ubicación de los distintos sitios de muestreo del noroeste de México.

ESTADO	MUNICIPIO	SITIO	LATITUD	LONGITUD	TIPO AGUA	CLAVE
Sonora	Hermosillo	El Tronconal	29° 10' 14.55" N	110° 51' 10.66" W	Pozo	TR
		Villa Juárez	27° 07' 46.41" N	109° 50' 25.26" W	Pozo	VJ
Sinaloa	Ahome	Campo El Cardal	26° 00' 97.30" N	109° 19' 02.00" W	Pozo	CC
		Higuera de Zaragoza	25° 58' 27.80" N	109° 18' 96.40" W	Pozo	HZ
	Cohuibampo	Cohuibampo	25° 56' 41.40" N	109° 09' 71.40" W	Pozo	CH
		San José	25° 55' 93.00" N	109° 15' 61.90" W	Pozo	SJ
	El Fuerte	Mochicahui	25° 57' 41.10" N	108° 56' 40.90" W	Superficial	MO
		Gabriel Leyva Solano	25° 39' 74.10" N	108° 38' 47.80" W	Pozo	GL
	Utatave	Utatave	25° 36' 72.90" N	108° 32' 89.10" W	Pozo	UT
		Río Sinaloa	25° 34' 88.20" N	108° 27' 34.20" W	Superficial	RS
	Navolato	Cofradía de Navolato	24° 45' 58.85" N	107° 36' 35.31" W	Pozo	CN
		La Pipima	24° 42' 05.54" N	107° 41' 35.98" W	Pozo	LP
	Culiacán	Río Culiacán	24° 48' 38.64" N	107° 24' 21.65" W	Superficial	RC
		Campo Norelia	24° 44' 41.05" N	107° 41' 35.95" W	Pozo	NO
	Laguna El Caimanero	Laguna El Caimanero	24° 37' 54.72" N	107° 44' 42.89" W	Superficial	LC
		Dique Los Cascabeles	24° 35' 53.54" N	107° 18' 21.00" W	Superficial	DC
	Elota	Campo Santa Fé	23° 51' 00.11" N	106° 53' 25.28" W	Pozo	CS
		Mazatlán	El Espinal	23° 25' 00.76" N	106° 20' 51.88" W	Pozo
	Escopama		23° 21' 48.11" N	106° 28' 57.29" W	Pozo	ES
	El Roble	El Roble	23° 16' 10.62" N	106° 13' 25.26" W	Pozo	ER
		Upsin	23° 15' 56.54" N	106° 22' 24.99" W	Pozo	UP
	Isla de la Piedra	Isla de la Piedra	23° 11' 17.40" N	106° 24' 20.64" W	Pozo	IP
Río Presidio		23° 06' 20.74" N	106° 17' 02.00" W	Superficial	RP	
El Rosario	Fitmar	22° 54' 53.48" N	106° 06' 11.05" W	Pozo	FM	
	Coyame	29° 27' 15.00" N	105° 09' 39.00" W	Pozo	CY	
Chihuahua	Saucillo	28° 07' 23.46" N	105° 26' 05.88" W	Pozo	PC	
	Armería	Granja Carlos	18° 48' 04.09" N	103° 47' 00.85" W	Pozo	GC
Manzanillo		Granja Toño	19° 10' 31.34" N	103° 48' 55.16" W	Pozo	GT

Las fechas de colecta fueron en el año 2012, específicamente en los meses de abril-mayo para la temporada de secas y septiembre-octubre para lluvias. El número de muestras fue de 2 por sitio de muestreo.

En la figura 1 se indica la localización aproximada de los sitios de muestreo.

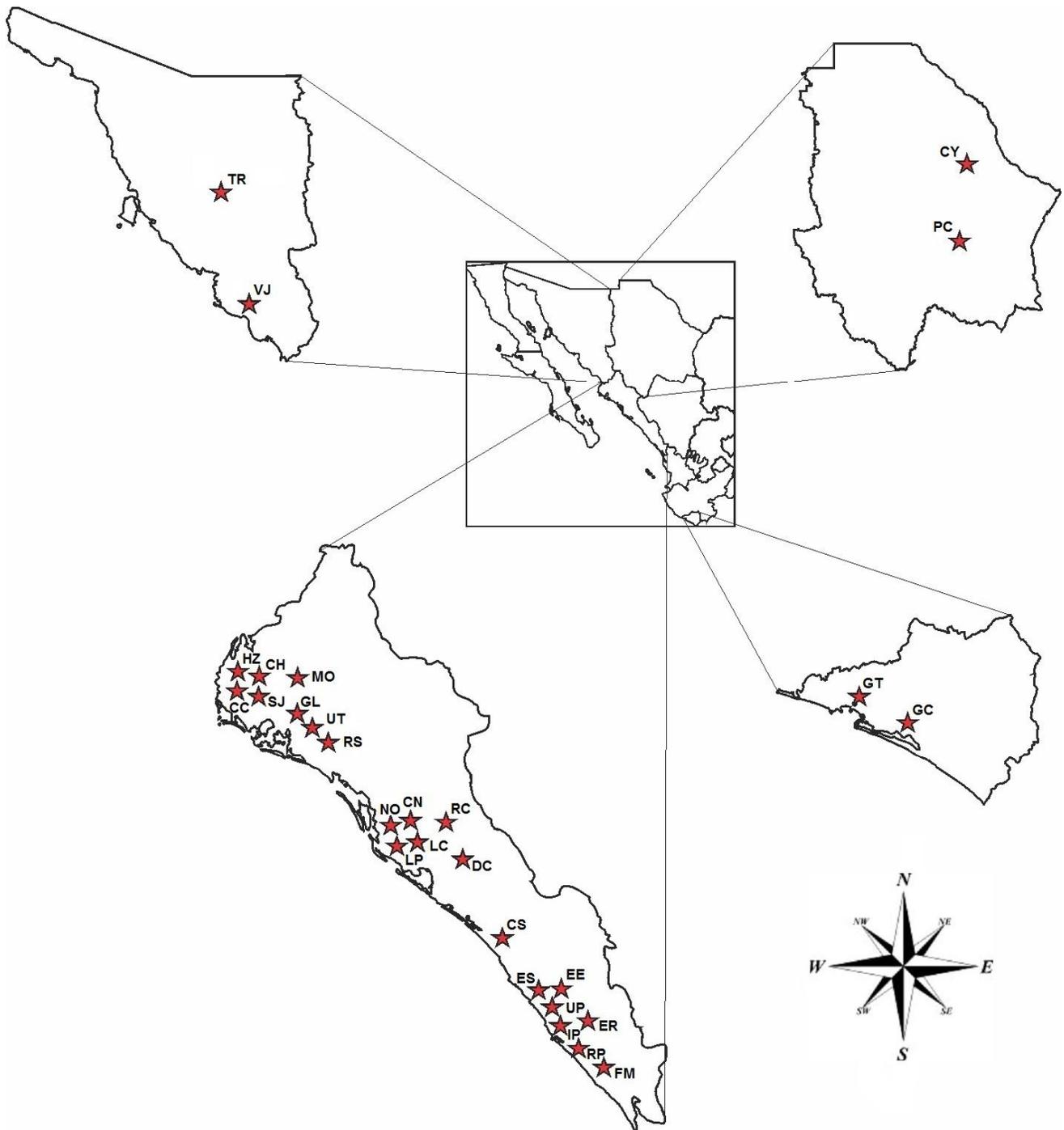


Figura 1. Localización de los sitios de muestreo en los distintos estados estudiados.

## **8. METODOLOGÍA**

### **8.1. Preparación de los recipientes para la toma de muestras**

La preparación de los recipientes es de suma importancia para evitar contaminación por oclusiones que pudiera haber en los mismos, y que afectan los análisis fisicoquímicos. Para el lavado de los recipientes se realizó el siguiente tratamiento (Armienta *et al.* 1987):

1. Los envases se lavaron perfectamente con detergente libre de fosfatos y se enjuagaron varias veces con agua de la llave.
2. Después se pusieron a estilar para quitar el exceso de agua.
3. Posteriormente se colocaron en un baño de HCl 2 M y se dejaron en el mismo por 3 días para eliminar cualquier impureza que pudieran contener los recipientes.
4. Transcurridos los 3 días se sacaron del ácido y se enjuagaron con agua Milli-Q. Se dejaron secar y se empaquetaron para que estuvieran listos para usarse.

### **8.2. Técnicas de muestreo**

Al tomar la muestra se tuvieron en cuenta las siguientes precauciones y cuidados (Armienta *et al.* 1987):

- (a) Lugar de la toma de muestra, pues en el caso de aguas superficiales conviene tomar las muestras en puntos de turbulencia natural y al centro de la corriente y, en el caso de pozos, se deja fluir el líquido durante 10 minutos antes de la toma de muestra.
- (b) En el caso de pozos es necesario evitar que el flujo sea turbulento para que no cause problemas por disolución de gases.
- (c) En ríos se debe colocar el recipiente de muestreo con la boca orientada en la dirección de la corriente.

### 8.3. Conservación de las muestras

La conservación de las muestras tiene por objeto retardar los cambios químicos y biológicos que puedan ocurrir. Para tener una idea general sobre la técnica requerida para conservar las muestras, es necesario considerar el volumen aproximado de la misma, así como, el tipo de cambios que pueden ocurrir y de esta manera escoger el tipo de conservador más adecuado, tal y como se muestra en la tabla 3.

Tabla 3. Tipo de conservadores, acción y aplicación (Norma Oficial Mexicana NOM-AA-14-1980).

<b>CONSERVADOR</b>	<b>ACCIÓN</b>	<b>PARA DETERMINACIÓN DE</b>
<b>HNO<sub>3</sub></b>	Evita la precipitación de metales	Metales disueltos
<b>Refrigeración</b>	Evita cambios en el pH	Alcalinidad
<b>Refrigeración</b>	Evita reducción de nitratos	Nitratos
<b>Refrigeración</b>	Inhibidor bacteriano	Análisis fisicoquímicos

### 8.4. Recolección de muestras

Las muestras de agua se recolectaron de los distintos pozos, ríos y una laguna, tanto para la temporada de secas (abril-mayo de 2012) como lluvias (septiembre-octubre de 2012). Sin embargo, existieron diferencias entre los muestreos, ya que cuando se trató de agua de pozo extraída por bombeo, se dejó correr por un tiempo de 10 minutos para que saliera cualquier interferencia o contaminación que pudiera contener el agua y fuese representativa del pozo. Transcurrido este tiempo y al asegurarse de que el agua estuviera limpia y sin ningún contaminante, se procedió con la toma de muestra. Los recipientes se enjuagaron 3 veces con el agua para ambientarlos y, posteriormente, se llenaron por duplicado.

En el caso de aguas de pozo que no tuvieron bombas y que tuvieron una cubeta o algún otro recipiente para tomarlas, prácticamente se siguió el mismo procedimiento que en el caso de las que si tenían bombas, solo que en lugar de dejar correr el agua durante un periodo de 10 minutos se tiró la primera agua que se obtuvo y, a continuación, se ambientaron los recipientes para después llenarlos con las muestras de agua.

Cuando se trató de muestras superficiales, se utilizó una botella adaptada con un tubo de plástico como brazo extensivo. La muestra se tomó cerca o en el centro de la corriente, para que de esta manera el agua estuviera más homogénea y no contuviera sólidos o algún otro factor que pudiera intervenir a la hora de realizar los análisis. En el caso de ríos, la botella se orientó con la boca en dirección de la corriente.

El número de muestras que se tomaron de cada lugar fue de 2, cada una con capacidad de 1,000 mL, con la finalidad de llevar a cabo un duplicado de los análisis y garantizar la confiabilidad de los resultados.

Es importante destacar que se determinaron las variables fisicoquímicas (temperatura, pH, oxígeno disuelto y sólidos disueltos totales) a la hora de realizar los muestreos, utilizando un combo Hanna modelo HI 98129 y un oxímetro YSI DO 200. Asimismo, todas las muestras se filtraron por medio de membranas de 0.45 µm de fibra de vidrio Millipore para evitar el paso de cualquier sólido o interferencia que pudiera alterar los resultados de los análisis.

## **8.5. Iones mayoritarios**

### **8.5.1. Determinación de cloruros (método argentométrico)**

**Principio:** En una solución neutra o ligeramente alcalina, el cromato de potasio indica el punto final de la titulación de cloruros con nitrato de plata. El cloruro de plata es precipitado cuantitativamente antes de que se forme el cromato de plata y se vuelva rojo-ladrillo (Clesceri *et al.* 1998).

**Procedimiento:** Para la valoración del nitrato de plata se utilizaron 10 mL de NaCl 0.0140 N + 10 mL de agua Milli-Q + 1 mL de solución indicadora de  $K_2CrO_4$ . Esto se tituló con nitrato de plata y se hizo por cuadruplicado para obtener una mayor confiabilidad en el resultado. Con esto se obtuvo la normalidad del nitrato de plata. Para calcular la normalidad del nitrato de plata se utilizó la siguiente fórmula:

$$N_1 V_1 = N_2 V_2$$

$$N_2 = \frac{N_1 V_1}{V_2}$$

De igual manera, se corrió por duplicado un blanco con agua Milli-Q y cromato de potasio y se tituló con el nitrato de plata. Se anotaron los mL gastados del titulante y el valor de dicho blanco se restó a las muestras. Para la lectura de las muestras, primero se comprobó que el pH estuviera entre 7 y 10. Posteriormente se tomaron 10 mL de muestra + 10 mL de agua Milli-Q + 1 mL de solución de  $K_2CrO_4$ . Se titularon con estándar de nitrato de plata hasta llegar al punto final y obtener un color rojo ladrillo. Esto se hizo por duplicado.

Finalmente se hicieron los cálculos correspondientes y se obtuvo la concentración de cloruros en mg/L. Se utilizó la siguiente fórmula para obtener dicha concentración:

$$\text{mg/L de } Cl^- = \frac{(A-B) \times N \times 35450}{\text{mL de muestra}}$$

Donde:

A= mL de titulante gastados por la muestra

B= mL de titulante gastados por el blanco

N= Normalidad del  $AgNO_3$

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 0.6%.

### 8.5.2. Determinación de alcalinidad (método volumétrico)

**Principio:** Los iones hidroxilo presentes en una muestra como resultado de la disociación o hidrólisis de los solutos reaccionan con la adición de un ácido estándar. Por lo tanto, la alcalinidad depende del pH usado en el punto final. Para tener la posibilidad de distinguir entre los tres tipos de alcalinidad, es decir, la debida a hidróxidos, carbonatos y bicarbonatos, se hace distinción entre dos tipos: la alcalinidad a la fenolftaleína y la alcalinidad al anaranjado de metilo. Ambas formas se determinan por titulación con un ácido mineral fuerte de concentración conveniente (Clesceri *et al.* 1998).

**Procedimiento:** Para la valoración del HCl se colocaron 10 mL de la solución normalizadora de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> 0.02 N en un matraz Erlenmeyer de 125 mL y se agregaron 5 gotas de la solución de indicadores mixta rojo de metilo-verde de bromocresol, la muestra adquirió un color azul-verde. Posteriormente se tituló con HCl 0.02 N hasta que apareció un color gris claro. En este punto la solución se sometió a ebullición durante 1 minuto y se continuó con la titulación agregando el ácido gota a gota sobre la muestra caliente hasta que se obtuvo un color rosa salmón.

La normalización del ácido se calculó con la siguiente fórmula:

$$N \text{ HCl} = \frac{(\text{mL Na}_2\text{CO}_3) (N \text{ Na}_2\text{CO}_3)}{\text{mL HCl}}$$

**Determinación de alcalinidad a fenolftaleína:** Se tomó una alícuota de la muestra en un matraz Erlenmeyer (10 mL), se agregaron 5 gotas de indicador de fenolftaleína. Como algunas muestras dieron una coloración rosa mexicano, si existió alcalinidad a la fenolftaleína. Por lo que la muestra se tituló con HCl 0.02 N hasta que se tornó incolora. Posteriormente se tomó la lectura en mL de ácido consumido y se calculó la alcalinidad a la fenolftaleína con la siguiente fórmula:

$$\text{Alcalinidad a la fenolftaleína como mg/L de CaCO}_3 = \frac{\text{mL ácido} \times N \text{ ácido} \times 50,000}{\text{mL muestra}}$$

**Determinación de la alcalinidad total:** Se tomó una alícuota de la muestra en un matraz Erlenmeyer (10 mL). Si se determinó la alcalinidad a la fenolftaleína, se continuó utilizando la misma muestra, acumulando la cantidad de ácido consumido. Posteriormente se agregaron 5 gotas del indicador mixto rojo de metilo-verde de bromocresol, la muestra adquirió un color azul-verde. Se tituló con HCl 0.02 hasta que adquirió un color gris claro. En este punto la solución se sometió a ebullición durante 1 minuto. Después se continuó con la titulación agregando el ácido gota a gota sobre la muestra caliente hasta que se obtuvo un color rosa intenso. Finalmente se tomó la lectura en mL de ácido consumido y se calculó la alcalinidad total con la siguiente fórmula:

$$\text{Alcalinidad total como mg/L de CaCO}_3 = \frac{\text{mL totales de ácido} \times N \text{ ácido} \times 50,000}{\text{mL de muestra}}$$

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 1.5%.

### 8.5.3. Determinación de calcio (emisión de flama)

**Principio:** La determinación de calcio se llevó a cabo mediante espectrofotometría de absorción atómica (AAS) empleando una flama de óxido nitroso-acetileno. Utilizando dicha flama la principal interferencia es causada por la ionización del mismo calcio. Esto es solucionando por la adición de uno o más elementos fácilmente ionizables tales como potasio (2,000-5,000 µg/mL). En este caso se utilizó una solución de KCl (3,000 µg/mL). Se determinó a una longitud de onda de 422.7 nm (Clesceri *et al.* 1998).

**Procedimiento:** Se preparó la curva de calibración con una concentración de 75, 150 y 300 mg/L. Tanto la curva como las muestras se diluyeron (1:2) con cloruro de potasio (KCl). Posteriormente se leyeron a una absorbancia de 422.7 nm y se obtuvo la concentración correspondiente, esto utilizando un espectrofotómetro modelo Varian SpectrAA220.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 0.9%.

#### **8.5.4. Determinación de magnesio (emisión de flama)**

**Principio:** La determinación de magnesio se llevó a cabo mediante espectrofotometría de absorción atómica (AAS) empleando una flama de óxido nitroso-acetileno. Utilizando dicha flama no se presenta interferencia, por lo que no es necesario usar un supresor iónico. Se determinó a una longitud de onda de 258.2 nm (Clesceri *et al.* 1998).

**Procedimiento:** Se preparó la curva de calibración con una concentración de 75, 150 y 300 mg/L. Posteriormente se leyeron tanto la curva como las muestras a una absorbancia de 258.2 nm y se obtuvo la concentración correspondiente, esto utilizando un espectrofotómetro modelo Varian SpectrAA220.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 0.8%.

#### **8.5.5. Determinación de sodio (emisión de flama)**

**Principio:** Cantidades bajas de sodio pueden ser determinadas por fotometría de emisión de flama a una longitud de onda de 589 nm. La muestra es rociada en una flama de un gas y la excitación es llevada a cabo bajo condiciones cuidadosamente controladas y reproducibles. La intensidad de la luz a 589 nm es aproximadamente proporcional a la concentración del elemento. (Clesceri *et al.* 1998). Debido a que el sodio es parcialmente ionizado en flama de aire-acetileno, para suprimir la ionización, se añade una solución de cloruro de potasio para dar una concentración final de 2,000 µg/mL de potasio en todas las soluciones, incluyendo el blanco.

**Procedimiento:** Se preparó la curva de calibración con una concentración de 50, 100 y 200 mg/L. Tanto la curva como las muestras se diluyeron (1:2) con cloruro de potasio (KCl). Posteriormente se leyeron a una absorbancia de 589 nm

y se obtuvo la concentración correspondiente, esto utilizando un espectrofotómetro modelo Varian SpectrAA220.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 0.8%.

#### **8.5.6. Determinación de potasio (emisión de flama)**

**Principio:** Cantidades bajas de potasio pueden ser determinadas ya sea por una lectura directa o por un tipo patrón estándar de fotometría de flama a una longitud de onda de 766.5 nm. Porque mucha información referente al sodio se aplica igualmente a la determinación del potasio, se debe estudiar cuidadosamente toda la discusión referente con la fotometría de flama para la determinación de sodio antes de hacer la determinación de potasio (Clesceri *et al.* 1998). Como el potasio es parcialmente ionizado en flama de aire-acetileno, para suprimir la ionización se añade nitrato de cesio ( $\text{CsNO}_3$ ) para dar una concentración final de 1,000  $\mu\text{g/mL}$  de cesio en todas las soluciones, incluyendo el blanco. El cesio debe ser usado para evitar la contaminación por potasio.

**Procedimiento:** Se preparó la curva de calibración con una concentración de 10, 20 y 40 mg/L. Tanto la curva como las muestras se diluyeron (1:2) con nitrato de cesio ( $\text{CsNO}_3$ ). Posteriormente se leyeron a una absorbancia de 766.5 nm y se obtuvo la concentración correspondiente, esto utilizando un espectrofotómetro modelo Varian SpectrAA220.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 0.6%.

#### **8.5.7. Determinación de sulfatos (método turbidimétrico)**

**Principio:** El ion sulfato ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) es precipitado en un medio ácido con cloruro de bario ( $\text{BaCl}_2$ ), para formar cristales de sulfato de bario ( $\text{BaSO}_4$ ) de tamaño uniforme. La absorbancia de la luz de la suspensión de  $\text{BaSO}_4$  es medida por un fotómetro y la concentración de  $\text{SO}_4^{2-}$  es determinada por la comparación de las lecturas con la curva estándar (Armienta *et al.* 1987).

**Procedimiento:** Primeramente se preparó la solución estándar de sulfatos, la cual tenía una concentración de 100 mg/L. Posteriormente se preparó la curva de calibración con una concentración de 0, 5, 10 y 20 mg/L de sulfatos. Para la lectura de las muestras, se tomaron 10 mL de muestra y se colocaron en tubos de centrífuga con capacidad de 50 mL. Después se adicionaron 2.5 mL de la solución acondicionadora, 70 mg de cloruro de bario y se agitó durante 1 minuto a velocidad constante. Transcurrido el minuto de agitación se aforó a 50 mL con agua milli-Q y se dejó reposar por 4 minutos para que se llevara a cabo la reacción. Finalmente se leyó en espectrofotómetro a 420 nm y se obtuvo la concentración correspondiente, esto utilizando un espectrofotómetro modelo Perkin Elmer UV/VIS Lambda 10.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 2.1%.

#### **8.5.8. Balance de iones (cationes y aniones)**

Se realizó un balance de iones (cationes y aniones) para la comprobación de los datos, puesto que la sumatoria de aniones y cationes, cuando es expresada en miliequivalentes por litro, debe estar balanceada porque todas las aguas son eléctricamente neutras (Clesceri *et al.* 1998).

Se propuso un porcentaje de error de 10%, para considerar el análisis como correcto (Armienta *et al.* 1987).

La prueba está basada en el porcentaje de diferencia definido como sigue:

$$\% \text{ diferencia} = 100 \times \frac{\sum \text{cationes} - \sum \text{aniones}}{\sum \text{cationes} + \sum \text{aniones}}$$

## 8.6. Nutrientes

Los principales nutrientes (nitritos, nitratos, amonio, fosfatos y silicatos) 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. A su vez, dicho aparato está basado en los principios descritos a continuación:

### 8.6.1. Determinación de nitritos

**Principio:** La determinación de nitritos se basa en el método colorimétrico descrito por Strickland y Parsons (1972); Grasshoff *et al.* (1990), 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 le hace reaccionar con N-1-naftiletildiamina (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.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 0.9%.

### 8.6.2. Determinación de nitratos

**Principio:** 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).

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 1.0%.

### 8.6.3. Determinación de amonio

**Principio:** 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 amoníaco y este se mide por su absorbancia a 640 nm.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 1.2%.

#### **8.6.4. Determinación de fosfatos**

**Principio:** Para la determinación de ortofosfatos disueltos se siguió el método de Greenfield y Kalber (1954). En este método se agrega una disolución de molibdato de amonio en ácido sulfúrico y una disolución de ácido ascórbico a la disolución de la muestra formando el complejo amarillo molibdofosfato de amonio. Al tratar con un agente reductor como el ácido ascórbico, el complejo ácido se reduce a azul de molibdeno. Normalmente, la reducción es lenta, pero la adición de un catalizador, en este caso tartrato de antimonio hace que se lleve a cabo rápidamente la reducción. La cantidad de azul de molibdeno formado es proporcional a la concentración de fósforo como ortofosfato presentes en la muestra de agua.

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 2.3%.

#### **8.6.5. Determinación de silicatos**

**Principio:** Para la determinación de silicatos, los iones silicato se hacen reaccionar con molibdato de amonio, de tal manera que se forman los complejos silicomolibdato, fosfomolibdato y arsenomolibdato. A la solución resultante se le agrega metol (p-metil-amino-fenol-sulfato) y ácido oxálico, los cuales reducen el complejo silicomolibdato dando como resultado un compuesto azul que simultáneamente descompone cualquier fosfomolibdato o arsenomolibdato, de manera que se eliminan las interferencias por fosfatos y arsenatos. La absorbancia de la solución resultante se mide por espectrofotometría a 810 nm en celda de 10 mm (Strickland y Parsons, 1972).

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 1.4%.

## **8.7. Oligoelementos**

### **8.7.1. Pretratamiento de las muestras para metales**

Para la determinación de metales disueltos las muestras se filtraron a través de una membrana de poro de 0.45 micras para eliminar las arcillas finas que llevan las aguas, dicha membrana fue previamente lavada con una disolución de ácido nítrico (1%) y enjuagada con agua Milli-Q antes de utilizarse (NMX-AA-051-SCFI-2001).

Tras la filtración siguió una acidificación con ácido nítrico concentrado hasta obtener un pH < 2, esto permite preservar las muestras y que los metales permanezcan en solución. Esto a su vez permite la destrucción de formas orgánicas que pudieran contener metales. Todas las muestras se refrigeraron a 4°C, con objeto de evitar posibles alteraciones químicas de las mismas durante el tiempo que transcurre entre la toma de muestra y su análisis (NMX-AA-051-SCFI-2001).

### **8.7.2. Metales por espectrofotometría de absorción atómica (Cu, Mn, Zn y Cd)**

La lectura de metales pesados se hizo por medio de la técnica de espectrofotometría de absorción atómica, la cual es una técnica capaz de detectar y determinar cuantitativamente la mayoría de los elementos de la tabla periódica. Todos los metales se leyeron utilizando un espectrofotómetro modelo Varian SpectrAA220.

**Principio:** Este método consiste en la medición de las especies atómicas por su absorción a una longitud de onda particular. La especie atómica se logra por atomización de la muestra, siendo los distintos procedimientos utilizados para llegar al estado fundamental del átomo lo que diferencia las técnicas y accesorios utilizados. La técnica de atomización más usada es la de absorción atómica con

una cámara, que nebuliza la muestra y luego la disemina en forma de aerosol dentro de una llama de aire acetileno u óxido nitroso-acetileno, aunque también la lectura por horno de grafito es una de las técnicas más utilizadas, debido a la precisión que tiene al determinar una pequeña concentración (Clesceri *et al.* 1998).

### **8.7.3. Espectrofotometría de absorción atómica por horno de grafito**

Consiste en la medición de la especie atómica por su absorción a una longitud de onda particular. El horno de grafito se calienta al pasar corriente eléctrica. Es importante mencionar que esta técnica permite detectar una concentración pequeña, como es el caso de  $\mu\text{g/L}$ .

Dicha técnica consta de 3 etapas:

- 1.- Secado: La muestra se calienta de 20 a 30 segundos por el calor radiado, que tiende a producir un calentamiento más uniforme ( $110\text{-}125^\circ\text{C}$ ). Aquí se evapora cualquier solvente o componente que pueda contener la matriz y la muestra permanece seca.
- 2.- Calcinado: En esta etapa las temperaturas son más elevadas, pues se conduce al analito a un estado químico diferente. La muestra sólida se evapora a gas.
- 3.- Atomización: Se eleva la temperatura rápidamente hasta la temperatura de atomización ( $1,500\text{-}3,000^\circ\text{C}$ ) y los restos del analito se volatilizan y se disocian en átomos libres, que son los responsables de la absorción observada.

Los metales que se determinaron por dicha técnica fueron: cobre y cadmio.

### **8.7.4. Determinación de cobre**

Dicho elemento se determinó por espectrofotometría de absorción atómica con horno de grafito, como se describió anteriormente. Para su realización lo primero que se hizo fue preparar la curva de calibración con una concentración de 7.5, 15 y 30  $\mu\text{g/L}$ . Posteriormente se leyeron las muestras y se obtuvo la concentración correspondiente (Clesceri *et al.* 1998).

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 1.2%.

#### **8.7.5. Determinación de cadmio**

Dicho elemento se determinó por espectrofotometría de absorción atómica con horno de grafito, como se describió anteriormente. Para su realización lo primero que se hizo fue preparar la curva de calibración con una concentración de 0.5, 1.0 y 2.0 µg/L. Posteriormente se leyeron las muestras y se obtuvo la concentración correspondiente (Clesceri *et al.* 1998).

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 1.4%.

#### **8.7.6. Espectrofotometría de absorción atómica por flama**

Utiliza una flama de aire-acetileno u óxido nitroso-acetileno. Permite detectar una concentración mayor que el horno de grafito, como es el caso de mg/L. Consta de 2 etapas las cuales se describen a continuación:

- 1.- Nebulización: La muestra se evapora, ocurre la formación de pequeñas gotas y la dispersión de líquido en gas.
- 2.- Atomización: La temperatura se eleva hasta los 3,000°C para que los compuestos que componen la muestra se dividan en átomos libres.

Los oligoelementos que se detectaron por dicha técnica fueron manganeso y zinc:

#### **8.7.7. Determinación de manganeso**

Dicho elemento se determinó por espectrofotometría de absorción atómica por flama, como se describió anteriormente. Para su realización lo primero que se hizo fue preparar la curva de calibración con una concentración de 2.0, 4.0 y 6.0 mg/L. Posteriormente se leyeron las muestras y se obtuvo la concentración correspondiente (Clesceri *et al.* 1998).

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 1.0%.

#### **8.7.8. Determinación de zinc**

Dicho elemento se determinó por espectrofotometría de absorción atómica por flama, como se describió anteriormente. Para su realización lo primero que se hizo fue preparar la curva de calibración con una concentración de 0.5, 1.0 y 1.5 mg/L. Posteriormente se leyeron las muestras y se obtuvo la concentración correspondiente (Clesceri *et al.* 1998).

La precisión expresada como el coeficiente de variación para esta técnica fue de 0.8%.

#### **8.8. Análisis estadísticos**

Dado que solo se contaba con dos muestras por sitio de muestreo, y no se podía determinar normalidad ni homoscedasticidad, debido a que se ocupan mínimo 5 datos, se asumió que los datos eran no paramétricos y por ello se realizaron pruebas no paramétricas para todas las comparaciones (Zar, 1999). La comparación entre secas y lluvias se realizó por medio de una prueba de Wilcoxon, ya que se trató de datos pareados (Zar, 1999). Por otra parte, la comparación entre aguas subterráneas y superficiales tanto para secas como para lluvias se realizó por medio de una prueba de Mann-Whitney, debido a que se trató de datos independientes (Zar, 1999). Asimismo, la comparación por regiones, norte, centro y sur de Sinaloa y muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) en secas y lluvias se realizó por medio de una prueba de Kruskal-Wallis, pues se contó con 4 grupos (Zar, 1999). En caso de que existiera diferencia entre las regiones se realizó una prueba de Dunn (Zar, 1999). Todo esto con una  $p = 0.05$ , utilizando el programa Sigma Plot 11.0

## 9. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 9.1. Variables fisicoquímicas

En la tabla 4 se pueden observar las variables fisicoquímicas registradas, las cuales varían debido a factores como: condiciones propias del sitio, condiciones ambientales y procesos biológicos y microbiológicos involucrados.

Tabla 4. Variables fisicoquímicas (temperatura, pH, oxígeno disuelto (OD) y sólidos totales disueltos (TDS) de las aguas muestreadas en secas y lluvias.

Sitio	T°C		pH		OD (mg/L)	TDS (g/L)	
	Secas	Lluvias	Secas	Lluvias	Secas	Secas	Lluvias
TR	31.0	-	7.9	-	5.30	0.600*	-
VJ	28.0	-	7.8	-	4.30	14.000*	-
CC	26.8	24.2	8.9	9.0	2.89	0.625	0.670
HZ	26.6	24.4	7.4	7.3	0.99	0.327	0.298
CH	28.7	25.7	6.9	7.2	3.28	0.275	0.270
SJ	27.2	-	7.7	-	6.30	0.950	-
MO	27.3	25.2	7.4	7.6	7.24	0.927	1.020
GL	26.3	24.6	7.4	6.5	6.47	0.179	0.129
UT	27.1	26.0	7.6	7.9	5.70	1.400	1.950
RS	27.4	26.2	8.1	8.0	3.30	1.010	0.076
CN	28.6	26.9	7.6	7.3	4.86	0.493	0.428
LP	30.0	30.6	7.2	7.5	2.20	2.120	0.466
RC	29.9	29.6	8.0	6.7	5.00	0.184	0.210
NO	30.7	28.0	7.6	7.3	2.46	2.460	2.320
LC	28.1	34.9	7.7	8.1	1.85	4.300	1.810
DC	30.4	33.2	8.0	8.6	4.86	0.180	0.216
CS	30.7	32.7	8.2	8.1	5.45	1.160	1.670
EE	32.9	/	7.3	7.5	7.15	0.935	0.766
ES	28.3	27.1	8.6	8.1	4.27	2.220	2.000
ER	29.5	/	7.8	8.4	3.35	0.398	0.504
UP	-	/	-	8.3	-	-	3.020
IP	29.4	29.8	8.4	7.8	5.02	0.469	0.232
RP	/	/	7.5	7.9	/	0.543	0.455
FM	27.2	/	7.7	8.0	6.40	1.700	1.325
CY	-	/	-	8.5	-	-	0.886
PC	-	/	-	8.4	-	-	2.300
GC	-	/	-	7.5	-	-	2.470
GT	-	/	-	7.3	-	-	1.509

\*Los resultados marcados con asterisco se analizaron por medio de un refractómetro, el resto a través de la conductividad. El símbolo (-) indica que no se dispuso de la muestra. El símbolo (/) indica que no se determinó la variable.

En la tabla 5 se observan algunos valores de T°C, pH, OD (mg/L) y TDS (g/L) registrados en otras regiones utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). En el caso de la temperatura los valores van desde 20.5 hasta 34.9°C, siendo el más bajo el registrado en Alabama, Estados Unidos, por Prapaiwong (2011) y el más alto el registrado en este estudio. En lo que respecta al pH, el más bajo fue el registrado en Yucatán, con un pH de 7.0, mientras que el más alto fue el registrado en Alabama con un pH de 8.5. En cuanto al OD, la concentración más baja se registró en este estudio (1.0 mg/L) y la más alta se registró en Sonora, con 9.2 mg/L. Respecto a los TDS, la concentración más baja se registró en Yucatán, con 0 g/L, mientras que la más alta se registró en este estudio con 14 g/L.

Tabla 5. Valores de T°C, pH, OD (mg/L) y TDS (g/L) registrados en regiones de México y Estados Unidos, utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	T°C	pH	OD (mg/L)	TDS (g/L)	Región	Referencia
Pozo	20.5 – 34.0	8.5	2.0 – 5.0	2.5 – 3.8	Alabama, EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	25.1 – 30.7	7.9	8.4 – 9.2	0.6	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	25.5 – 29.8	7.7	5.4 – 7.9	1.6 – 2.5	Arizona, EUA	McIntosh y Fitzsimmons (2003)
Pozo	25.0 – 25.2	7.0	6.4 – 6.6	0.0	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	26.7 - 27.9	/	3.5 – 5.3	0.2 – 0.7	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	25.1 - 27.4	8.1	7.2 – 8.0	/	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	24.2 – 32.7	7.8	1.0 – 7.2	0.1 – 3.0	noroeste de México	Este estudio
Superficial	25.2 – 34.9	7.8	1.9 – 7.2	0.1 – 14.0		

El símbolo (/) indica que no se determinó la variable en ese estudio específico.

### 9.1.1. Temperatura

La temperatura es uno de los factores físicos más importante y más cambiante que puede afectar a los organismos vivos. La temperatura puede afectar los sistemas reproductivos, de crecimiento y de desarrollo, los sistemas morfológicos y el sistema respiratorio. La respiración de *L. stylirostris* (Spanopoulos-Hernández *et al.* 2005) y *P. chinensis* (Chen y Nan, 1993) aumenta con el incremento de la temperatura del agua. En el caso de *L. vannamei*, el crecimiento y la tasa de conversión de alimento (FCR) se ven influenciadas por temperaturas entre 23 y 27°C (Wyban *et al.* 1995). Además de que una baja temperatura del agua parece reducir la capacidad hiperosmoreguladora de juveniles de dicha especie (*L. vannamei*) (Bett y Vinatea, 2009).

En la figura 2 se puede observar la temperatura de las aguas recolectadas de los distintos sitios de muestreo. Tanto Sonora como Sinaloa presentan temperaturas similares, debido a que se encuentran en una misma región, la cual es el noroeste de México. Sonora cuenta con un clima seco y semi seco, e inclusive se registra como muy seco, teniendo temperaturas que van desde los 5°C hasta los 38°C, y con una temperatura promedio al año de 22°C. Sinaloa, por su parte, cuenta con un clima cálido subhúmedo y seco-semiseco, registrando temperaturas que van desde los 10.5°C hasta los 36°C. Debido a esto, las diferencias entre las temperaturas de ambos estados fueron mínimas, así como en los distintos sitios de muestreo.

Es importante destacar que no existieron diferencias marcadas entre las temporadas de secas y lluvias, las cuales se realizaron durante los meses de abril-mayo y septiembre-octubre, respectivamente. Sin embargo, se puede apreciar claramente que en la mayoría de los sitios las temperaturas descendieron en la temporada de lluvias, debido a que durante esta época inicia el otoño. Por otra parte, durante la temporada de secas, las temperaturas fueron mayores como es de esperar, debido a que durante el verano las temperaturas son más altas que en otoño.

Durante la temporada de secas la temperatura más alta fue de 32.9°C y se presentó en EE, la cual es una localidad ubicada en el municipio de Mazatlán, donde el clima es tipo tropical lluvioso y donde la temperatura media anual es de 25°C, pero que puede llegar a alcanzar los 41°C. Por otra parte, la temperatura más baja fue la registrada en GL, la cual fue de 26.3°C. Dicha localidad se localiza en el municipio de Guasave y tiene una temperatura que va desde los 19 hasta los 34°C. El promedio de la temperatura en general para los sitios de muestreo fue de 28.7±1.7°C. Por otra parte, la temperatura promedio para aguas subterráneas fue de 28.8±1.9°C, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de 28.5±1.3°C.

Para el caso de la temporada de lluvias, la temperatura más alta fue de 34.9°C y se registró en LC, la cual es una laguna interior situada en el municipio de Culiacán, donde el clima es tropical y las temperaturas ambientales van desde los 17.4 hasta los 40°C. Por lo contrario, la temperatura mínima fue la registrada en CC, la cual fue de 24.2°C. Dicho campo está situado en el municipio de Ahome, el cual tiene un clima semi árido-seco y lluvioso, con temperaturas que van desde los 13 hasta los 40°C. La temperatura promedio de todas las aguas muestreadas fue de 28.1±3.4°C. Por otra parte, la temperatura promedio para aguas subterráneas fue de 27.3±2.8°C, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de 29.8±4.2°C.

Otro factor que permite explicar las variaciones de temperatura es la hora en que se efectuaron los muestreos; ya que en horas de la mañana, muy temprano, se registraron temperaturas más bajas que a mediodía o en la tarde.

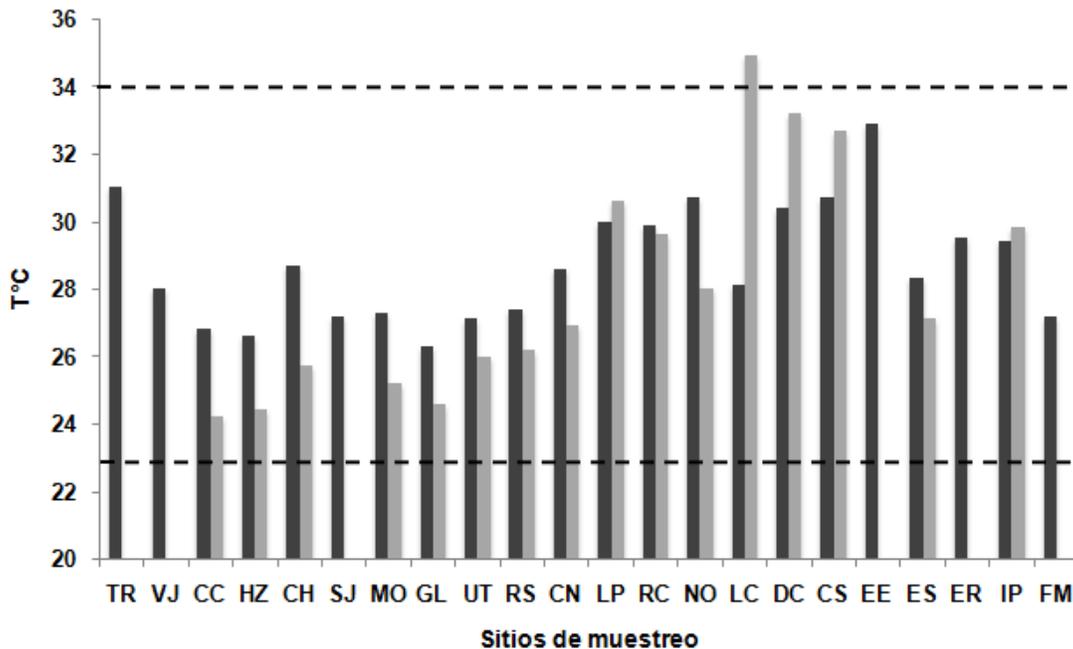


Figura 2. Temperatura de las muestras de agua registrada en los distintos sitios de muestreo en secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas punteadas indican el intervalo óptimo de temperatura (23 – 34°C) para el cultivo de camarón.

Considerando el factor de temperatura, *L. vannamei* se considera una especie euritérmica en sus primeras etapas de vida (larva y postlarva) y estenotérmica a partir de preadulto, por lo que es importante evitar temperaturas por debajo de los 23°C y por encima de los 34°C ya que se reduce la tasa de alimentación y crecimiento (Davis *et al.* 2004; Collins *et al.* 2005). Comparando los resultados obtenidos en este estudio con dicha referencia, se observa que la mayoría de los valores, con excepción de LC, están dentro del intervalo de temperatura óptima para el cultivo de *Litopenaeus vannamei*, pues se tienen temperaturas que van desde los 24.2°C hasta los 34.9°C.

Además, es importante destacar que cambios en las tasas de temperatura pueden estresar al camarón y, consecuentemente, pueden presentarse altas tasas de mortalidad en la población (Navarro *et al.* 1992). La temperatura considerada como normal para llevar a cabo el cultivo de camarón va desde 28 a 32°C (Boyd, 1989; Hirono, 1992; Carbajal *et al.* 2011). Asimismo, la temperatura del agua es un factor medio ambiental importante para el cultivo de camarón, debido a la

influencia que tiene en el metabolismo de los crustáceos (Allan *et al.* 2006), crecimiento y supervivencia (Wyban *et al.* 1995; Guan *et al.* 2003), consumo de oxígeno y en el ciclo de muda (Guan *et al.* 2003), y la respuesta del sistema inmune (Le Moullac y Haffner, 2000; Cheng *et al.* 2005).

Finalmente, entre algunos valores recomendados de temperatura en la literatura para el cultivo de camarón (*L. vannamei*) se encuentran los siguientes: de 28 a 30°C (Boyd, 1990); de 26 a 32°C (ABCC, 2005); de 22 a 32°C (Nunes *et al.* 2005); de 26 a 32°C (Alves y Mello, 2007). Por lo que la mayoría de los valores registrados en este estudio están dentro de los intervalos recomendados por dichos autores.

A pesar de que la temperatura es un factor importante y crítico para el cultivo de camarón, ésta no representa un problema, pues puede controlarse fácilmente y tener la temperatura deseada, ya sea por medio de sistemas de aire acondicionado o de calefacción, dependiendo de cuál sea el caso. Aún así, en este estudio esto no es necesario, pues casi todas las temperaturas están dentro de los valores óptimos para el cultivo de camarón. Solamente LC durante la temporada de lluvias quedaría descartada tomando en cuenta los valores de temperatura recomendados por los diversos autores.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la temperatura entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar la temperatura entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora), sí se encontraron diferencias significativas entre la región norte y centro de Sinaloa, tanto para secas como para lluvias ( $p < 0.05$ ), observándose las mayores temperaturas en el centro de Sinaloa para ambas temporadas.

### 9.1.2. pH

El pH es una variable que influye en la actividad biológica de las especies y, a su vez, los seres marinos influyen en el pH por medio de la respiración y de la fotosíntesis. El pH condiciona también numerosas reacciones químicas que solubilizan o precipitan las sales disueltas que en definitiva son los elementos nutritivos que mantienen los ecosistemas marinos. El pH se ve influenciado por factores como: la respiración, la cual aumenta la concentración de bióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ) y hace que parte del carbonato pase a bicarbonato y que la concentración de iones hidronio aumente y, por lo tanto, el pH disminuya. Por lo contrario, si domina la fotosíntesis, se elimina bióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ), parte del bicarbonato pasa a carbonato y precipita como  $\text{CaCO}_3$ , por lo que el pH aumenta. Además, la temperatura afecta la constante de disociación del agua y, por ende, cambios en temperatura redundan en cambios en la concentración relativa de los iones hidronio e hidroxilo (Fuentes y Massol, 2002).

El pH de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo se presenta en la figura 3, en la cual se puede apreciar que el pH más alto tanto en la temporada de secas como en lluvias se registró en CC y fue de 8.9 y 9.0, respectivamente. Por otra parte, el pH más bajo en la temporada de secas fue de 6.9 y se registró en CH. Para la temporada de lluvias, el pH más bajo fue de 6.5 y se registró en GL. Es importante mencionar que dichas localidades se localizan en los municipios de Ahome y Guasave, al norte del estado de Sinaloa. Sin embargo, existen diferencias marcadas en cuanto a la variación del pH. El promedio para el pH de todas las aguas muestreadas en temporada de secas fue de  $7.8 \pm 0.5$ . Por otra parte, durante esta temporada el promedio para aguas subterráneas fue de  $7.8 \pm 0.5$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $7.8 \pm 0.3$ . En el caso de la temporada de lluvias, el promedio en general fue de  $7.8 \pm 0.6$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas y superficiales en lluvias fue de  $7.8 \pm 0.6$ .

Es importante mencionar que no existieron diferencias importantes para el pH entre las temporadas de secas y lluvias. Esto es debido a que los cuerpos de agua poseen un sistema buffer constituido principalmente por el sistema carbonatos, el cual es eficiente contra los cambios de pH, de forma tal que es raro que el pH caiga por debajo de 6.5 o se eleve por arriba de 9.5.

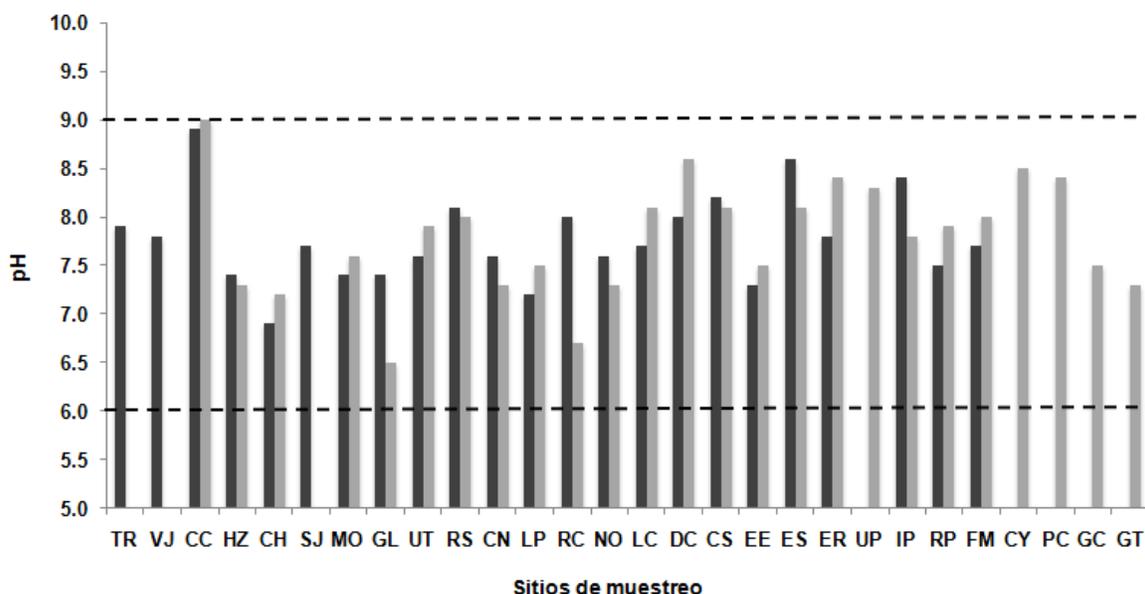


Figura 3. pH de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas punteadas indican el intervalo óptimo de pH (6 – 9) para el cultivo de camarón.

A pesar de que existen pocos datos sobre el efecto del pH en los camarones. Boyd (1989) asume que al igual que con los peces, el efecto del pH es como sigue: cuando el pH es de 4, se alcanza el punto de la llamada muerte ácida; al tener condiciones con pH de 4-6 hay un crecimiento lento; si se mantiene un pH de 6-9 se alcanza el crecimiento óptimo; mientras que cuando el pH es de 9-11 hay crecimiento lento y, finalmente, cuando el pH es de 11, se alcanza el punto de la muerte alcalina. Comparando los resultados obtenidos en este estudio con los referidos por Boyd (1989), se puede apreciar que los valores se encuentran dentro del intervalo de crecimiento óptimo para el cultivo de camarón.

Entre algunos otros valores de pH recomendados en la literatura para el cultivo de camarón (*L. vannamei*) se encuentran los siguientes: de 8 a 9 (Boyd, 1990); de 6 a 9 (Nunes *et al.* 2005); de 7 a 9 (Alves y Mello, 2007) y de 7 a 10 (Chávez, 2008). De igual manera, si se toman en cuenta estos valores como referencia, la mayoría de los valores obtenidos en este estudio se encuentran dentro del intervalo de crecimiento óptimo.

El pH es un factor muy importante para el crecimiento y supervivencia del camarón, por lo que en caso de estar fuera de los intervalos establecidos como óptimos para el cultivo de camarón, sería difícil mantenerlo, inclusive con la adición de buffers o sustancias que lo mantengan relativamente estable. Afortunadamente este no fue el caso, pues todas las aguas tienen un pH entre 6 y 9, lo cual las califica como aguas idóneas para el cultivo de camarón tomando en cuenta este parámetro.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar el pH entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar el pH entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

### **9.1.3. Oxígeno disuelto**

El oxígeno disuelto (OD) es uno de los factores más importantes en estanques de acuicultura, especialmente en los sistemas de cultivo semi-intensivo e intensivo, ya que es esencial en la respiración, y su disponibilidad determina la capacidad de los estanques de acuicultura (Boyd 1990). Una concentración de oxígeno de 5 mg/L o más es el nivel ideal para la vida acuática. Sin embargo, la concentración de oxígeno disuelto varía de un estanque a otro, debido a las características químicas, biológicas y ecológicas. La tasa de consumo de oxígeno

disuelto de *L. vannamei* se ve influenciada por la interacción de la temperatura, la salinidad, el tamaño de los camarones y la densidad (Boyd, 1990).

En la figura 4 se puede observar que la mayor concentración de OD se presentó en MO y fue de 7.24 mg/L. Por otra parte, la menor concentración fue de 0.99 mg/L y se presentó en HZ. Entre algunos factores que afectan los niveles de oxígeno disuelto se encuentran: la respiración, la fotosíntesis y la descomposición de la materia orgánica (Van Wyk *et al.* 1999; Páez-Osuna, 2001). Por otra parte, los factores que afectan la solubilidad de OD en el agua son temperatura, salinidad y altitud. Cuando éstas se incrementan, la solubilidad de oxígeno decrece.

En el caso de la concentración promedio de OD en las aguas de estudio, ésta fue de  $4.5 \pm 1.8$  mg/L. Es importante mencionar que solamente se determinó el oxígeno disuelto en temporada de secas, ya que en lluvias no se contó con el equipo necesario para determinar dicha variable. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $4.5 \pm 1.8$  mg/L de OD, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $4.4 \pm 1.8$  mg/L de OD.

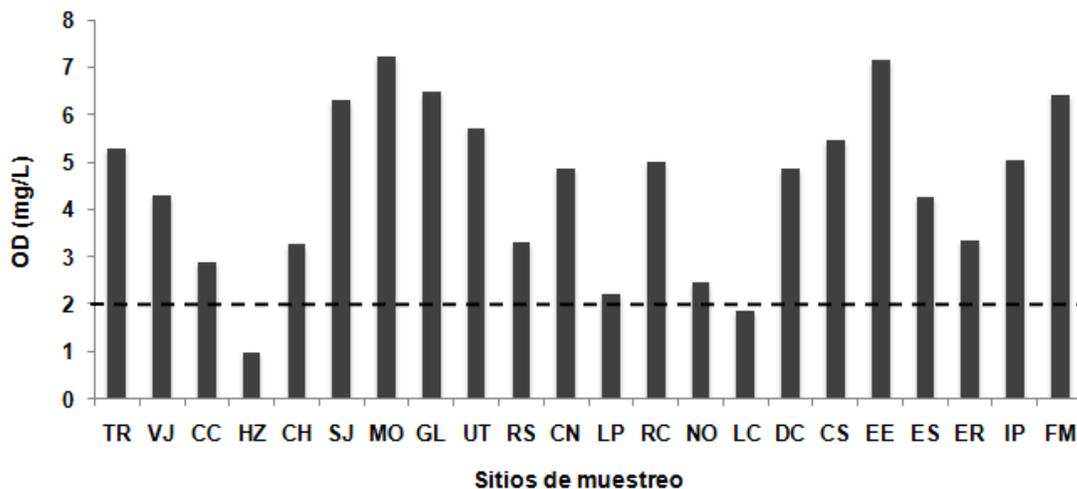


Figura 4. Concentración de OD en mg/L de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo durante la época de secas (barras oscuras). La línea punteada indica la concentración mínima requerida de OD (2 mg/L) para evitar daños en el camarón.

El oxígeno disuelto es considerado como el parámetro más crítico de calidad del agua, donde los camarones que están en baja concentración de oxígeno disuelto son más susceptibles a presentar enfermedades. Se recomienda que los niveles de oxígeno disuelto deben de mantenerse por encima de 2 mg/L (Boyd y Fast, 1992; Chien, 1992; Martínez, 1994).

Van Wyk *et al.* (1999) consideran que el intervalo óptimo de OD en cultivos de camarones marinos, es de 5.0 a 9.0 mg/L. Mientras que Boyd (1990) y Masser *et al.* (1999) obtuvieron un mayor crecimiento y supervivencia a una concentración entre 3.5 y 8.1 mg/L. Fast y Lester (1992) determinaron que a una concentración < 1.5 mg/L de OD, en un tiempo de exposición no mayor a 30 min, puede ser letal para el camarón, así como también niveles de sobresaturación de OD.

Finalmente, de acuerdo a Páez-Osuna (2001) los valores considerados adecuados para el desarrollo de cultivo de camarón son entre 4 y 6 mg/L, y la restricción de retraso en el crecimiento y estimulación de la mortalidad ocurre con valores por debajo de 2.0 mg/L. Se ha observado que el efecto de hipoxia reduce en los crustáceos el número total de hemocitos (THC) llevando a un incremento en la susceptibilidad a patógenos (Le Moullac *et al.* 1998; Cheng *et al.* 2002).

Tomando en cuenta las referencias mencionadas anteriormente, se puede decir que la mayoría de las aguas analizadas en este estudio pueden considerarse como aptas para el cultivo de camarón, pues tienen valores que van desde los 2 hasta los 8 mg/L. La excepción fueron las aguas de HZ y LC, las cuales tuvieron una concentración menor a 2 mg/L de OD.

A pesar de que el oxígeno es una variable crítica para el camarón, éste no representa un problema, pues es una variable que se puede controlar fácilmente suplementando aireación, lo cual aumentaría los niveles de oxígeno y crearía las condiciones apropiadas para el desarrollo del camarón. Sin embargo, si se toma en cuenta el criterio mencionado anteriormente, muchas aguas quedarían fuera. Ya que acuerdo a Boyd y Fast (1992); Chien (1992) y Martínez (1994) se deben de mantener valores de oxígeno disuelto por encima de 2 mg/L, por lo que

tomando en cuenta esto, las aguas de HZ y LC quedarían descartadas. Por otra parte, si se establece un criterio más riguroso, como es el de Páez-Osuna (2001), quien recomienda valores de oxígeno disuelto entre 4 y 6 mg/L para poder llevar a cabo el cultivo de camarón con éxito, tenemos que las aguas de CC, CH, RS, LP, NO y ER quedarían de igual manera descartadas, ya que no cumplen con dicho criterio.

Al realizar las comparaciones durante secas entre los dos tipos de aguas, no se encontraron diferencias significativas entre aguas subterráneas y superficiales ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora) en secas tampoco se encontraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ). Dicha comparación no se realizó en lluvias porque no se contó con el equipo para determinar la variable.

#### **9.1.4. Sólidos totales disueltos (TDS)**

Los sólidos totales disueltos (TDS) comprenden las sales inorgánicas (principalmente de calcio, magnesio, potasio y sodio, bicarbonatos, cloruros y sulfatos) y pequeñas cantidades de materia orgánica que están disueltas en el agua (OMS, 2003). Los TDS y la conductividad eléctrica están estrechamente relacionados. La conductividad del agua de mar es directamente proporcional al contenido en iones disueltos y por tanto al contenido en sales. Cuanto mayor sea la cantidad de sales disueltas en el agua, mayor será el valor de la conductividad eléctrica. La salinidad del agua de mar se mide por la cantidad de sal contenida en un kilogramo de agua. También puede definirse la salinidad como un coeficiente de conductividad adimensional, conocido como “Unidades Prácticas de Salinidad” (PSU, por su sigla en inglés). La salinidad del agua de mar en el océano abierto generalmente oscila entre 32 y 37 g/L, pero puede ser mucho menor, cerca de fuentes de agua dulce, o alcanzar registros de hasta 42 g/L, como en el mar Rojo (De Dicco, 2010).

Convencionalmente Boyd (2002) y Collins *et al.* (2005) proponen la siguiente clasificación: las áreas en donde el agua presenta un intervalo de salinidad entre 1 y 10 g/L, se deben de considerar como aguas de baja salinidad. El agua dulce es más difícil de definir, para propósitos acuícolas, aguas con salinidades por debajo de 1 g/L, o bien, con 1,500  $\mu\text{S}/\text{cm}$  de conductividad eléctrica (a una temperatura de 25°C), se clasifican como aguas dulces. En cuanto al cultivo tierra adentro se define como el cultivo que se desarrolla en áreas de tierras que se ubican más hacia el continente y alejadas de la costa, quizás más allá de los 200 m. Sin embargo, este tipo de cultivo no necesariamente se lleva a cabo con agua dulce, ya que las aguas que se utilizan pueden ser aguas superficiales o de pozo y que dependiendo del tipo de suelo o roca con la que tienen contacto, la salinidad puede variar desde agua dulce a la de baja salinidad. Por tal motivo cuando se refiera al cultivo de camarón tierra adentro se deben agregar las palabras con agua dulce o de baja salinidad (Boyd, 2002).

En la figura 5 se puede observar la concentración de TDS en g/L de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo. Aquí se aprecia que para la temporada de secas, el valor máximo se registró en VJ y fue de 14 g/L. Por otra parte, el valor mínimo fue de 0.179 g/L y se registró en GL. El promedio de la concentración de TDS para todas las aguas muestreadas en esta temporada fue de  $1.6 \pm 2.9$  g/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $1.0 \pm 0.7$ , mientras que para aguas superficiales fue de  $3.0 \pm 5.0$ . Para la temporada de lluvias, el valor máximo se registró en UP y fue de 3.020 g/L, mientras que el valor más bajo se registró en RS y fue de 0.076 g/L. El promedio de TDS para la época de lluvias fue de  $1.1 \pm 0.9$  g/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $1.2 \pm 0.9$  g/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $0.6 \pm 0.7$  g/L.

Es importante destacar que no existieron diferencias importantes entre las temporadas de secas y lluvias, a pesar de que se esperaba que durante la temporada de lluvias los TDS disminuyeran considerablemente en comparación

con la temporada de secas, estos se mantuvieron relativamente constantes. Aunque en la mayoría de las aguas los TDS disminuyeron en la temporada de lluvias y aumentaron en la de secas; en algunos casos, durante la temporada de lluvias, los TDS se incrementaron un poco en comparación con la época de estiaje. No obstante, las diferencias mencionadas son mínimas, pues los valores son muy similares y en la mayoría de los casos se superponen entre ellos.

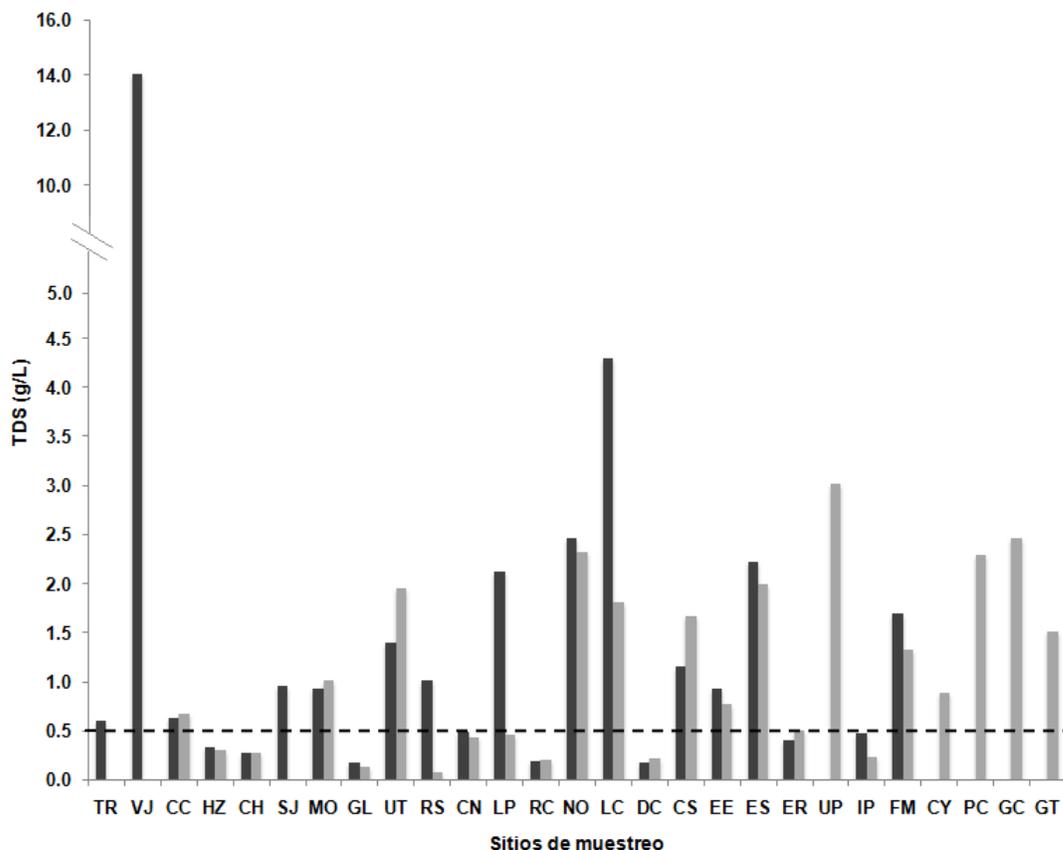


Figura 5. Concentración de TDS en g/L de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo para la época de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración mínima (0.5 g/L) para poder llevar a cabo el cultivo de camarón (*L. vannamei*).

Se ha demostrado que el camarón blanco del Pacífico es una especie eurihalina que puede tolerar una amplia gama de salinidades que van de los 0.5 hasta los 45 g/L (Menz y Blake 1980; Bray *et al.* 1994). Incluso hay algunas investigaciones de que es capaz de crecer en aguas de menos de 0.5 g/L. (Araneda *et al.* 2008; Curvin-Aralar *et al.* 2009). La notable capacidad de *L.*

*vannamei* de crecer en ambientes con salinidades menores que las ideales lo ha convertido en la especie elegida para el cultivo en agua de baja salinidad (Dall *et al.* 1990).

El camarón *L. vannamei*, en su etapa juvenil habita en estuarios y ambientes eurihalinos; por lo cual es capaz de tolerar cambios de salinidad que van de 1 a 40 g/L (Lin y Chen, 2003; Davis *et al.* 2004; Gross *et al.* 2004). En cultivos realizados tierra adentro a baja salinidad Van Wyk *et al.* (1999) propusieron un intervalo para un crecimiento exitoso de 0.5 a 35 g/L. Estudios realizados por Boyd *et al.* (2002) demuestran que utilizando aguas estancadas con salinidades típicas de 2 a 5 g/L se consigue una excelente supervivencia y crecimiento del camarón. Por otra parte, una alta concentración de salinidad reduce la concentración de oxígeno disuelto en las aguas de los estanques (Páez-Osuna, 2001). La concentración óptima de salinidad va de 15 a 23 g/L (Boyd y Fast, 1992; Páez-Osuna, 2001).

Tomando en cuenta las referencias citadas, se encuentra que la mayoría de los valores obtenidos en este estudio durante la temporada de secas están por encima de 0.5 g/L, el cual es el valor crítico, por lo que están dentro del intervalo establecido y pueden usarse para el cultivo de camarón. Sin embargo, en el caso de la temporada de lluvias, la mayoría de las aguas tienen una concentración menor a 0.5 g/L, por lo que no son aptas para el cultivo de camarón, a menos que dichas aguas sean suplementadas con sales.

A pesar de que el camarón blanco (*L. vannamei*) es una especie que tolera un amplio intervalo de salinidades, diversos autores señalan que para que el cultivo pueda llevarse a cabo con éxito es necesario que exista una salinidad mínima de 0.5 g/L. Por lo que en caso de no contar con dicha salinidad, lo recomendable sería adicionar agua de mar o alguna otra solución salina para llegar a la concentración deseada.

Sin embargo, tomando en cuenta que el objetivo de este proyecto es llevar a cabo el cultivo de camarón con agua dulce o de baja salinidad, dicha adición no

es requerida. Por lo tanto, las aguas con salinidades menores a 0.5 g/L quedarían descartadas, pues no podrían usarse para dicho propósito. Tal es el caso de HZ, CH, GL, CN, RC, DC e IP en ambas temporadas, de ER solo en secas y de RS y LP solo en temporada de lluvias.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar los TDS entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

## **9.2. Iones mayoritarios**

### **9.2.1. Cloruros**

Los cloruros son uno de los elementos necesarios para que el camarón pueda desarrollarse adecuadamente, ya que la concentración del ión cloruro es el principal indicador para predecir la capacidad del camarón de sobrevivir al menos 24 horas en agua dulce de una fuente en particular. Las tasas de supervivencia de 24 horas de PL 15 declinan cuando la concentración de cloruros cae por debajo de 200 mg/L (Van Wyk y Scarpa, 1999).

En la figura 6 se observa la concentración de cloruros en mg/L de las muestras de agua, tanto en temporada de secas y lluvias. Aquí se puede apreciar que en la mayoría de los casos la concentración de cloruros fue más alta en la temporada de secas que en la de lluvias, lo cual es de esperarse puesto que en lluvias dicha concentración se diluye. La concentración más alta de cloruros para la temporada de estiaje fue de  $10,015 \pm 42.1$  mg/L y se registró en VJ, mientras que la concentración más baja fue de  $60.8 \pm 1.1$  mg/L y se registró en CH. El promedio en general para la concentración de cloruros fue de  $829 \pm 2,054$  mg/L. Por otra

parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $363 \pm 283$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $1,894 \pm 3,656$  mg/L.

En el caso de la temporada de lluvias, la concentración más alta de cloruros se registró en UP y fue de  $1,368 \pm 1.8$  mg/L. De lo contrario, la concentración más baja se registró en IP y fue de  $63.0 \pm 1.4$  mg/L. El promedio de la concentración de cloruros en dicha temporada fue de  $379 \pm 357$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $407 \pm 386$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $290 \pm 250$  mg/L.

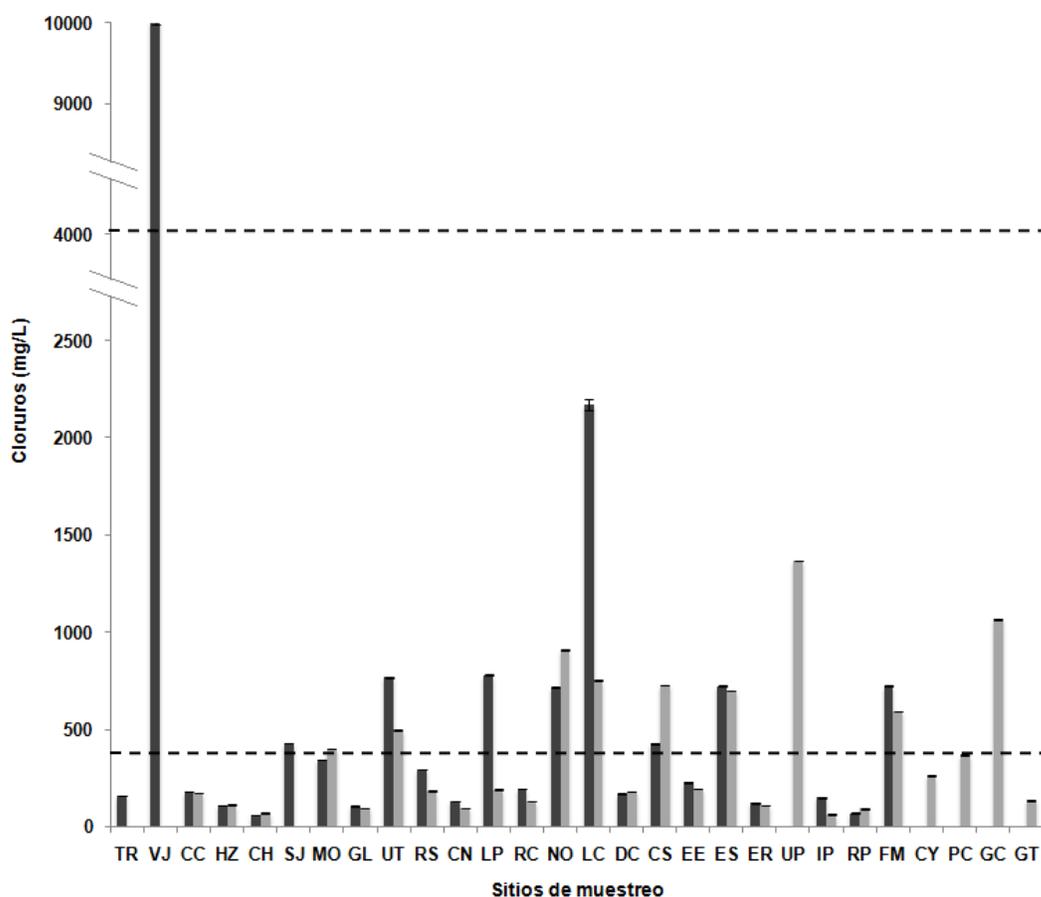


Figura 6. Concentración de cloruros en mg/L de las muestras de agua de los distintos sitios de muestreo, en temporada de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica el intervalo óptimo (380 – 4009 mg/L) para llevar a cabo el cultivo de camarón utilizando agua de pozo.

Es importante mencionar que a pesar de que no existieron diferencias muy marcadas entre las temporadas de lluvias y secas, se puede apreciar que en la

mayoría de sitios de muestreo durante la temporada de secas la concentración fue un poco más elevada en comparación con la temporada de lluvias. Lo cual se puede deber a que durante el estiaje la concentración tiende a ser elevada, debido a que se concentra porque las tasas de evaporación son mayores que las de precipitación, y durante las lluvias sucede lo contrario.

Estudios realizados por Boyd (2002), demuestran que es viable llevar a cabo el cultivo de camarón a baja salinidad utilizando aguas de pozo que tienen una concentración que va desde los 380 hasta los 4,009 mg/L de cloruros. Comparando estos resultados con los obtenidos en dicho estudio, son pocas las aguas que se encuentran dentro de este intervalo, ya que la mayoría caen fuera de éste. Tomando en cuenta este criterio, las aguas de TR, VJ, CC, HZ, CH, GL, RS, CN, RC, DC, EE, ER, IP, RP, CY, PC y GT quedarían descartadas, pues presentaron una concentración ya sea menor a 380 mg/L o mayor a 4,009 mg/L.

Por otra parte, Van Wyk *et al.* (1999), refieren que una disminución en cuanto a cloruros por debajo de 300 mg/L es un factor que afecta la supervivencia del camarón. Tomando en cuenta esta referencia, las aguas de TR, CC, HZ, CH, GL, RS, CN, RC, DC, EE, ER, IP, RP, CY y GT quedarían descartadas.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de cloruros entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

La concentración obtenida de cloruros se comparó con la concentración teórica esperada, la cual se basa en su equivalente en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra y se calculó con base a la ecuación propuesta por Boyd y Thunjai (2003):

$$SECx = (Sp) (Rx)$$

Donde:

SECx = concentración equivalente del agua de mar

Sp = salinidad del cuerpo de agua

Rx = razón de la concentración de los iones por la salinidad del agua de mar. Para el caso de los cloruros es de 551.

En la figura 7 se puede apreciar la concentración de cloruros en mg/L en las muestras y la concentración teórica en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra para las temporadas de secas y lluvias. Aquí se observa que en la mayoría de los casos, los cloruros son más altos en el agua de mar diluida que en la muestra, lo cual es de esperarse, pues en el agua de mar los cloruros son uno de los mayoritarios principales y que se encuentran en mayor proporción y, por lo contrario, las muestras, al tratarse de agua de pozo o superficial, presentan una menor concentración y, por lo tanto, una pequeña deficiencia en cloruros. En el caso de la temporada de secas, las muestras de VJ, GL, RC y DC presentaron una concentración más alta que las de agua de mar diluida. Mientras que en lluvias, las aguas de GL, RS, RC y DC tuvieron una concentración de cloruros mayor que las de agua de mar diluida. Comparando las temporadas de secas y lluvias, se observa una concentración menor en las muestras que en agua de mar diluida a la misma salinidad. Asimismo se puede observar una línea punteada, la cual es la línea de referencia que indica la concentración teórica que se esperaría tener a la misma salinidad de la muestra. El triángulo sombreado indica un área donde existe deficiencia de cloruros y los valores sobre la línea punteada presentan un exceso de cloruros. Claramente se puede observar que tanto para la temporada de secas como para lluvias la concentración de cloruros de la mayoría de las muestras se encuentra por debajo de la línea punteada, por lo que presenta una gran deficiencia de cloruros. Por otra parte, la muestra de VJ es la única que tiene un exceso de cloruros, pues supera la concentración teórica. El rectángulo marcado con negro indica que a salinidades menores a 0.5 g/L no se puede llevar

a cabo el cultivo de camarón, por lo que todas las aguas que caen dentro de este intervalo quedan descartadas, pues independientemente de que presenten un exceso, deficiencia o la concentración adecuada, tienen una salinidad menor a 0.5 g/L, lo cual las hace inviables para el cultivo de camarón *L. vannamei*. Es importante mencionar que lo ideal es que las aguas presenten una concentración similar o igual a la teórica, por lo que se esperaría que cayeran dentro de la línea punteada. Las únicas aguas que están en la línea punteada son las aguas de LC en secas, UP en lluvias y UT en secas. Entre más cercana esté un agua al área punteada será más adecuada.

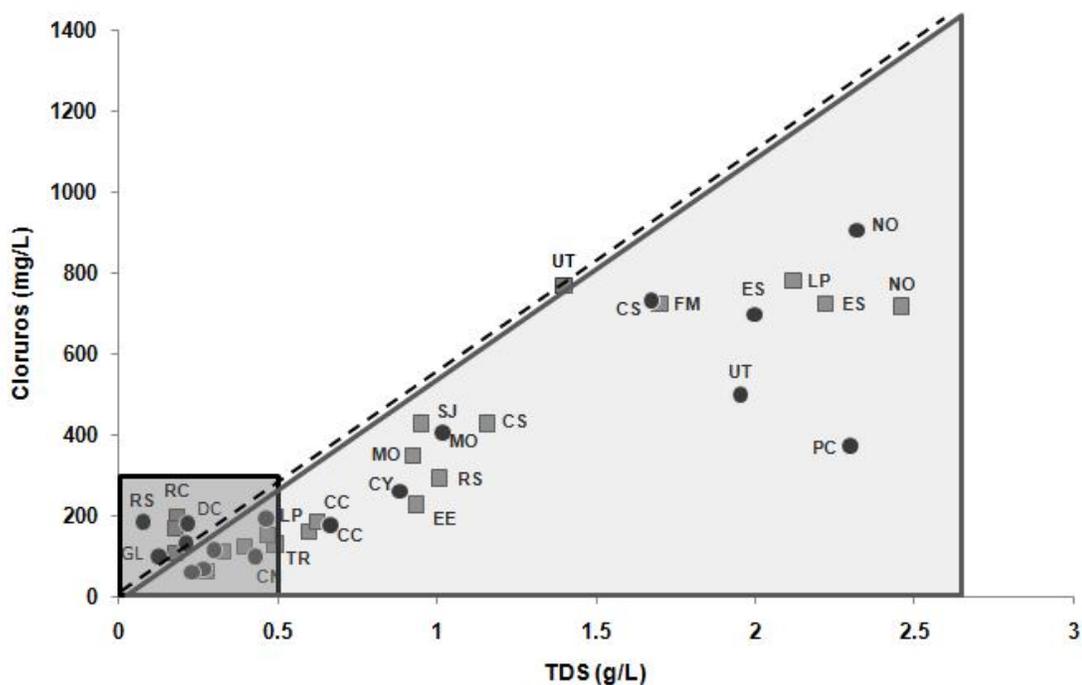


Figura 7. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de cloruros (mg/L) para las temporadas de secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea punteada indica la concentración teórica del agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. La zona sombreada bajo la línea punteada se refiere a una zona de deficiencia de cloruros y el rectángulo sombreado muestra las aguas que tienen una salinidad menor a 0.5 g/L, las aguas que caen dentro de esta zona quedan descartadas.

En la tabla 6 se observa la concentración de cloruros registrada en otras regiones del mundo utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 25 hasta 94,000 mg/L de cloruros. Siendo la concentración más baja la registrada

en Santiago de Cuba, Cuba por Jaime-Ceballos *et al.* (2012) y la más alta la registrada en Alabama, Estados Unidos por Boyd *et al.* (2009).

Tabla 6. Concentración de cloruros (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Cloruros (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	1,831	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	333 - 14,007	sur de EUA	Davis <i>et al.</i> (2002)
Pozo	50.0	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	126	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	1,982	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	126 - 94,000	Alabama, EUA	Boyd <i>et al.</i> (2009)
Pozo	26.8 – 33.8	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	625	Falcón, Venezuela	Miranda <i>et al.</i> (2010)
Pozo	25 - 169	Santiago de Cuba, Cuba	Jaime-Ceballos <i>et al.</i> (2012)
Pozo Superficial	60.8 – 1,368 69.7 – 10,015	noroeste de México	Este estudio

### 9.2.2. Alcalinidad total

En el cultivo de camarón, la alcalinidad ha probado ser un parámetro a tomar en cuenta para una buena producción. La alcalinidad en un estanque de cultivo de *L. vannamei* no debe bajar de 80 mg/L como CaCO<sub>3</sub> para lograr un óptimo crecimiento y buena supervivencia (Limsuwan, 2005). Cuando el agua está con nivel bajo de alcalinidad, el pH varía mucho. Estos cambios fuertes de pH pueden causar estrés, bajo crecimiento e incluso mortalidad en el camarón (Limsuwan, 2005). La importancia de la alcalinidad en los procesos de

osmoregulación, radica en que aquellos organismos que habitan en aguas con una concentración alta de alcalinidad ( $> 250$  mg/L de  $\text{CaCO}_3$ ), gastarán menos energía metabólica en la osmoregulación que aquellos que habitan en aguas con una concentración  $< 100$  mg/L de  $\text{CaCO}_3$ , de esta manera, tendrán más energía para su crecimiento (Klontz, 1991). A su vez, las aguas con bajos niveles de alcalinidad, favorecen la presencia de dióxido de carbono, lo que acidifica las aguas y origina alteraciones de la osmoregulación como consecuencia de una acidificación de la hemolinfa (Cachafeiro, 1984).

En la figura 8 se observa una línea punteada, la cual indica el valor mínimo de alcalinidad total que deben tener las aguas para llevar a cabo el cultivo de camarón, el cual es de 75 mg/L de  $\text{CaCO}_3$ , de acuerdo a Boyd y Thunjai (2003). Asimismo, Boyd y Tucker (1998) registran una concentración mínima aceptable de 75 mg/L de  $\text{CaCO}_3$  como alcalinidad total. Por otra parte, Van Wyk y Scarpa (1999) registran una concentración óptima de alcalinidad total  $\geq 100$  mg/L como  $\text{CaCO}_3$ .

En dicha figura se puede observar que todas las aguas se encuentran por arriba de dicho valor, por lo que son aptas para llevar a cabo el cultivo de camarón, inclusive presentan un exceso de alcalinidad total (mg/L de  $\text{CaCO}_3$ ), debido a que al tratarse de aguas subterráneas y superficiales, estas son ricas en carbonatos, en comparación con el agua de mar. Además, se observa que casi en todas las aguas la concentración obtenida en la temporada de secas es mucho mayor que en la temporada de lluvias. Solamente en las muestras de CC, RC, LC, CS y ES la concentración fue más alta en lluvias. En el caso de la temporada de secas, la concentración más alta fue de 892 mg/L como  $\text{CaCO}_3$  y se registró en UT y el valor más bajo fue el registrado en RC con 105 mg/L como  $\text{CaCO}_3$ . El promedio de alcalinidad total para todas las muestras durante la temporada de estiaje fue de  $377 \pm 174$  mg/L como  $\text{CaCO}_3$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $410 \pm 183$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $302 \pm 130$  mg/L. Durante la época de lluvias el valor más alto fue el registrado en CC con 707 mg/L como  $\text{CaCO}_3$  y el más bajo fue el registrado

en GL con 97 mg/L como  $\text{CaCO}_3$ . El promedio en lluvias fue de  $343 \pm 176$  mg/L como  $\text{CaCO}_3$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $374 \pm 184$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $242 \pm 106$  mg/L.

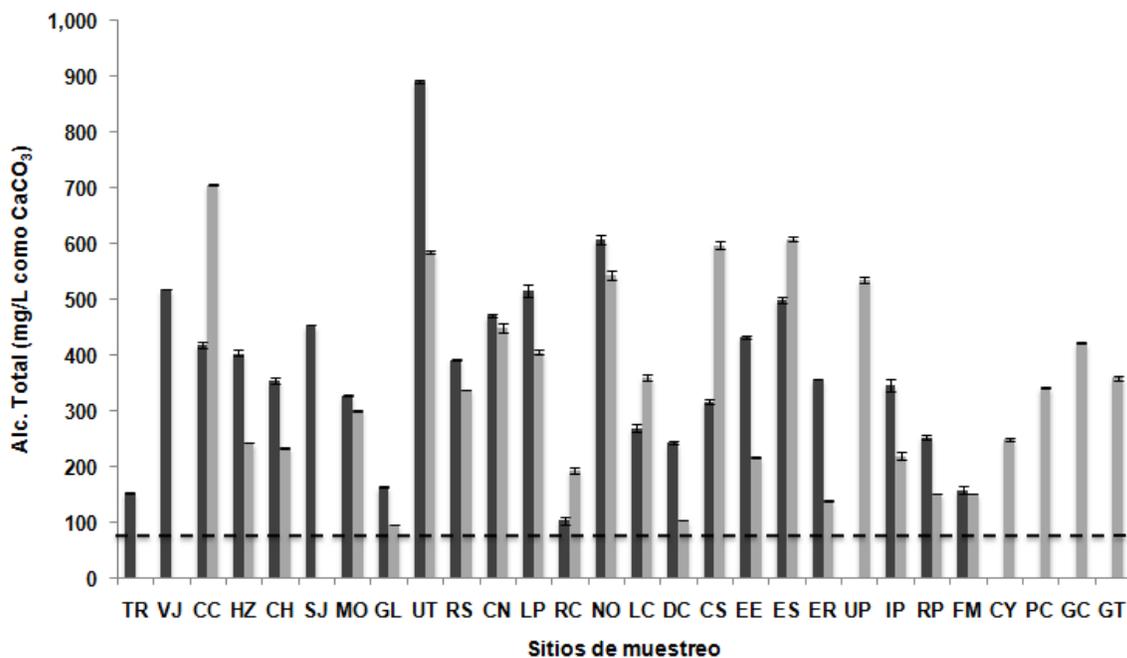


Figura 8. Alcalinidad total (mg/L como  $\text{CaCO}_3$ ) de las aguas de los distintos sitios de muestreo, para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua se refiere a la concentración mínima requerida para el cultivo de camarón blanco, la cual es de 75 mg/L como  $\text{CaCO}_3$ .

Con base a los valores de alcalinidad total registrados como óptimos para llevar a cabo el cultivo de camarón, todas las aguas se consideran adecuadas, pues están dentro de dicho intervalo, ninguna quedaría descartada en cuanto a dicho parámetro.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de alcalinidad total entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al

comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 7 se observa la alcalinidad total (mg/L como  $\text{CaCO}_3$ ) registrada en otras regiones del mundo utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 71.4 hasta 892 mg/L como  $\text{CaCO}_3$ , siendo la concentración más baja la registrada en Alabama, Estados Unidos, por Prapaiwong (2011) y la más alta la registrada en el noroeste de México en este estudio.

Tabla 7. Concentración de alcalinidad total (mg/L como  $\text{CaCO}_3$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Alcalinidad Total (mg/L como $\text{CaCO}_3$ )	Región	Referencia
Pozo	75.0	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	326	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	71.4 – 212	Alabama, EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	102 - 187	Arizona, EUA	McIntosh y Fitzsimmons (2003)
Pozo	126	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	273	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	184 – 294	Santiago de Cuba, Cuba	Jaime-Ceballos <i>et al.</i> (2012)
Pozo Superficial	97.0 – 892 – 519	105 noroeste de México	Este estudio

### 9.2.3. Calcio

De acuerdo a Castille y Lawrence (1981), Ferraris *et al.* (1986), Lucu y Towle (2003), McGraw y Scarpa (2003), Zhu *et al.* (2004) y Davis *et al.* (2005), el calcio es un elemento esencial para el desarrollo del camarón, pues desempeña funciones importantes como son: estabiliza o restablece membranas celulares, regula la exocitosis y la concentración muscular, está implicado en la adhesión celular, transporta una corriente de entrada en membranas excitables, regula muchas enzimas y procesos actuando como segundo mensajero o agente acoplante y es parte esencial del exoesqueleto. Es por esto que es importante que se encuentre en una concentración adecuada para que el camarón pueda desarrollarse plenamente, ya que si la concentración de calcio es baja podrían presentarse problemas en su crecimiento.

En la figura 9 se puede observar que a pesar de que en la mayoría de las muestras la concentración se mantuvo relativamente constante y no existió mucha diferencia entre una temporada y otra, casi en todas las aguas la concentración de calcio fue mayor en la temporada de secas que en la de lluvias. Sólo en algunos casos como las muestras de HZ, CN, RC, CS, ES, RP y FM la concentración fue más alta en la temporada de lluvias.

Para el caso de la temporada de secas, la mayor concentración de calcio fue de 941 mg/L y se registró en VJ. Por lo contrario, la menor concentración fue de 10.7 mg/L y se registró en CC. El promedio para dicha temporada fue de  $170 \pm 200$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $116 \pm 77.1$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $295 \pm 326$  mg/L. Para la temporada de lluvias, la mayor concentración se registró en PC y fue de 273 mg/L y la más baja de igual manera que en la temporada de secas fue de 8.1 mg/L y se registró en CC. El promedio para todas las aguas muestreadas durante lluvias fue de  $123 \pm 65.8$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $129 \pm 71.5$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $106 \pm 43.0$  mg/L.

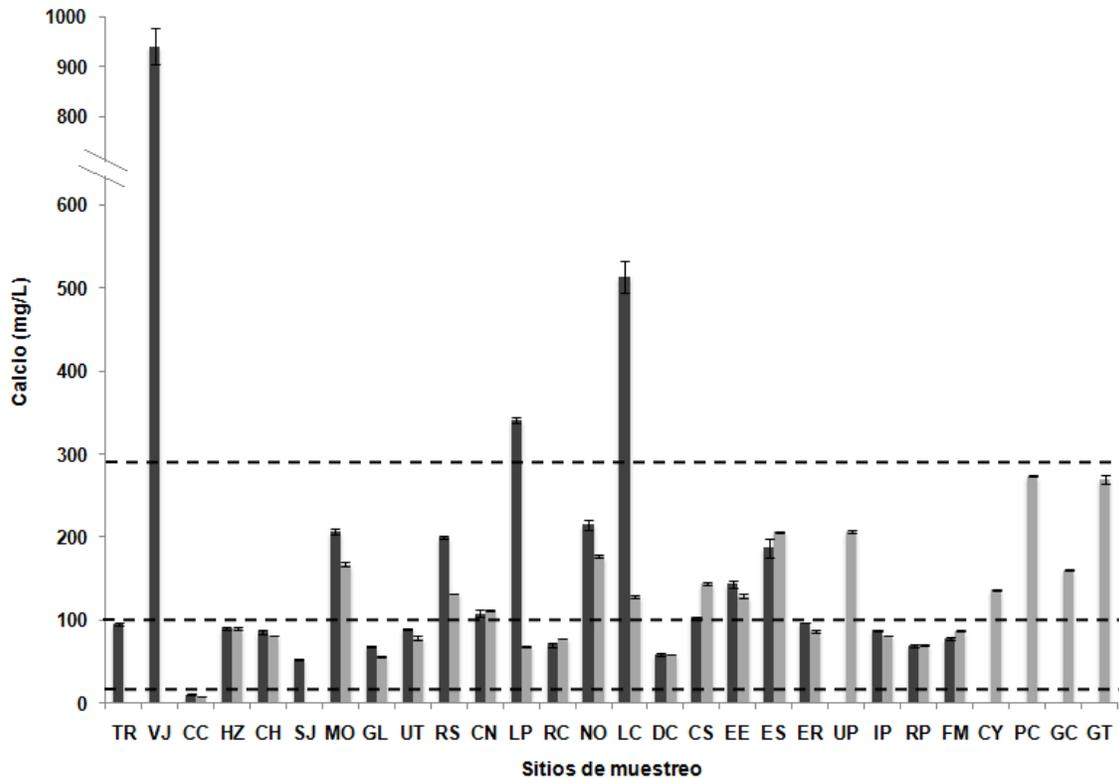


Figura 9. Concentración de calcio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo, para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas indican el intervalo de la concentración adecuada de calcio para llevar a cabo el cultivo de camarón en aguas de baja salinidad.

Estudios realizados por Boyd (2002), demuestran que es viable llevar a cabo el cultivo de camarón a baja salinidad utilizando aguas de pozo que tienen una concentración que va desde los 11 hasta los 296 mg/L de calcio. Comparando estos resultados con los obtenidos en dicho estudio, la mayoría de las aguas se encuentran dentro de este intervalo. Solamente se tiene una concentración muy baja (8 mg/L), para CC y muy alta (1,000 mg/L) para VJ. Tomando en cuenta este criterio las aguas de VJ, CC, LP y LC quedarían descartadas, pues se encuentran ya sea por debajo de 11 mg/L o por encima de 296 mg/L.

Por otra parte, tomando en cuenta el criterio establecido por Van Wyk y Scarpa (1999) el cual establece un óptimo de calcio  $\geq 100$  mg/L, las aguas de TR, CC, HZ, CH, SJ, GL, UT, RC, DC, ER, IP, RP y FM, quedarían descartadas, pues presentan una concentración menor a 100 mg/L.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de calcio entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

La concentración obtenida de calcio (mg/L) se comparó con la concentración teórica esperada, la cual se basa en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra y se calculó con base a la ecuación propuesta por Boyd y Thunjai (2003):

$$SECx = (Sp) (Rx)$$

Donde:

SECx = concentración equivalente del agua de mar

Sp = salinidad del cuerpo de agua

Rx = razón de la concentración de los iones por la salinidad del agua de mar. En este caso para calcio es 11.6

En la figura 10 se observa la concentración de calcio obtenida de los distintos sitios de muestreo tanto para la temporada de secas como para lluvias y los valores de TDS. La línea discontinua indica la concentración teórica de calcio (mg/L) que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. El triángulo sombreado nos indica un área donde existe deficiencia de calcio y los valores sobre la línea punteada presentan un exceso de calcio.

Claramente se puede observar que existe una diferencia muy marcada entre los valores obtenidos y los teóricos o que se esperaría tener, puesto que todas las muestras tanto para la temporada de secas como para la de lluvias, se encuentran por encima de la línea punteada, lo cual nos indica que existe un exceso de calcio. El rectángulo marcado con negro indica que a valores de salinidades menores a 0.5 g/L no puede llevarse a cabo el cultivo de camarón. Por lo cual, todas las aguas pueden utilizarse para dicho propósito, ninguna quedaría descartada en lo que respecta a calcio, pues no caen dentro de este valor. Dado que lo ideal es que las muestras estén sobre la línea discontinua, entre más alejada esté un agua de la línea se considera menos adecuada para el cultivo de camarón y, por lo contrario, entre más cercana esté a la línea se considera más apta para dicho propósito. Solamente la muestra de CC cayó en la línea punteada tanto para secas como lluvias.

Dicha diferencia tan marcada entre la concentración de las muestras y la concentración teórica, se debe en parte, a que la contribución de calcio es mucho más grande en aguas de baja salinidad que en agua de mar. Esta diferencia existe porque el calcio suele ser el catión principal en las aguas superficiales y de pozo, esto debido a su amplia difusión en rocas ígneas, sedimentarias y metamórficas. En rocas ígneas aparece como constituyente esencial de los silicatos, especialmente en el grupo de las plagioclasas; en rocas sedimentarias aparece fundamentalmente en forma de carbonato:  $\text{CaCO}_3$ , (calcita y aragonita),  $\text{CaMg}(\text{CO}_3)_2$  (dolomita) o de sulfato:  $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$  (yeso) o  $\text{CaSO}_4$  (anhidrita) y en rocas metamórficas aparece principalmente como mármol (Hem, 1970; Boyd, 2000).

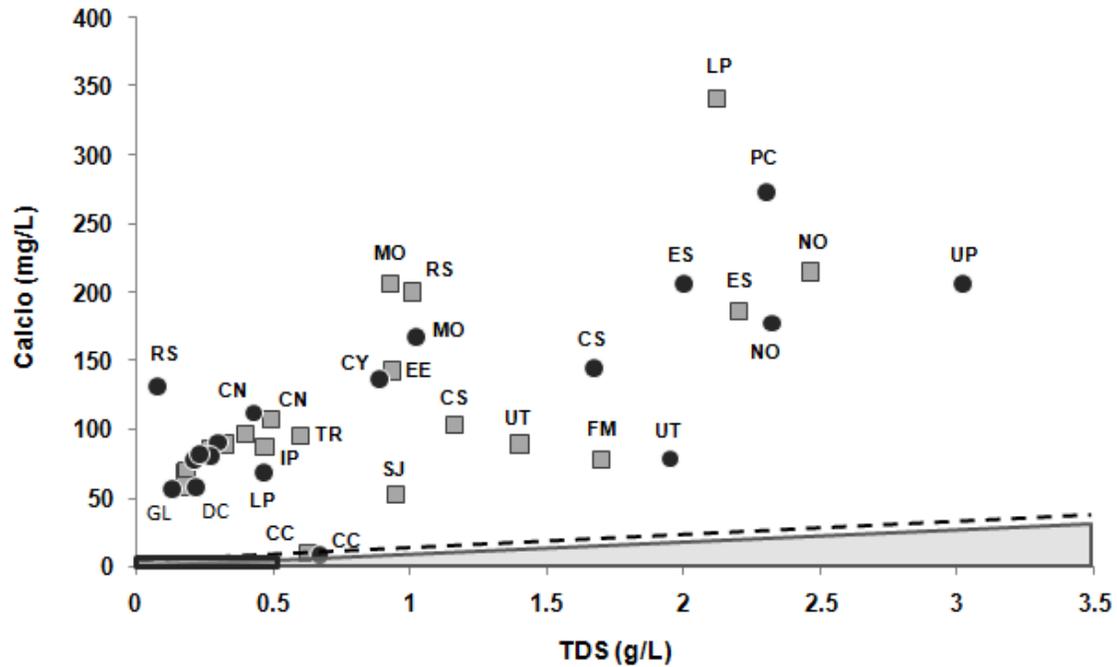


Figura 10. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de calcio (mg/L) para secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea punteada indica la concentración teórica del agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. La zona sombreada bajo la línea punteada se refiere a una zona de deficiencia de cloruros, mientras que la zona sobre la línea punteada se refiere a una zona donde existe exceso de calcio. El rectángulo sombreado muestra las aguas que tienen una salinidad menor a 0.5 g/L, las aguas que caen dentro de esta zona quedan descartadas.

En la tabla 8 se observa la concentración de calcio registrada en otras regiones del mundo utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 3.0 hasta 941 mg/L, siendo la concentración más baja la registrada en el sur de Estados Unidos por Davis *et al.* (2002) y la más alta la registrada en este estudio en el noroeste de México.

Tabla 8. Concentración de calcio (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Calcio (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	54.3	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	3.0 – 772	sur de EUA	Davis <i>et al.</i> (2002)
Pozo	73.0	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	85.5	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	118	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	21.3 - 27.1	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	59 – 88	Santiago de Cuba, Cuba	Jaime-Ceballos <i>et al.</i> (2012)
Pozo	8.1 – 341	noroeste de México	Este estudio
Superficial	58.2 – 941		

#### 9.2.4. Magnesio

El magnesio sirve como cofactor para muchas enzimas importantes para el metabolismo de proteínas, carbohidratos y lípidos (Davis y Gatlin, 1996). El magnesio es necesario para la formación de complejos enzimáticos específicos que son necesarios para la regulación iónica y osmótica en la aclimatación de los camarones a aguas de baja salinidad. También es necesario para la transmisión neuromuscular y para el metabolismo del tejido esquelético (Cheng *et al.* 2005).

En la figura 11 se observa la concentración de magnesio (mg/L) tanto para la temporada de secas como para lluvias. Aquí se puede apreciar que dicha concentración va desde valores menores a 10 mg/L, como es el caso de CC, hasta valores cercanos a 600 mg/L, como ocurrió con VJ. Además, se puede apreciar que en la mayoría de los casos la concentración de magnesio es mayor en temporada de lluvias, lo cual puede deberse a que durante dicha época ocurrió

algún escurrimiento que incrementó la concentración de este ión. Solamente en las muestras de CC, CH, UT, DC, ER e IP la concentración fue más alta en secas.

Para el caso de la temporada de secas la concentración más alta se registró en VJ y fue de 583 mg/L, mientras que la concentración más baja fue de 8.1 mg/L y se registró en CC. El promedio para secas fue de  $63.0 \pm 115$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $37.7 \pm 16.4$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $121 \pm 204$  mg/L. En el caso de la época de lluvias, la concentración más baja fue la registrada en CC con 7.5 mg/L y la más alta fue la registrada en UP con 187 mg/L. El promedio de todas las aguas muestreadas para la temporada de lluvias fue de  $55.6 \pm 38.2$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $58.9 \pm 42.3$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $45.1 \pm 19.9$  mg/L.

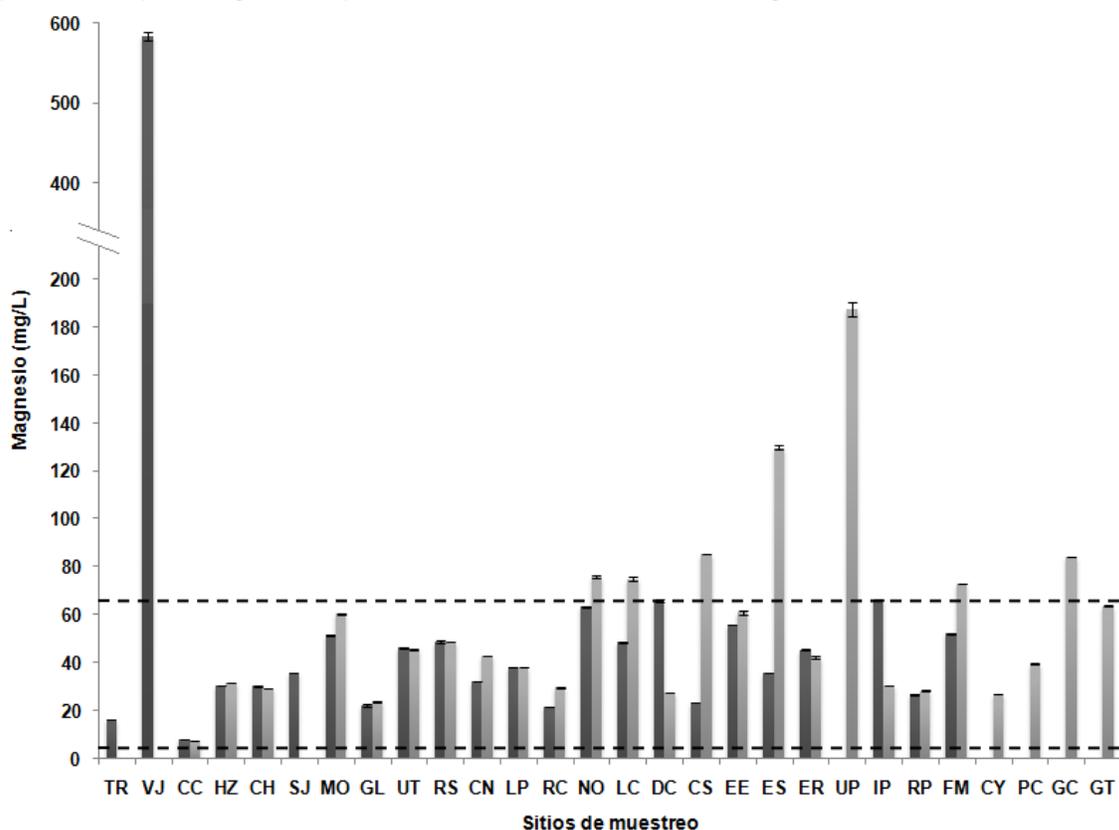


Figura 11. Concentración de magnesio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo, para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas indican el intervalo óptimo (3 – 64 mg/L) para llevar a cabo el cultivo de camarón (*L. vannamei*) utilizando agua de pozo.

Un estudio realizado por Boyd (2002) demuestra que es viable llevar a cabo el cultivo de camarón a baja salinidad utilizando agua de pozo con una concentración de magnesio que va desde los 3 hasta los 64 mg/L. Comparando este intervalo con la concentración obtenida en este estudio, la mayoría de las aguas caen dentro de él, pues tienen una concentración menor a 75 mg/L. Sin embargo, si se toma en cuenta dicho intervalo, las aguas de NO, LC, CS, ES, UP, FM y GC en lluvias y las de VJ, DC, IP en secas quedarían descartadas, pues se encuentran por encima del límite superior registrado por Boyd (2002), el cual es de 64 mg/L.

Por otra parte, Van Wyk y Scarpa (1999) recomiendan valores de magnesio  $\geq 50$  mg/L, por lo que tomando en cuenta esto, aumentaría el número de aguas que quedarían descartadas, tal es el caso de: CC, HZ, CH, GL, UT, RS, CN, LP, RC, ER y RP en ambas temporadas, TR, SJ, LC, CS y ES en secas y DC, IP, CY y PC solo en lluvias.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de magnesio entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

La concentración obtenida de magnesio ( $Mg^{2+}$ ) se comparó con la concentración teórica esperada, la cual se basa en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra y se calculó con base a la siguiente ecuación Boyd y Thunjai (2003):

$$SECx = (Sp) (Rx)$$

Donde:

SECx = concentración equivalente del agua de mar

Sp = salinidad del cuerpo de agua

Rx = razón de la concentración de los iones por la salinidad del agua de mar. En este caso para magnesio es de 39.1

En la figura 12 se observa la concentración de magnesio (mg/L) para las temporadas de secas y lluvias que tuvieron las muestras y la concentración teórica que se esperaría tener en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. Aquí se observa que para la temporada de secas, aproximadamente la mitad de las muestras presentó exceso y la otra mitad deficiencia, en comparación con la concentración teórica del agua de mar diluida. Durante la época de lluvias, la concentración de la mayoría de las muestras se incrementó y fue mayor en comparación con la concentración obtenida en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra, por lo que se presentó un exceso de magnesio.

La línea discontinua indica los valores de la concentración teórica en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. Los valores que están dentro del triángulo sombreado indican aguas con deficiencia de magnesio respecto a lo que se esperaría tener en agua de mar diluida. Los valores sobre la línea punteada presentan un exceso de magnesio. Tomando en cuenta todo esto, la mitad de las aguas pueden considerarse como aptas para llevar a cabo el cultivo de camarón. El rectángulo en negro indica que a salinidades menores a 0.5 g/L no puede llevarse a cabo el cultivo de camarón y se puede observar que ninguna muestra de agua cae en este intervalo.



Tabla 9. Concentración de magnesio (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Magnesio (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	1.4	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	0.4 – 948	sur de EUA	Davis <i>et al.</i> (2002)
Pozo	5.7	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	27.5	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	17.7 – 19.1	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	5.5	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	15.0 – 45.0	Santiago de Cuba, Cuba	Jaime-Ceballos <i>et al.</i> (2012)
Pozo Superficial	7.5 – 187 21.7 – 583	noroeste de México	Este estudio

### 9.2.5. Sodio

El sodio juega un papel muy importante en el desarrollo del camarón, según Castille y Lawrence (1981), Ferraris *et al.* (1986), Lucu y Towle (2003), McGraw y Scarpa (2003), Zhu *et al.* (2004) y Davis *et al.* (2005), las principales funciones del sodio son: se encuentra extracelularmente, es el principal catión responsable de la presión osmótica del fluido extracelular, 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, transporta la corriente de entrada para la excitación de las membranas y sirve para el transporte de nutrientes al interior de la célula.

En la figura 13 se observa la concentración de sodio (mg/L) tanto para la temporada de secas como de lluvias. Aquí se observa que en la mayoría de las aguas, la concentración de sodio fue mayor en la temporada de secas que en la de lluvias, lo cual es de esperar, puesto que en secas la concentración de sodio es

más alta debido a que las tasas de evaporación son mayores que las de precipitación. Por lo contrario, durante la época de lluvias la concentración de sodio disminuye debido a que las lluvias provocan que las aguas se diluyan en cuanto a sales, como es el caso del sodio y, por ende, la concentración disminuya.

En el caso de la temporada de secas, el valor más alto fue de 4,235 mg/L y se registró en VJ y el más bajo fue de 39.5 mg/L y se registró en DC. El promedio para todas las aguas muestreadas en dicha temporada fue de  $407 \pm 864$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $249 \pm 227$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $768 \pm 1,547$  mg/L. Para la temporada de lluvias, el valor más alto fue el registrado en GC y fue de 389 mg/L y el más bajo fue el registrado en RP con 46.7 mg/L. El promedio de todas las aguas muestreadas para esta temporada fue de  $176 \pm 128$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas durante esta temporada fue de  $193 \pm 132$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $122 \pm 108$  mg/L.

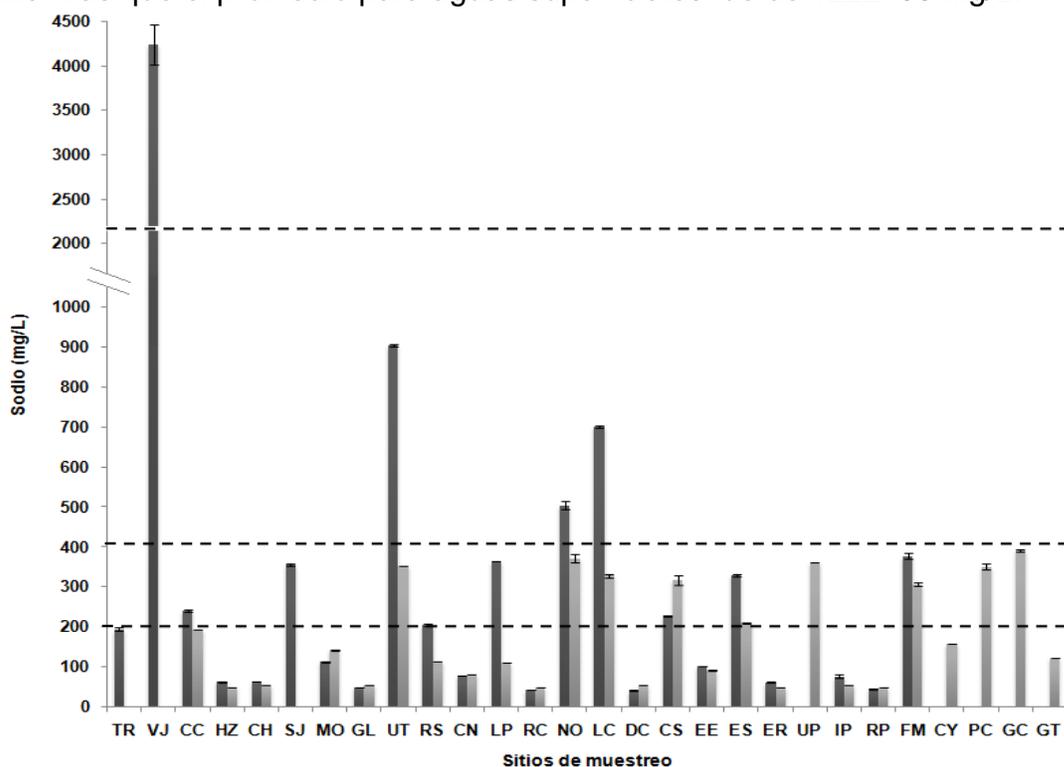


Figura 13. Concentración de sodio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas se refieren a la concentración mínima y máxima (401 – 2,210 mg/L) que deben existir para llevar a cabo el cultivo de camarón a baja salinidad.

Entre los valores registrados como adecuados para llevar a cabo el cultivo de camarón, destacan los recomendados por Boyd *et al.* (2002), los cuales indican que utilizando aguas de pozo con una concentración que va desde 401 hasta 2,210 mg/L de sodio, es viable llevar a cabo el cultivo de camarón a baja salinidad. Comparando dichos resultados con los obtenidos en este estudio, solo unas pocas aguas se encuentran dentro de este intervalo, por lo que la mayoría presentan una deficiencia de sodio. Solamente las aguas de UT, NO y LC, en secas se consideran como adecuadas, todas las demás quedan descartadas siguiendo este criterio, pues están por debajo de 401 mg/L o por encima de 2,210 mg/L.

Por otra parte, destacan los valores registrados por Van Wyk y Scarpa (1999), quienes establecen una concentración óptima de sodio  $\geq$  a 200 mg/L, por lo que las aguas de TR, HZ, CH, MO, GL, CN, RC, DC, EE, ER, IP, RP, CY y GT quedarían descartadas, pues presentan una concentración menor a 200 mg/L.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de sodio entre las temporadas de secas y lluvias, si se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p < 0.05$ ), lo cual puede deberse a que durante secas la concentración de sodio se incrementa debido a que las tasas de evaporación son mayores que las de precipitación, mientras que en lluvias ocurre lo contrario, lo que hace que la concentración de dicho ión disminuya. Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

La concentración obtenida de sodio ( $\text{Na}^+$ ) se comparó con la concentración teórica esperada, la cual se basa en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra y se calculó con base a la siguiente ecuación Boyd y Thunjai (2003):

$$SECx = (Sp) (Rx)$$

Donde:

SECx = concentración equivalente del agua de mar

Sp = salinidad del cuerpo de agua

Rx = razón de la concentración de los iones por la salinidad del agua de mar. En este caso para sodio es de 304.5.

En la figura 14 se observa la concentración de sodio (mg/L) tanto para las muestras como para agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra en las temporadas de secas y lluvias. Aquí se observa claramente que en casi todas las aguas, la concentración de sodio es mayor en agua de mar diluida que en la muestra, esto para ambas temporadas, lo cual es de esperarse pues el sodio es uno de los componentes presentes en mayor proporción en el agua de mar y, como las muestras son aguas subterráneas y superficiales, es de esperar que presenten una menor proporción de dicho elemento. Además, durante las lluvias la concentración de sodio disminuye aún más debido a que dicho elemento se diluye en el cuerpo de agua por las aguas provenientes de la lluvia. Por todo esto, la mayoría de las aguas presentan una deficiencia en sodio. En dicha figura se observa una línea punteada la cual indica los valores teóricos que se esperarían tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. Los valores que están dentro del triángulo sombreado indican valores deficientes de sodio, mientras que los que están sobre la línea punteada son aguas con exceso de sodio. La mayoría de las aguas tienen una concentración inferior a la teórica, por lo que presentan una deficiencia de sodio. El rectángulo sombreado indica aguas que quedan descartadas por presentar una salinidad menor a la concentración mínima requerida para el cultivo de camarón, que es de 0.5 g/L.

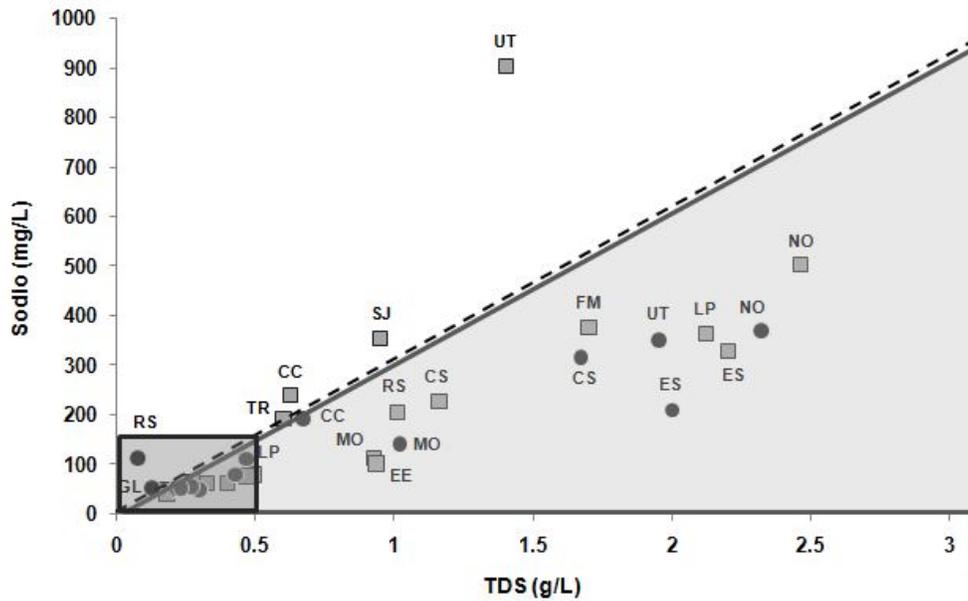


Figura 14. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de sodio (mg/L) para la temporada de secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea punteada indica la concentración teórica que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. El triángulo sombreado indica un área donde existe deficiencia de sodio mientras que la zona sobre la línea punteada se refiere a aguas que presentan exceso de sodio. El rectángulo sombreado indica aguas con una salinidad menor a 0.5 g/L.

En la tabla 10 se observa la concentración de sodio registrada en otras regiones del mundo utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 35.0 hasta 9,021 mg/L de calcio, siendo la concentración más baja la registrada en Santiago de Cuba, Cuba por Jaime-Ceballos *et al.* (2012) y la más alta la registrada en el sur de Estados Unidos por Davis *et al.* (2002).

Tabla 10. Concentración de sodio (mg/L) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Sodio (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	433	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	219- 9,021	sur de EUA	Davis <i>et al.</i> (2002)
Pozo	175	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	68.6	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	45.9 – 56.6	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	1402	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	35.0 – 75.0	Santiago de Cuba, Cuba	Jaime-Ceballos <i>et al.</i> (2012)
Pozo Superficial	47.5 – 903 42.8 – 4,235	noroeste de México	Este estudio

### 9.2.6. Potasio

De acuerdo a Castille y Lawrence (1981), Ferraris *et al.* (1986), Lucu y Towle (2003), McGraw y Scarpa (2003), Zhu *et al.* (2004) y Davis *et al.* (2005), el potasio es un elemento esencial para el desarrollo del camarón, pues desempeña funciones importantes como son: se encuentra intracelularmente, contribuye a la presión osmótica del citoplasma, establece el potencial de reposo de la célula, activa algunas enzimas, transporta la corriente hacia fuera para la repolarización de las membranas, juega un papel muy importante en el metabolismo de los crustáceos y tiene un rol principal en el mantenimiento de la eficiencia neuromuscular.

En la figura 15 se observa la concentración de potasio (mg/L) registrada para secas y lluvias. Dicha concentración va desde 1 hasta 40 mg/L. Aquí se aprecia claramente que durante la época de lluvias la concentración de potasio

aumentó, en comparación con la época de secas, lo cual puede deberse a que las lluvias incrementaron la concentración de dicho ión. Solamente en el caso de LC y ES la concentración fue más alta en secas. En el caso de la temporada de secas, la concentración más alta fue la registrada en LC con 39.5 mg/L y la más baja fue la registrada en UT con 1.3 mg/L. El promedio para dicha temporada de todas las aguas muestreadas fue de  $7.7 \pm 9.2$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $6.8 \pm 7.3$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $9.7 \pm 13.1$  mg/L. Durante la temporada de lluvias el valor más alto fue el registrado en ES con 26.3 mg/L y el más bajo fue el registrado en UT con 1.7 mg/L. El promedio de todas las aguas muestreadas para esta época fue de  $8.8 \pm 6.1$  mg/L. Por otra parte, los promedios para aguas subterráneas y superficiales en esta temporada fueron de  $8.1 \pm 6.0$  mg/L y  $11.2 \pm 6.2$  mg/L, respectivamente.

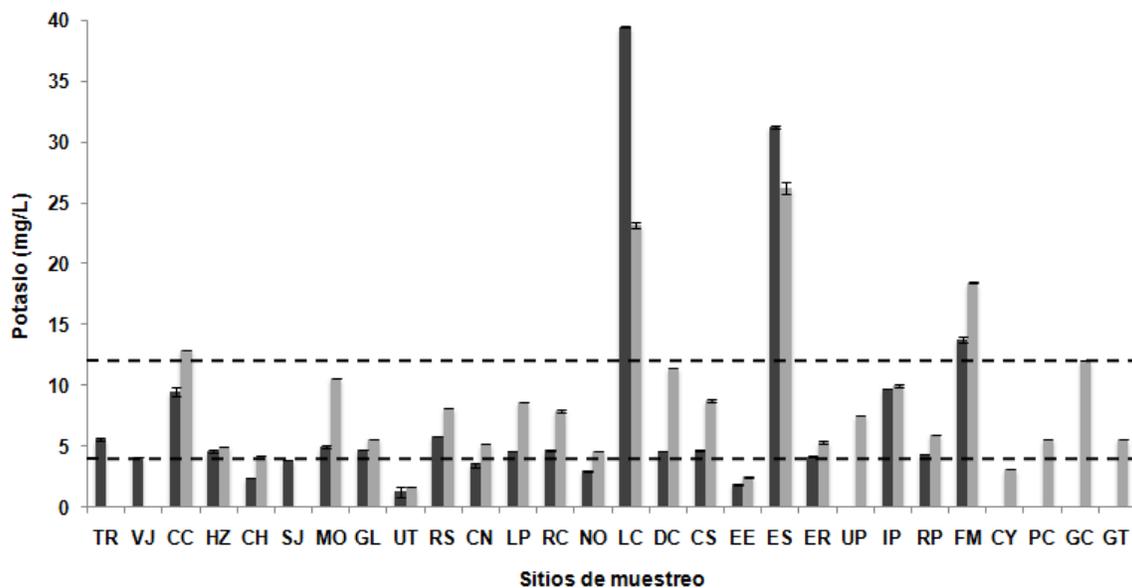


Figura 15. Concentración de potasio (mg/L) de los distintos sitios de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). Las líneas discontinuas indican los valores recomendados (4 – 12.4 mg/L) para el cultivo de camarón utilizando aguas de pozo o de baja salinidad.

Entre los valores registrados en la literatura, destacan los presentados por Boyd (2002), en los cuales demuestra que es viable utilizar agua de pozo para llevar a cabo el cultivo de camarón a baja salinidad, teniendo una concentración de potasio que va de los 4 a los 12.4 mg/L. Comparando los resultados en este estudio con los datos en dicha referencia, se encuentra que la mayoría de las aguas presentan una concentración que está dentro de este intervalo, por lo que algunas pueden usarse para el cultivo de camarón. Específicamente las aguas de UT y EE en ambas temporadas quedarían descartadas y las aguas de CH, SJ, CN y NO solo en secas y la de CY solo en lluvias, pues presentan una concentración menor a 4 mg/L de potasio.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de potasio entre las temporadas de secas y lluvias, si se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p < 0.05$ ), observándose una mayor concentración en lluvias, lo cual pudo deberse a algún escurrimiento y al arrastre de material rico en potasio, lo que incrementó la concentración de dicho ión. Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para lluvias como para secas ( $p > 0.05$ ).

La concentración obtenida de potasio ( $K^+$ ) se comparó con la concentración teórica esperada, la cual se basa en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra y se calculó con la siguiente ecuación Boyd y Thunjai (2003):

$$SECx = (Sp) (Rx)$$

Donde:

SECx = concentración equivalente del agua de mar

Sp = salinidad del cuerpo de agua

Rx = razón de la concentración de los iones por la salinidad del agua de mar. En este caso para potasio es de 10.7.

En la figura 16 se observa la concentración de potasio en la muestra y en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra para las temporadas de secas y lluvias. Aquí se observa que durante la temporada de secas la concentración fue mayor en agua de mar diluida que en la muestra, por lo que dichas aguas presentaron una deficiencia de potasio. De lo contrario, durante las lluvias, la concentración de las muestras fue mayor que las de agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra, por lo que la mayoría de las aguas presentaron un exceso de potasio en esta temporada. Asimismo, se observa la concentración de TDS (g/L) versus la concentración de potasio (mg/L) para las temporadas de secas y lluvias. La línea puntada indica la concentración teórica que se tendría si se tratara de agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. Los valores bajo el triángulo sombreado indican deficiencia de potasio, mientras que los valores que están sobre la línea punteada indican un exceso de potasio. El rectángulo en negro indica que a salinidades menores a 0.5 g/L no se puede llevar a cabo el cultivo de camarón. Lo ideal es que las aguas caigan en o cerca de la línea punteada, ya que entre más cercanas estén a esta, se consideran más adecuadas, de lo contrario, entre más alejadas estén del valor teórico son menos aptas para llevar a cabo el cultivo de camarón. Solamente las muestras de MO en lluvias y TR en secas caen dentro de dicho valor.



Tabla 11. Concentración de potasio (mg/L) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Potasio (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	8.7	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	2.2 – 63.9	sur de EUA	Davis <i>et al.</i> (2002)
Pozo	7.8	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	3.4	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	2.6 – 3.8	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	11.6	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	3.0 – 11.0	Santiago de Cuba, Cuba	Jaime-Ceballos <i>et al.</i> (2012)
Pozo	1.3 – 31.3	noroeste de México	Este estudio
Superficial	4.1 – 39.5		

### 9.2.7. Sulfatos

La presencia de sulfatos en las aguas subterráneas se debe generalmente, a la disolución de yacimiento evaporíticos como yesos y anhidritas y a la disolución de minerales sulfurosos por la acción de agua percolada rica en oxígeno disuelto (Hem, 1970). Entre las principales funciones biológicas del azufre se encuentran las siguientes: el azufre es un componente esencial de varios aminoácidos clave (metionina y cistina), vitaminas (tiamina y biotina), la hormona insulina y del exoesqueleto de crustáceos, además está involucrado en la destoxificación de compuestos aromáticos dentro del cuerpo animal. Como sulfato, el azufre es un componente esencial de la heparina, condroitina, fibrinógeno y taurina. A su vez, varios sistemas enzimáticos claves, tal como la coenzima A y el glutatión, para su actividad dependen de los grupos sulfhídrico libres (SH) (Underwood, 1971).

En la figura 17 se observa la concentración de sulfatos (mg/L) para las temporadas de secas y lluvias. Dicha concentración va desde 1 hasta 1,200 mg/L. Sin embargo, la mayoría de los valores están por debajo de 200 mg/L. Además, se puede apreciar que en la mayoría de las aguas la concentración de sulfatos es más alta en secas que en lluvias. Durante la temporada de secas, la concentración más alta fue la registrada en VJ con 1,225 mg/L y la más baja fue la registrada en HZ con 13.8 mg/L. El promedio para todas las aguas muestreadas durante esta temporada fue de  $119 \pm 254$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $60.2 \pm 75.3$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $252 \pm 439$  mg/L. En la temporada de lluvias, el valor más alto fue de 775 y se registró en PC y el más bajo fue de 1.9 mg/L y se registró en HZ. El promedio de todas las aguas muestreadas para dicha temporada fue de  $125 \pm 175$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $137 \pm 195$  mg/L, mientras que promedio para aguas superficiales fue de  $88.2 \pm 86.1$  mg/L.

De acuerdo a Bronlow (1979) la concentración de sulfatos en aguas subterráneas oscila entre 0 y 2,700 mg/L. Comparando los valores obtenidos en este estudio con dicha referencia se encuentra que todas las muestras de agua están dentro de este intervalo.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de sulfatos entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) no se encontraron diferencias significativas para secas ( $p > 0.05$ ), pero para la temporada de lluvias si se encontraron diferencias significativas entre la región norte de Sinaloa y las muestras foráneas ( $p < 0.05$ ), observándose la mayor concentración de sulfatos en las muestras foráneas, lo cual puede deberse a que en dichas regiones la lluvia

provocó la disolución de ciertos minerales como yeso ( $\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ ) y anhidrita ( $\text{CaSO}_4$ ) y otros tipos de sulfatos dispersos en el terreno, los cuales representan frecuentemente el aporte cuantitativo más significativo de este ión a aguas subterráneas.

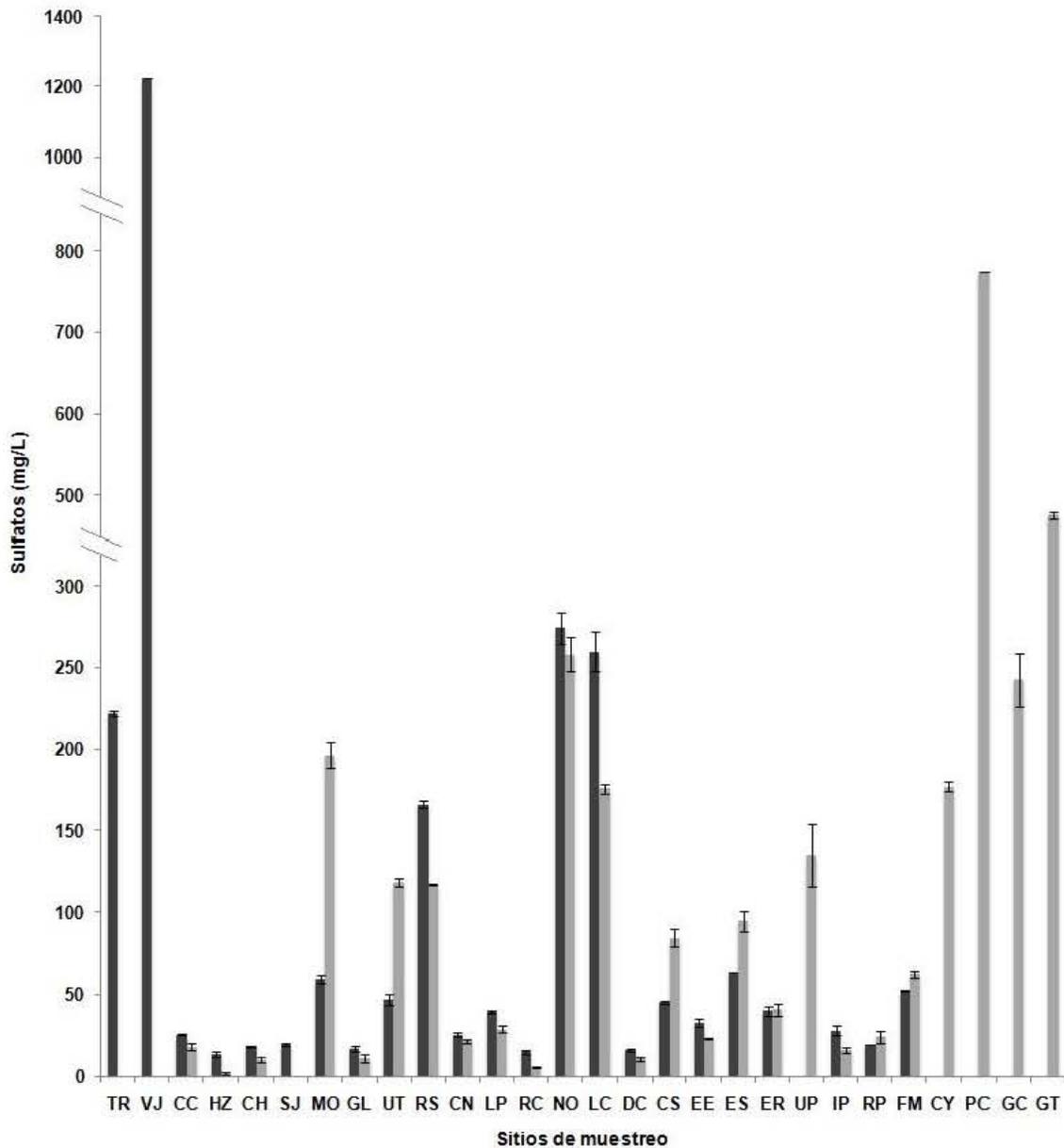


Figura 17. Concentración de sulfatos (mg/L) de los distintos sitios de muestreo para las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras).

La concentración obtenida de sulfatos ( $\text{SO}_4^{2-}$ ) se comparó con la concentración teórica esperada, la cual se basa en agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra y se calculó con base a la siguiente ecuación Boyd y Thunjai (2003):

$$\text{SECx} = (\text{Sp}) (\text{Rx})$$

Donde:

SECx = concentración equivalente del agua de mar

Sp = salinidad del cuerpo de agua

Rx = razón de la concentración de los iones por la salinidad del agua de mar, en este caso para sulfatos es de 78.3.

En la figura 18 se observa la concentración de sulfatos para las muestras y para agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra para las temporadas de secas y lluvias. Aquí se observa que para secas y lluvias en la mayoría de las aguas la concentración teórica es mayor que la encontrada, por lo que las aguas en su mayoría presentan una deficiencia en sulfatos. Sólo algunas aguas presentaron exceso de sulfatos. Además se observa la concentración de TDS (g/L) versus la concentración de sulfatos (mg/L). La línea punteada indica la concentración teórica que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. Los valores bajo el triángulo sombreado indican deficiencia de sulfatos, mientras que los que están sobre la línea punteada son aguas con exceso de sulfatos. El rectángulo en negro indica que a una salinidad menor a 0.5 g/L no puede llevarse a cabo el cultivo de camarón.

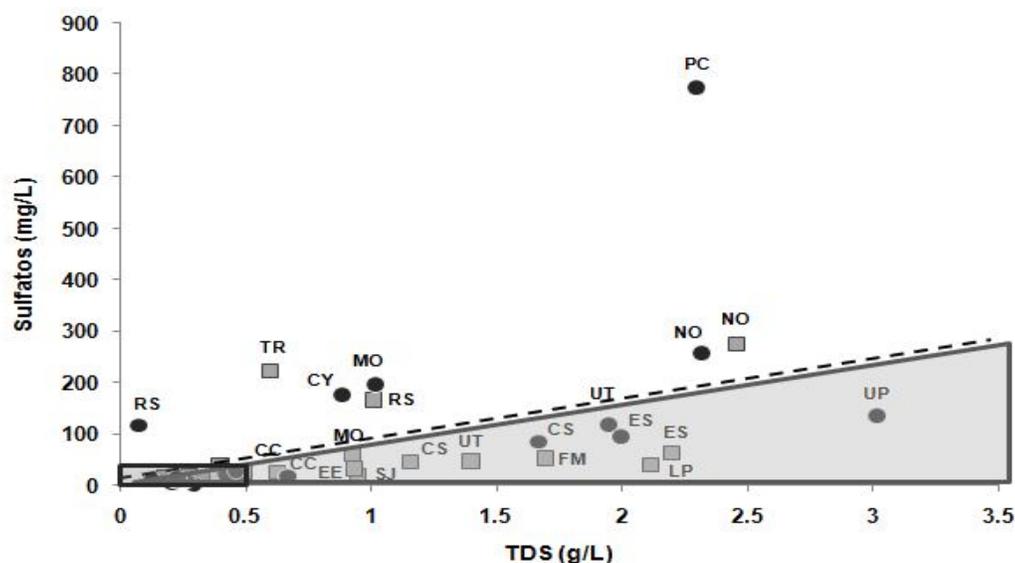


Figura 18. Concentración de TDS (g/L) versus concentración de sulfatos (mg/L) para secas (cuadrados) y lluvias (círculos). La línea discontinua indica la concentración teórica que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra. El triángulo sombreado representa una zona de deficiencia de sulfatos, mientras que las aguas que están por encima de dicha línea presentan un exceso de sulfatos. El rectángulo sombreado se refiere a aguas con una salinidad menor a 0.5 g/L.

En la tabla 12 se observa la concentración de sulfatos (mg/L) registrada en otras regiones del mundo utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 0 hasta 3,617 mg/L de sulfatos, siendo la concentración más baja y la más alta la registrada en el sur de Estados Unidos por Davis *et al.* (2002).

Tabla 12. Concentración de sulfatos (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Sulfatos (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	0.0 – 3,617	sur de EUA	Davis <i>et al.</i> (2002)
Pozo	270	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	0.5	Alabama, EUA	Roy <i>et al.</i> (2010)
Pozo	20.0 – 169	Santiago de Cuba, Cuba	Jaime-Ceballos <i>et al.</i> (2012)
Pozo	12.1 – 36.5	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo Superficial	1.9 – 775 – 1,225	noroeste de México	Este estudio

### **9.2.8. Balance de iones (cationes y aniones)**

En la tabla 13 se muestra la sumatoria de cationes (calcio, magnesio, sodio y potasio) y la sumatoria de aniones (cloruros, sulfatos y bicarbonatos) tanto para la temporada de secas como lluvias, así como el porcentaje de error (10%) para aceptar o rechazar una técnica (Armienta *et al.* 1987), porque de lo contrario, los análisis de ese sitio deberán de repetirse, puesto que todas las aguas son eléctricamente neutras. Debido a esto se tuvieron que repetir algunas muestras, ya que sobrepasaron el 10%. El análisis que se repitió fue el de alcalinidad total, ya que a la hora de realizar los balances, para algunas muestras fue mayor la sumatoria de cargas negativas (aniones) que la de cargas positivas (cationes), por lo que el error o desbalance se encontraba en los aniones y, por lo tanto, dado que la técnica de alcalinidad total es la que tiene una menor precisión en comparación con las otras técnicas se repitió dicho análisis. Al repetir los análisis de alcalinidad total para las muestras que tuvieron este problema, los porcentajes fueron menores a 10%. Es importante destacar que todos los valores son absolutos. Además, se puede apreciar que en todos los casos los porcentajes de error son menores a 10%, por lo que todos los análisis realizados pueden considerarse como aceptables.

Tabla 13. Balance de iones en temporada de secas y lluvias (sumatoria de cationes y aniones en meq/L y porcentaje de error) de las aguas estudiadas.

Sitio de muestreo	$\Sigma$ cationes Secas	$\Sigma$ aniones Secas	% error Secas	$\Sigma$ cationes Lluvias	$\Sigma$ aniones Lluvias	% error Lluvias
TR	14.7	12.2	9.1	-	-	-
VJ	279.2	318.4	6.6	-	-	-
CC	11.9	14.1	8.5	9.7	11.2	7.1
HZ	10.9	11.4	2.7	9.3	8.1	7.2
CH	9.6	9.2	2.0	8.9	8.5	2.4
SJ	21.1	21.5	0.9	-	-	-
MO	19.6	17.6	5.3	19.7	21.5	4.2
GL	7.4	6.6	5.8	7.2	6.5	4.8
UT	47.6	40.5	8.1	23.0	26.5	7.1
RS	23.0	19.6	8.1	15.7	14.4	4.3
CN	11.6	13.6	8.1	12.7	12.2	2.0
LP	36.1	33.1	4.3	11.6	13.5	7.6
RC	7.3	7.9	4.3	8.7	7.7	6.1
NO	37.9	38.1	0.2	31.3	36.9	8.2
LC	61.0	72.1	8.3	27.4	32.0	7.8
DC	10.2	9.9	1.4	7.8	7.4	2.4
CS	17.1	19.4	6.2	28.2	31.5	5.5
EE	16.2	15.8	1.4	9.7	10.1	1.9
ES	27.4	31.7	7.2	30.8	33.9	4.8
ER	11.3	11.4	0.4	6.1	6.3	1.6
UP	-	-	-	41.6	44.8	3.8
IP	13.4	11.8	6.2	9.2	8.1	5.9
RP	7.7	7.4	1.5	8.0	7.8	1.4
FM	25.0	24.6	0.6	18.9	20.4	3.7
CY	-	-	-	15.9	16.1	0.3
PC	-	-	-	32.2	33.4	1.7
GC	-	-	-	32.2	35.8	5.4
GT	-	-	-	24.1	20.9	7.0

El símbolo (-) indica que no se dispuso de la muestra.

### 9.2.9. Proporción de iones

La deficiencia o el desbalance iónico en el camarón puede tener serias consecuencias fisiológicas que van desde pobre crecimiento, asfixia y finalmente la muerte de los organismos (Collins *et al.* 2005). Sin embargo, de acuerdo a Fielder *et al.* (2001) resulta más importante la relación que pueda darse entre los iones  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{Ca}^{2+}$  que la concentración específica de los iones individuales.

Por otra parte, McGraw y Scarpa (2004) y Davis *et al.* (2004) sugieren que las proporciones entre  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$  y  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  para un buen desarrollo del camarón cultivado en agua de baja salinidad deben ser similares a las del agua de mar a 35 g/L de salinidad, es decir, 27, 1 y 3 respectivamente.

Existe muy poca información respecto a las proporciones de los iones mayoritarios que deben mantenerse para producir de manera adecuada camarón en agua dulce o de baja salinidad, y más escasa resulta para los periodos de engorda, ya que las investigaciones en su gran mayoría se han enfocado a realizar pruebas cortas de aclimatación. En la práctica estas proporciones se han mantenido muy diferentes a los valores registrados para agua de mar y para las pruebas de aclimatación con agua dulce en los distintos países donde se realiza. Los productores parece ser que se han preocupado más por mantener una cierta concentración individual de  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{Ca}^{2+}$  que el cuidar las proporciones entre ellos. De los trabajos registrados en pruebas de aclimatación con *L. vannamei* utilizando agua dulce y de baja salinidad Van Wyk (1999) y McGraw y Scarpa (2004), encontraron que para una buena sobrevivencia de las poslarvas los iones monovalentes ( $\text{Na}^+$  y  $\text{K}^+$ ) y los iones divalentes ( $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{Ca}^{2+}$ ) deben guardar una proporción de 75:25 respectivamente.

En este estudio se calcularon las proporciones de los principales iones debido a la importancia que tienen para un buen desarrollo del camarón cultivado en aguas de baja salinidad. En la tabla 14 se observan las proporciones de los iones  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$  y  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  para las temporadas de secas y lluvias. Así como las proporciones de los iones monovalentes ( $\text{Na}^+$  y  $\text{K}^+$ ) y los iones divalentes ( $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{Mg}^{2+}$ ) para secas y lluvias. Claramente se puede apreciar que existe gran variación entre las proporciones de un agua y otra, debido a que se trata de aguas independientes y con distintas características químicas.

Tabla 14. Proporciones de los iones  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  y de los iones monovalentes ( $\text{Na}^+ + \text{K}^+$ ) / divalentes ( $\text{Ca}^{2+} + \text{Mg}^{2+}$ ) en secas y lluvias.

Sitio	$\text{Na}^+/\text{K}^+$	$\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$	$\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$	Mono:Diva	$\text{Na}^+/\text{K}^+$	$\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$	$\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$	Mono:Diva
	27 Secas	1 Secas	3 Secas	75:25 Secas	27 Lluvias	1 Lluvias	3 Lluvias	75:25 Lluvias
TR	34:1*	17:1	0.2:1	64:36*	-	-	-	-
VJ	1033:1	230:1	0.6:1	74:26*	-	-	-	-
CC	25:1*	1:1*	0.8:1*	93:7	15:1	0.6:1*	0.9:1*	93:7
HZ	13:1	20:1	0.3:1	36:64	10:1	18:1	0.3:1	31:69
CH	26:1*	36:1	0.4:1	36:64	13:1	19:1	0.4:1	35:65
SJ	91:1	14:1	0.7:1*	80:20*	-	-	-	-
MO	22:1*	41:1	0.2:1	31:69	13:1	16:1	0.4:1	40:60
GL	10:1	15:1	0.3:1	37:63	9:1	10:1	0.4:1	42:58
UT	695:1	69:1	0.5:1	87:13	207:1	46:1	0.6:1	74:26*
RS	35:1*	35:1	0.2:1	46:54	14:1	16:1	0.4:1	40:60
CN	22:1*	31:1	0.2:1	37:63	15:1	21:1	0.4:1	35:65
LP	79:1	74:1	0.1:1	49:51	13:1	8:1	0.6:1	53:47
RC	9:1	15:1	0.3:1	34:66	6:1	10:1	0.4:1	35:65
NO	168:1	72:1	0.3:1	65:35*	81:1	39:1	0.4:1	60:40
LC	18:1*	13:1	0.1:1	57:43	14:1	6:1*	0.6:1	63:37*
DC	9:1	13:1	1.1:1*	26:74	5:1	5:1*	0.5:1	43:57
CS	48:1	22:1	0.2:1	65:35*	36:1*	17:1	0.6:1	59:41
EE	53:1	76:1	0.4:1	34:66	36:1*	52:1	0.5:1	33:67
ES	11:1	6:1*	0.2:1	62:38	8:1	8:1	0.6:1	41:59
ER	14:1	23:1	0.5:1	31:69	9:1	16:1	0.5:1	29:71
UP	-	-	-	-	47:1	27:1	0.9:1*	48:52
IP	8:1	9:1	0.8:1*	36:64	5:1	8:1	0.4:1	36:64
RP	10:1	16:1	0.4:1	33:67	8:1	12:1	0.4:1	35:65
FM	27:1*	6:1*	0.7:1*	75:25*	17:1*	5:1*	0.8:1*	67:35*
CY	-	-	-	-	50:1	43:1	0.2:1	50:50
PC	-	-	-	-	62:1	48:1	0.1:1	53:47
GC	-	-	-	-	32:1*	13:1	0.5:1	62:38*
GT	-	-	-	-	22:1*	48:1	0.2:1	28:72

Los valores 27, 1, 3 y 75:25 son las proporciones que deben existir en agua de mar. \*Los valores marcados con asterisco son los que están cercanos a las proporciones recomendadas. El símbolo (-) indica que no se dispuso de la muestra.

Comparando las proporciones obtenidas en este estudio con las recomendadas por McGraw y Scarpa (2004) y Davis *et al.* (2004), algunas aguas cumplen con estas proporciones mientras que otras no. Para el caso de la proporción  $\text{Na}^+/\text{K}^+$  cuyo valor recomendado es de 27, durante la época de secas únicamente las aguas de TR, CC, CH, MO, RS, CN y FM tienen valores similares

o comparables a dicha proporción. Por otra parte, durante las lluvias, las aguas que presentan una proporción parecida son: CS, EE, GC y GT. En cuanto a la proporción de  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$  cuyo valor recomendado es de 1, durante la temporada de secas las aguas de CC, ES, IP y FM tienen valores similares, mientras que todas las demás tienen proporciones muy elevadas que llegan hasta 230. En lluvias, las aguas de CC, LP, LC, DC, ES, IP y FM son las que presentan proporciones más parecidas a las del agua de mar. En lo que respecta a la proporción de  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$ , cuyo valor recomendado es de 3, todas las aguas presentan proporciones menores a dicho valor debido a que la concentración de calcio es mucho mayor que la de magnesio. Durante secas, solamente las aguas de CC, SJ, DC, IP y FM presentan proporciones cercanas al valor recomendado. Para la época de lluvias, únicamente las aguas de CC, UP y FM tienen proporciones cercanas. Para el caso de la proporción de los iones monovalentes/divalentes, el valor recomendado es de 75:25. Durante la época de secas, las aguas de TR, VJ, SJ, UT, NO, CS, ES y FM presentaron una proporción cercana a la recomendada. Durante lluvias, las aguas de UT, LC, FM y GC tuvieron una proporción cercana.

En la tabla 15 se observan algunas proporciones de los iones  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  y Mono/Diva registradas en otras regiones y en el noroeste de México. Dichas proporciones presentan gran variación entre un agua y otra debido a que son muestras independientes y provenientes de lugares muy diferentes, pues se tienen aguas de Brasil, China, México, Ecuador, Estados Unidos y Tailandia. Es importante mencionar que la proporción  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  fue mucho menor que el valor recomendado por McGraw y Scarpa (2004) y Davis *et al.* (2004) en todas las investigaciones, así como sucedió en este estudio. Lo cual indica que en aguas de baja salinidad la concentración de calcio es mucho mayor respecto a la concentración de magnesio.

Tabla 15. Relaciones de  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ ,  $\text{Na}^+/\text{K}^+$  y  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  y relación monovalente:divalente (%) registradas en el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*), usando agua dulce y de baja salinidad.

Sal.	$\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$	$\text{Na}^+/\text{K}^+$	$\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$	Mono:diva.	Región	Referencia
0.42	3:1	8:1	0.9:1	64:37	noreste de Brasil	Miranda <i>et al.</i> (2008)
0.5	5:1	12:1	0.4:1	65:35	Shangai, China	Boyd y Thunjai (2003)
0.6	25:1	20:1	0.3:1	39:61	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
0.9	3:1	7:1	0.3:1	70:30	Sonora, México	Mariscal-Lagarda (2011)
2.2	2:1	17:1		90:10	Carolina del Sur, EUA	Sowers y Tomasso Jr. (2006)
2.5	15:1	50:1	0.5:1	69:31	Guayas, Ecuador	Boyd y Thunjai (2003)
2.9	1:1	16:1	1:1	85:15	Florida, EUA	Boyd y Thunjai (2003)
3.9	11:1	174:1	0.2:1	93:7	Alabama, EUA	Boyd y Thunjai (2003)
4.2	4:1	36:1	1.6:1	80:20	Chachoengsao, Tailandia	Boyd y Thunjai (2003)
7.1	45:1	183:1	0.2:1	78:22	Arizona, EUA	Boyd y Thunjai (2003)
14	19:1	59:1	0.6:1	66:34	Texas, EUA	Boyd y Thunjai (2003)
1.3	29:1	68:1	0.5:1	49:51	noroeste de México	Este estudio

### 9.3. Nutrientes

#### 9.3.1. Nitritos

Los nitritos se forman por la oxidación bacteriana incompleta del nitrógeno en el medio acuático o terrestre, o por la reducción bacteriana del nitrato. Son productos intermedios del ciclo completo de oxidación-reducción y sólo se encuentran presentes en condiciones de baja oxidación. El nitrito en comparación con el nitrato, es menos soluble en agua y menos estable (García *et al.* 1994). El efecto en el metabolismo del camarón a consecuencia de los desechos nitrogenados ocasiona hipoxia y posteriormente anoxia cuando los niveles son muy elevados y su exposición es prolongada. Cabe señalar que la toxicidad de estos desechos está en función principalmente del pH, temperatura, alcalinidad y salinidad; observándose que se incrementa el efecto tóxico conforme la salinidad del agua es menor. Esto se debe a la acción antagonista que presenta el ión cloruro contra estos productos nitrogenados (Lin y Chen, 2001; Lin y Chen, 2003).

En la figura 19 se observa la concentración de nitritos para las temporadas de secas y lluvias, aquí se aprecia que dicha concentración va desde 0.003 mg/L de nitritos hasta 3.140 mg/L y que para algunas aguas la concentración fue mayor en secas y para otras en lluvias. El límite de detección fue de 0.003 mg/L. El valor más alto para la temporada de secas fue de 2.953 mg/L y se registró en ES y el más bajo fue de 0.004 mg/L y se registró en IP. El promedio de todas las aguas muestreadas para esta temporada fue de  $0.280 \pm 0.623$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $0.336 \pm 0.733$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $0.153 \pm 0.233$  mg/L. En el caso de la temporada de lluvias el valor más alto fue el registrado en ES con 3.140 mg/L y el más bajo fue el registrado en GL con 0.003 mg/L. El promedio de todas las aguas muestreadas para dicha temporada fue de  $0.276 \pm 0.732$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $0.341 \pm 0.834$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $0.069 \pm 0.071$  mg/L.

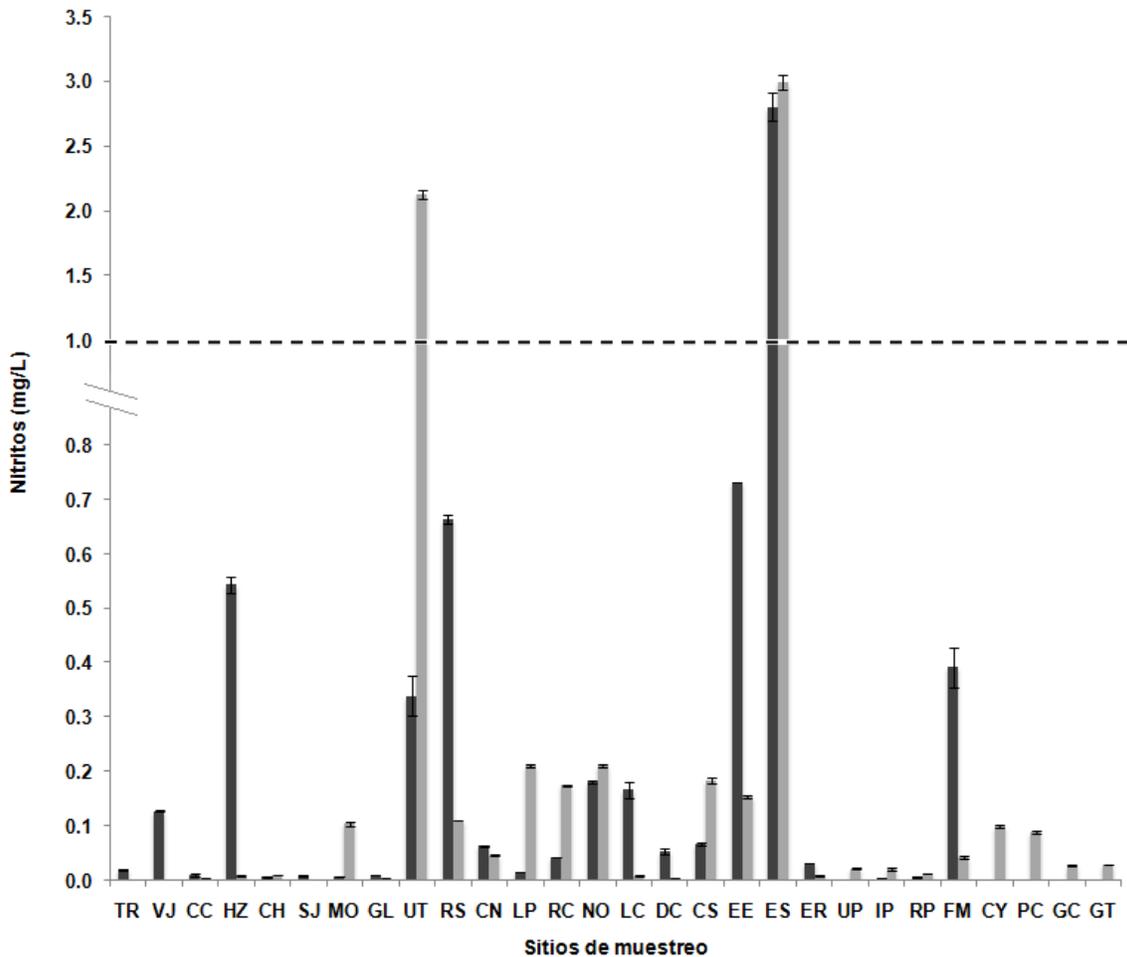


Figura 19. Concentración de nitritos de las distintas aguas de muestreo para secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración recomendada (< 1 mg/L) para evitar daños en el camarón.

En el caso de nitritos se debe evitar una concentración mayor a 1.5 mg/L, para prevenir alteraciones en el metabolismo (Lin y Chen, 2003). Comparando los resultados obtenidos en este estudio con los observados anteriormente se observa que la mayoría de las aguas se consideran como aptas para llevar a cabo el cultivo de camarón, pues a pesar de que se tiene una concentración de nitritos tanto baja como moderadamente alta (0.003-2.953 mg/L), la mayoría de las aguas presentan una concentración menor a 1.5 mg/L por lo que pueden utilizarse para dicho propósito. Solamente las aguas de UT en temporada de lluvias y de ES en ambas temporadas quedarían descartadas, pues presentan una concentración mayor a 1.5 mg/L de nitritos.

Por otra parte, Van Wyk y Scarpa (1999) recomiendan una concentración menor a 1 mg/L de nitritos para evitar daños en el camarón, puesto que éstos son tóxicos para dicha especie. Comparando los resultados obtenidos en este estudio con este valor, la mayoría de las aguas cumplen con dicho parámetro, ya que están por debajo de 1 mg/L. Únicamente las aguas de UT en secas y de ES en secas y lluvias, quedarían descartadas, pues presentan una concentración mayor a 1 mg/L.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de nitritos entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 16 se puede observar la concentración de nitritos (mg/L) registrada en otras regiones del mundo utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 0 hasta 3.14 mg/L de nitritos, siendo la más baja la registrada en Yucatán, México, por Araneda *et al.* (2008) y la más alta la registrada en este estudio en el noroeste de México.

Tabla 16. Concentración de nitritos (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Nitritos (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	0.15	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	0.11	Alabama, EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	0.02	Arizona, EUA	McIntosh y Fitzsimmons (2003)
Pozo	0.58	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	0	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	0.28 – 0.32	Sinaloa, México	Valenzuela-Quíñonez <i>et al.</i> (2010)
Pozo Superficial	0.003 – 3.14 0.005 – 0.66	noroeste de México	Este estudio

### 9.3.2. Nitratos

Con respecto a los nitratos, el producto final de la nitrificación aeróbica (Pierce y Weeks, 1993), son los compuestos nitrogenados inorgánicos menos tóxicos, sin embargo, pueden ser un potencial problema cuando sus niveles aumentan y se acumulan. La toxicidad de estos compuestos es debido a sus efectos sobre la osmorregulación y posiblemente sobre el transporte de oxígeno (Colt y Armstrong, 1981).

El camarón puede sobrevivir a niveles de nitratos tan altos como 200 mg/L, pero no es conocido si estos niveles tan altos pueden afectar el crecimiento o la resistencia a enfermedades. Los niveles ideales de nitratos deberían de mantenerse por debajo de 60 mg/L. Las bacterias anaeróbicas utilizan el nitrato y lo convierten a gas nitrógeno (N<sub>2</sub>) en un proceso conocido como denitrificación. Durante esa reacción, el nitrito también es formado (Van Wyk y Scarpa, 1999).

En la figura 20 se observa la concentración de nitratos para las temporadas de secas. Dicha concentración va desde 0.015 mg/L hasta 109 mg/L. El valor más alto para esta temporada fue de 109 mg/L y se registró en EE y el más bajo fue de 0.015 mg/L y se registró en SJ. El promedio de todas las aguas muestreadas para secas fue de  $11.2 \pm 25.9$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $15.3 \pm 30.7$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $2.5 \pm 4.5$  mg/L.

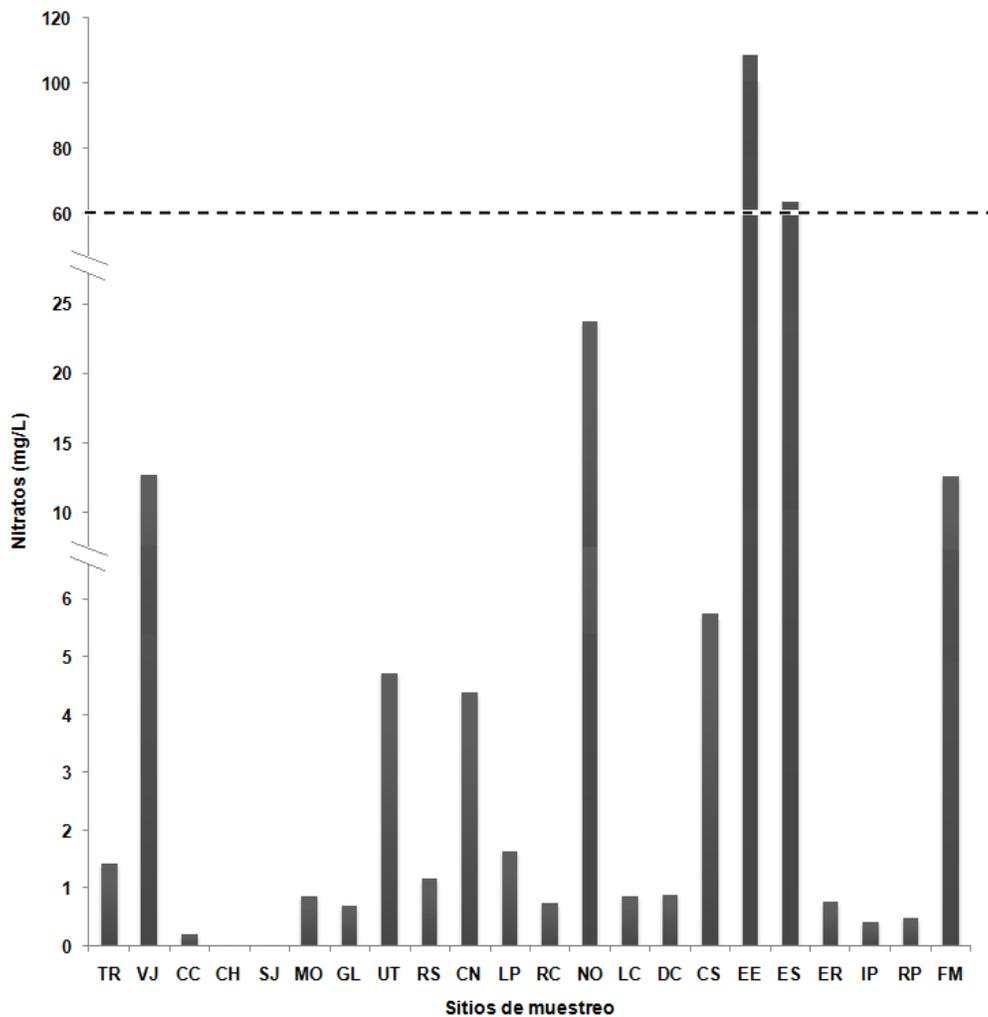


Figura 20. Concentración de nitratos (mg/L) para secas (barras oscuras). La línea discontinua indica la concentración óptima para evitar daños en el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Para el caso de nitratos, Arellano (1993) menciona que la concentración de nitrato en el agua no parece ser de gran relevancia, mientras que Lee y Wickins, (1997) mencionan que para peneidos una concentración de 100-200 mg/L se considera razonable. Van Wyk y Scarpa (1999) señalan que en el agua destinada para cultivo de *L. vannamei* la concentración de nitratos no debe exceder 60 mg/L. Comparando los resultados obtenidos en este estudio con lo recomendado anteriormente, la mayoría de las aguas se consideran como óptimas, por lo que pueden utilizarse para llevar a cabo el cultivo de camarón. Solamente las aguas de ES y EE quedarían descartadas, pues tienen una concentración mayor a 60 mg/L.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de nitratos entre los dos tipos de agua, no se encontraron diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, para la temporada de secas ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur de Sinaloa) y las muestras foráneas (Sonora) tampoco se encontraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 17 se observa la concentración de nitratos (mg/L) registrada en otras regiones de América utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 0.02 hasta 419 mg/L de nitratos, siendo la concentración más baja la registrada en Alabama, Estados Unidos, por Prapaiwong (2011) y en este estudio en el noroeste de México, mientras que la más alta fue la registrada en Sonora, México, por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012).

Tabla 17. Concentración de nitratos (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) utilizando agua de pozo y superficial.

Tipo de agua	Nitratos (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	44.0	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	0.02	Alabama, EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	29.7	Arizona, EUA	McIntosh y Fitzsimmons (2003)
Pozo	419	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	6.55	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	0.73 – 0.77	Sinaloa, México	Valenzuela-Quiñonez <i>et al.</i> (2010)
Pozo	0.02 – 109	noroeste de México	Este estudio
Superficial	0.48 – 12.7		

### 9.3.3. Amonio

El amonio es usualmente medido como nitrógeno amoniacal total (TAN). El TAN es una medida de la concentración combinada de amonio no ionizado y el ión amonio. La fracción de TAN que está en la forma no ionizada está en función del pH y de la temperatura (Van Wyk y Scarpa, 1999). El amonio es el principal producto nitrogenado excretado por la mayoría de los animales acuáticos, incluyendo los crustáceos (Forster y Goldstein, 1969) y es el producto de la amonificación de la materia orgánica en los sistemas de cultivo (Chen *et al.* 1990). El amonio es altamente tóxico para las especies marinas (Armstrong *et al.* 1978). En el agua, el amonio está comprendido de una forma no ionizada ( $\text{NH}_3$ ) y otra ionizada ( $\text{NH}_4^+$ ), siendo el primero más tóxico debido a su habilidad para difundirse rápidamente a través de la membrana celular (Fromm y Guillette, 1968), mientras que el segundo es considerado menos tóxico (Tabata, 1962). Esto se debe a que el  $\text{NH}_3$  es lipofílico y el  $\text{NH}_4^+$  lipofóbico (Kormanik y Cameron, 1981). La proporción

de amonio ionizado y no ionizado es altamente dependiente del pH (Armstrong *et al.* 1978).

Chen y Chin (1989) demostraron que la toxicidad del amonio se incrementa conforme aumenta la proporción de NH<sub>3</sub> en una solución dada. El mecanismo más directo de toxicidad letal parece ser el deterioro del metabolismo de la energía cerebral debido al elevado gasto de compuestos de energía en el cerebro (Smart, 1978). La toxicidad del amonio está en función de la edad del camarón. Postlarvas y juveniles pequeños son menos tolerantes a una alta concentración de amonio no ionizado que juveniles grandes y adultos (Frías-Espericueta *et al.* 1999). La salud y tasas de crecimiento del camarón no se ven afectadas cuando los niveles de amonio no ionizado se mantienen por debajo de 0.03 mg/L. Una alta concentración de amonio irrita las branquias del camarón y puede causar hiperplasia en las branquias, reduciendo la capacidad del camarón para extraer oxígeno del agua. En adición, altos niveles de amonio en el agua pueden causar un incremento en la concentración de amonio en la sangre. Una alta concentración de amonio en la sangre reduce la afinidad del pigmento de la sangre (hemocianina) por el oxígeno. Juntos, estos últimos dos efectos reducen la tolerancia del camarón a soportar bajas condiciones de oxígeno. La exposición crónica a una alta concentración de amonio puede además reducir la resistencia del camarón a enfermedades (Van Wyk *et al.* 1999).

De acuerdo con Colt y Armstrong (1981), el amonio puede tener varios efectos sobre la habilidad de las especies acuáticas para transportar oxígeno a los tejidos. Estos efectos incluyen daños a las branquias, reducción de la capacidad de la sangre para transportarlo a consecuencia de cambios en el pH, un incremento en la demanda de oxígeno y daños histológicos a las células rojas y órganos que las producen. Además, se ha encontrado que niveles altos de amonio pueden afectar la osmorregulación de especies acuáticas, incrementando la permeabilidad del animal, y por lo tanto, reduciendo la concentración iónica de la hemolinfa (osmolaridad) (Lloyd y Orr, 1969; Chen y Chen, 1996).

La toxicidad del amonio no-ionizado se puede concluir que es función principalmente del pH, temperatura, alcalinidad, salinidad y obviamente de la concentración total del amonio medido en la superficie de las branquias de los organismos expuestos. El amonio es más tóxico para los organismos a pH y temperaturas elevadas, debido a que el equilibrio de disociación se desplaza hacia la forma tóxica no-ionizada  $\text{NH}_3$ . Finalmente, es importante señalar que el riesgo a pH elevados y del amonio no-ionizado es mayor en aguas pobremente “bufalizadas” o “amortiguadas” al final de la tarde, que es cuando el balance de la respiración-fotosíntesis acoplado con el sistema carbonatos produce los pH más críticos (Frías-Espicqueta y Páez-Osuna, 2001).

En la figura 21 se observa la concentración de amonio para las temporadas de secas y lluvias. En la mayoría de las aguas, la concentración fue más alta durante secas. Solamente en el caso de MO, GL, RS, RC y DC fue más alta en lluvias. La concentración más alta en secas fue la registrada en LC con 0.807 mg/L y la más baja fue la registrada en SJ, MO y RS donde la concentración estuvo por debajo del límite de detección ( $< 0.003$  mg/L). El promedio de todas las aguas muestreadas para dicha temporada fue de  $0.135 \pm 0.179$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $0.126 \pm 0.113$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $0.155 \pm 0.292$  mg/L. Durante la época de lluvias, el valor más bajo fue de 0.005 mg/L y se registró en ER y el más alto fue de 0.702 mg/L y se registró en LC. El promedio en esta temporada fue de  $0.113 \pm 0.172$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $0.069 \pm 0.118$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $0.253 \pm 0.246$  mg/L.

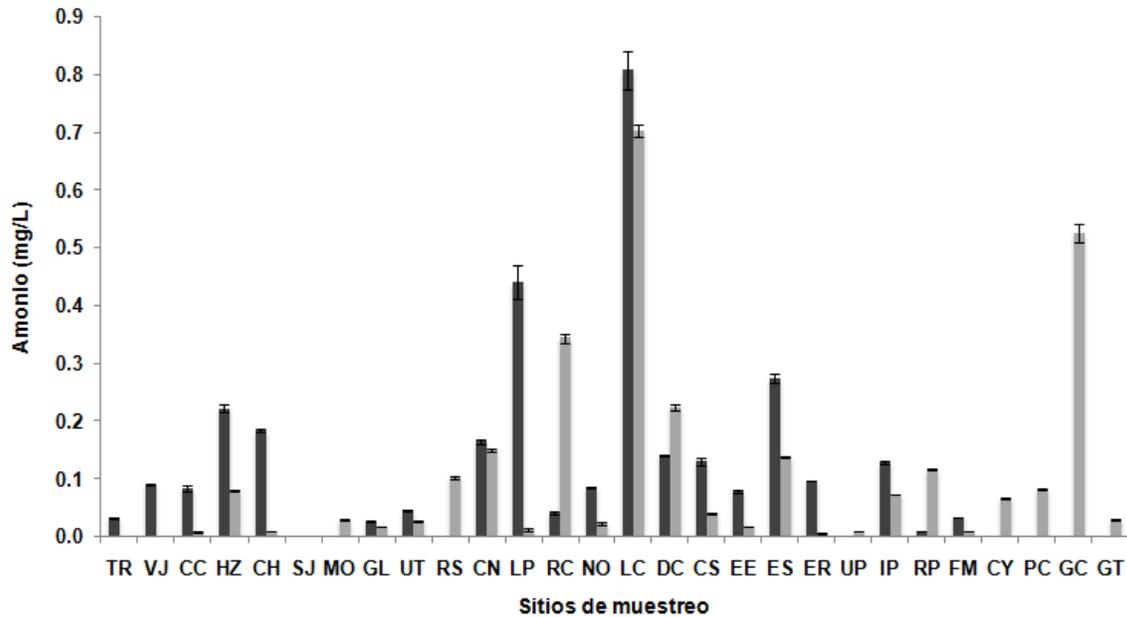


Figura 21. Concentración de amonio (mg/L) de las aguas muestreadas en secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras).

Con base en los resultados obtenidos por Frias-Espéricueta *et al.* (1999, 2000) en postlarvas y juveniles de *Litopenaeus vannamei*, se concluyó que es importante monitorear continuamente los niveles de amonio en las aguas de cultivo de esta especie, y dichos valores no deben ser mayores a 1.2 y 6.5 mg/L para postlarvas y juveniles, respectivamente, y de esta forma evitar los efectos tóxicos que este compuesto produce y obtener así mejores resultados en el cultivo de esta especie. Comparando los valores obtenidos en este estudio con lo referido anteriormente se observa que todas las aguas están debajo de dichos niveles, pues la concentración no supera 1.2 mg/L de amonio, por lo que pueden utilizarse para el cultivo de camarón. Ningún agua quedaría descartada en cuanto a este parámetro.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de amonio entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas para la temporada de secas ( $p > 0.05$ ). Sin embargo, si se

encontraron diferencias significativas entre los dos tipos de agua para la época de lluvias ( $p < 0.05$ ), observándose la mayor concentración en aguas superficiales, lo cual pudo deberse a que las lluvias provocaron algún escurrimiento y el arrastre de material rico en amonio hacia los cuerpos de agua superficial. Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) no se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 18 se observa la concentración de amonio (mg/L) registrada en otras regiones utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 0 hasta 0.81 mg/L, siendo la concentración más baja la registrada en Nueva Esparta, Venezuela, por Balbi *et al.* (2005) y en este estudio en el noroeste de México, mientras que la más alta fue la registrada también en este estudio.

Tabla 18. Concentración de amonio (mg/L) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Amonio (mg/L)	Región	Referencia
Pozo	0	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	0.24	Alabama, EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	0.03	Arizona, EUA	McIntosh y Fitzsimmons (2003)
Pozo	0.08	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	0.03	Yucatán, México	Araneda <i>et al.</i> (2008)
Pozo	0.26 – 0.31	Sinaloa, México	Valenzuela-Quiñonez <i>et al.</i> (2010)
Pozo Superficial	0 – 0.52 0 – 0.81	noroeste de México	Este estudio

#### 9.3.4. Fosfatos

El fósforo inorgánico disuelto existe en las diversas formas ioinizadas del ácido fosfórico como  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ,  $\text{HPO}_4^{2-}$  y  $\text{PO}_4^{3-}$ , siendo las dos primeras formas químicas las predominantes tanto en las aguas dulces como en las salobres y marinas. Para aguas dulces con  $\text{pH} > 7.5$  la especie predominante es el  $\text{HPO}_4^{2-}$ , mientras que para  $\text{pH} < 7.5$  la especie predominante es el  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ . En agua de mar y a un  $\text{pH} = 8.1$  la especie predominante es el  $\text{HPO}_4^{2-}$  con el 79.2%, el  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  constituye el 0.5% y el  $\text{PO}_4^{3-}$  el 20.4% del fósforo inorgánico disuelto total (Millero, 1996). A pesar de ser un constituyente menor de las aguas naturales, el fósforo tiene importancia biológica debido a que en muchos ecosistemas acuáticos es el nutriente que limita la productividad primaria. El fósforo se encuentra en las aguas dulces en dos formas principales: ortofosfatos y polifosfatos. Desde el punto de vista limnológico, la forma más importante es el ortofosfato, pues es la forma soluble y asimilable; por ello se le nombra como fósforo soluble reactivo (FSR) o fósforo asimilable (Roldán y Ramírez, 2008).

Los fosfatos son comunes en agua dulce y su concentración se ve influenciada por la composición química de las formaciones rocosas subyacentes (Wheaton, 1982). El fosfato solo representa un problema para el camarón cuando alcanza niveles que favorecen el crecimiento de cianobacterias (Cabrera, 2001).

En la figura 22 se observa la concentración de fosfatos tanto para la temporada de secas como para la de lluvias. En algunas aguas la concentración de fosfatos es mayor en secas, mientras que otras, es mayor para la temporada de lluvias. La concentración presenta gran variación, pues unas aguas estuvieron por debajo del límite de detección ( $< 0.005$  mg/L) y otras alcanzaron niveles de hasta 1.181 mg/L. En el caso de secas, la concentración más alta fue la registrada en CC con 1.181 mg/L y la más baja fue la registrada en DC con 0.007 mg/L. El promedio para todas las aguas muestreadas en esta temporada fue de  $0.202 \pm 0.321$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $0.209 \pm 0.345$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de

0.069±0.130 mg/L. Durante la época de lluvias, la concentración más alta fue de 1.101 mg/L y se registró en CC y la más baja fue de 0.006 mg/L y se registró en GL. El promedio de todas las aguas muestreadas en dicha temporada fue de 0.140±0.224 mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de 0.142±0.247 mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de 0.086±0.075 mg/L.

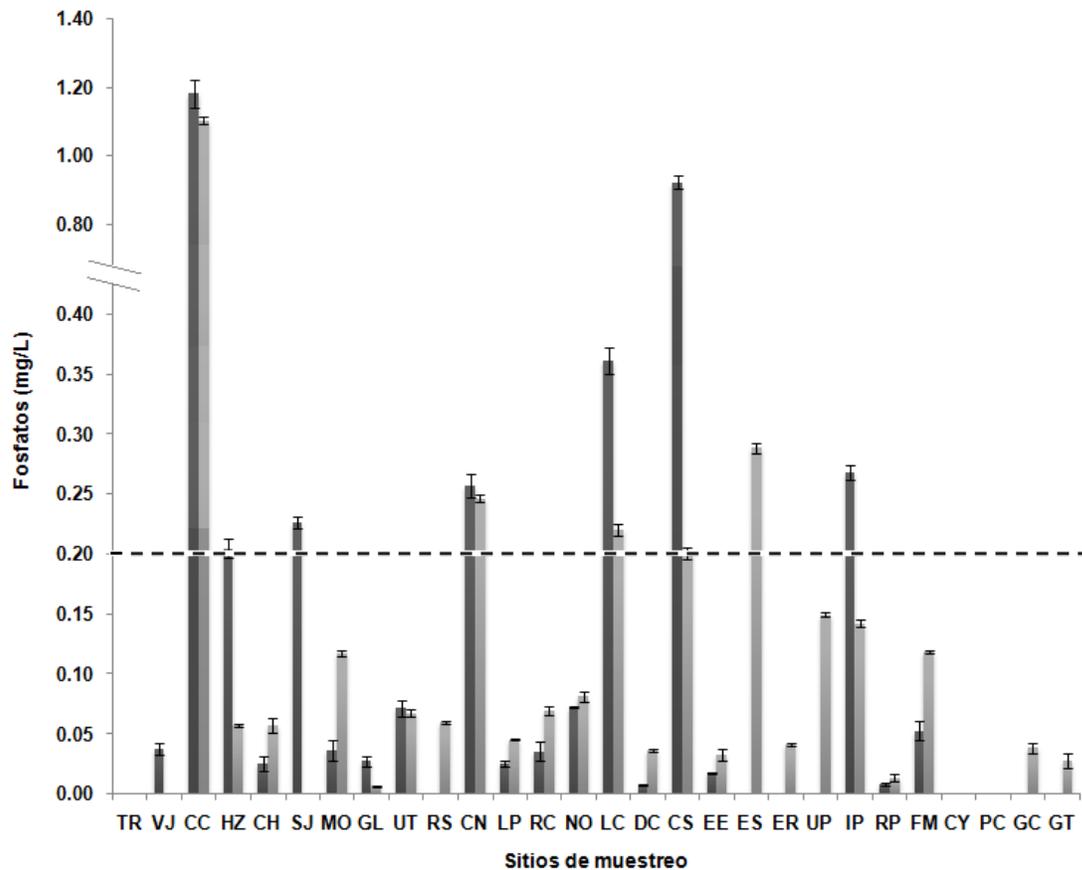


Figura 22. Concentración de fosfatos (mg/L) en las aguas estudiadas para las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua indica la concentración máxima adecuada (0.2 mg/L) para llevar a cabo el cultivo de camarón.

De acuerdo a Boyd (1990) se debe mantener una concentración de fosfato entre 0.005 – 0.2 mg/L para poder llevar a cabo un adecuado cultivo de camarón. Comparando los resultados obtenidos en este estudio con dicho intervalo se tiene que las aguas de CC, CN, LC y CS en ambas temporadas, HZ, SJ e IP en secas y ES en lluvias quedarían descartadas, pues presentan una concentración mayor a 0.2 mg/L.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de fosfatos entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 19 se observa la concentración de fosfatos (mg/L) registrada en otras regiones de América y en el noroeste de México, utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 0 hasta 3.1 mg/L, siendo la concentración más baja la registrada en este estudio en el noroeste de México y la más alta la registrada en Nueva Esparta, Venezuela por Balbi *et al.* (2005).

Tabla 19. Concentración de fosfatos (mg/L) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

<b>Tipo de agua</b>	<b>Fosfatos (mg/L)</b>	<b>Región</b>	<b>Referencia</b>
Pozo	3.1	Nueva Esparta, Venezuela	Balbi <i>et al.</i> (2005)
Pozo	0.1	Sonora, México	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
Pozo	1.5 – 1.7	Sinaloa, México	Valenzuela-Quiñonez <i>et al.</i> (2010)
Pozo Superficial	0 – 1.2 0 – 0.4	noroeste de México	Este estudio

### 9.3.5. Silicatos

El silicato es un producto químico que normalmente se encuentra en el agua marina a una baja concentración y que por lo general no es tóxico, ya que constituye un importante nutriente para muchos invertebrados así como para las algas marrón o diatomeas. Básicamente se conocen sólo dos fuentes primarias de silicio en los ambientes acuáticos: (1) el aporte de sílice y silicatos proveniente de los sedimentos y (2) el aporte alóctono (exógeno) de sílice y silicatos. El aporte de los sedimentos se deriva de la meteorización de depósitos minerales (feldespatos), de la liberación de sílice y silicatos de sedimentos anóxicos en cuerpos de agua eutróficos (material absorbido a arcillas) y finalmente, algunas especies de diatomeas liberan hasta un 15% de la sílice incorporada en sus frústulas. Sin embargo, dado que las rocas que contienen silicatos componen cerca de 70% de la corteza terrestre, son la principal fuente de silicatos para los cuerpos de agua superficiales y las aguas subterráneas (Cole, 1983).

En la figura 23 se observa la concentración de silicatos (mg/L) para las temporadas de secas y lluvias. Es importante mencionar que en la mayoría de las aguas la concentración es más alta en lluvias que en secas, lo cual puede deberse a que durante las lluvias debido a algún escurrimiento y/o meteorización la concentración de silicatos se incrementó. Solamente en el caso de CC, UT, RS, NO, LC, DC y FM fue más alta en secas. Durante la época de secas, la concentración más alta fue de 94.8 y se registró en UT y la más baja fue de 5.5 mg/L y se registró en RC. El promedio de todas las aguas muestreadas para esta temporada fue de  $26.1 \pm 19.7$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $29.7 \pm 22.3$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $17.9 \pm 8.8$  mg/L. En la temporada de lluvias, la concentración más alta fue la registrada en CN con 54.7 mg/L y la más baja fue la registrada en DC con 9.7 mg/L. El promedio en dicha temporada fue de  $26.7 \pm 12.6$  mg/L. Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $29.5 \pm 12.5$  mg/L, mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $17.7 \pm 8.7$  mg/L.

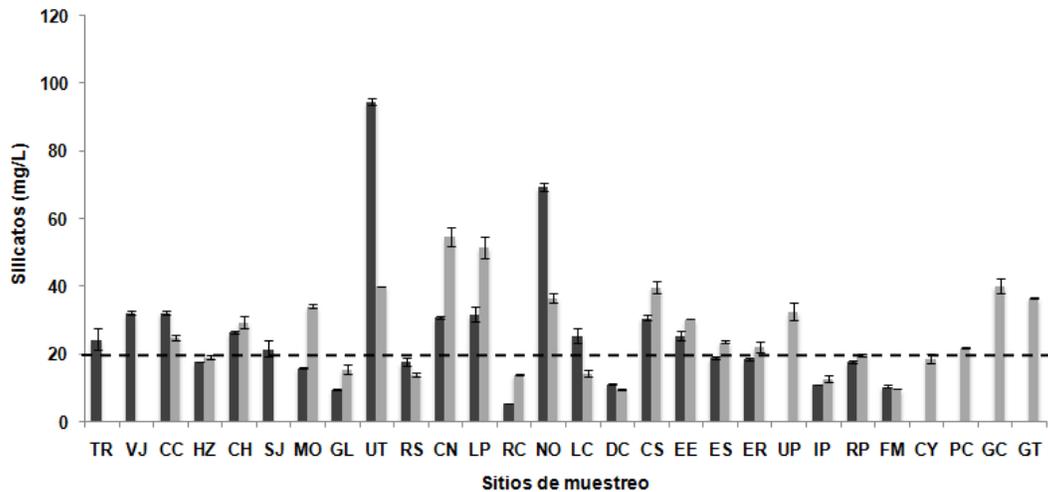


Figura 23. Concentración de silicatos (mg/L) de las aguas muestreadas en secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración máxima adecuada (20 mg/L) para el cultivo de camarón.

De acuerdo a Boyd (1990) la concentración óptima de silicatos para el cultivo de camarón está entre 2 y 20 mg/L. Comparando los resultados obtenidos en este estudio con dicho intervalo, la mayoría de las aguas quedarían fuera. Solamente las aguas de HZ, GL, RS, RC, DC, IP, RP y FM en ambas temporadas, MO, ES, ER, en secas, y LC, CY, en lluvias están dentro de este intervalo, todas las demás aguas quedarían descartadas, pues presentan una concentración mayor a 20 mg/L de silicatos.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de silicatos entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas en secas ( $p > 0.05$ ), pero si se encontraron diferencias significativas entre los dos tipos de agua para la temporada de lluvias ( $p < 0.05$ ), observándose la mayor concentración en aguas subterráneas, lo cual pudo deberse a que la lluvia provocó el arrastre de material rico en silicio y, a su vez, a que en los pozos ocurrió la disolución o el desgaste de minerales con alto contenido de silicio. Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) no se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

## 9.4. Oligoelementos

### 9.4.1. Cobre

El cobre existe en varias formas físicas y químicas en el agua. Físicamente, este metal es encontrado en el fondo o en los sedimentos suspendidos, unido a la biota o disuelto en la columna de agua o en el agua intersticial. Químicamente, el cobre forma complejos tanto inorgánicos, como orgánicos, además de unirse a hidróxidos, nitratos, carbonatos, cloro, etc. (Gallagher *et al.* 2001). Hall y Anderson (1999) comentan que la química del cobre afecta su distribución, disponibilidad e incluso su toxicidad en la biota acuática.

El ambiente químico del agua de mar, principalmente su salinidad, es quien regula cual especie química del cobre es la que se encuentra en el ambiente en mayor proporción. En aguas naturales el cobre puede presentarse en la forma  $\text{Cu}^{2+}$  o  $\text{Cu}^+$ , pero las condiciones redox en aguas oxigenadas y la tendencia del  $\text{Cu}^+$  a la forma  $\text{Cu}^{2+}$ , favorecen la existencia de las formas más oxidadas (Hem, 1989). De todas las formas químicas del cobre, la más tóxica es la forma del ión libre, es decir, cuando este elemento no se asocia a los sulfatos, cloruros, carbonatos, etc. Esta forma química del cobre (ión libre) es muy común en aguas dulces (por ejemplo, en ríos), pero cuando se acerca a la zona costera, el ambiente químico de los estuarios ocasionan un cambio, transformándolo de una forma soluble a una forma particulada, la cual tiene como destino los sedimentos del estuario; motivo por el cual se dice que estos cuerpos de agua funcionan como trampas de cobre (Martin y Windom, 1991).

El cobre es uno de los oligoelementos esenciales, pues participa en la síntesis de hemocianina, pigmento respiratorio que transporta oxígeno de los crustáceos. Además de que es requerido para funciones biológicas normales de proteínas, incluyendo enzimas necesarias para el crecimiento de los camarones. Sin embargo, a una alta concentración es tóxico, pues inhibe reacciones enzimáticas, afecta el sistema nervioso y afecta adversamente funciones biológicas en el nivel molecular, celular y tisular (Páez-Osuna, 2011).

En la figura 24 se observa la concentración de cobre en  $\mu\text{g/L}$  para las distintas muestras de agua durante las temporadas de secas y lluvias. Aquí se puede observar que la concentración va desde  $0.6 \mu\text{g/L}$  hasta  $147 \mu\text{g/L}$  de cobre. Es importante mencionar que en la mayoría de los casos la concentración fue más alta en época de lluvias. Solamente las aguas de CN, LP y RC tuvieron una concentración más alta en secas. La concentración más alta para la temporada de secas fue de  $40.1 \mu\text{g/L}$  y se registró en RP, mientras que la más baja fue de  $0.6 \mu\text{g/L}$  y se registró en UT. El promedio de todas las aguas muestreadas para esta temporada fue de  $4.4 \pm 8.6 \mu\text{g/L}$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $2.6 \pm 3.9 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $8.4 \pm 14.4 \mu\text{g/L}$ . Para la época de lluvias la concentración más alta fue la registrada en GL con  $146.7 \mu\text{g/L}$  y la más baja fue la registrada en CN con  $0.6 \mu\text{g/L}$ . El promedio para dicha temporada fue de  $11.1 \pm 30.4 \mu\text{g/L}$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $10.9 \pm 33.0 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $11.8 \pm 23.0 \mu\text{g/L}$ .

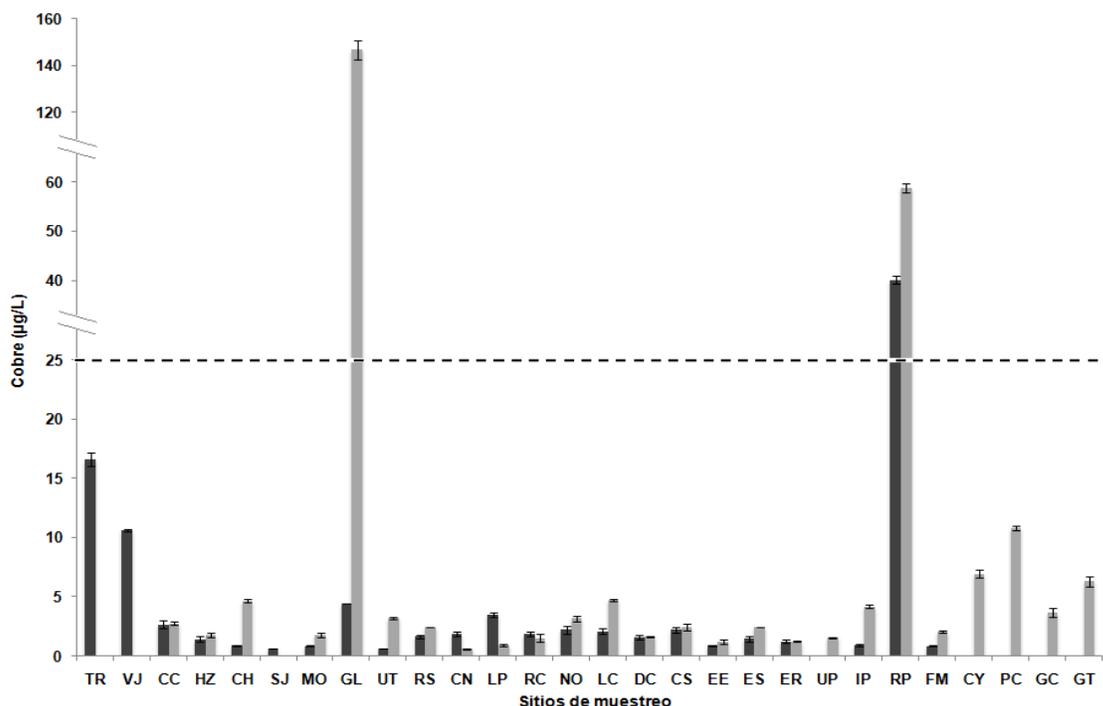


Figura 24. Concentración de cobre ( $\mu\text{g/L}$ ) de las aguas muestreadas para las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea punteada indica la concentración óptima de cobre para llevar a cabo el cultivo de camarón utilizando agua de pozo o de baja salinidad.

De acuerdo a los valores registrados por Boyd (2009), la concentración típica para agua dulce está en un intervalo entre 5-50  $\mu\text{g/L}$ , mientras que la concentración máxima segura es de 25  $\mu\text{g/L}$ . Tomando en cuenta estos intervalos, la mayoría de las aguas presentan una concentración adecuada de cobre para llevar a cabo el cultivo de camarón. Solamente las aguas de RP en ambas temporadas y GL en lluvias, quedarían descartadas, pues presentan valores mayores a 25  $\mu\text{g/L}$ . Asimismo, Van Wyk y Scarpa (1999) recomiendan una concentración óptima de cobre de 25  $\mu\text{g/L}$ , por lo que las aguas mencionadas anteriormente quedarían descartadas siguiendo el mismo criterio.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de cobre entre las temporadas de secas y lluvias, si se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p < 0.05$ ), observándose la mayor concentración en lluvias, por lo que en dicha temporada, la lluvia pudo provocar la disolución de minerales ricos en cobre, como son: cuprita, calcopirita, azurita, malaquita, entre otros. Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) no se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 20 se muestra la concentración de cobre ( $\mu\text{g/L}$ ) registrada en otras regiones de América utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde 0.6 hasta 147  $\mu\text{g/L}$ , siendo la concentración más baja y la más alta las registradas en este estudio en el noroeste de México.

Tabla 20. Concentración de cobre ( $\mu\text{g/L}$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Cobre ( $\mu\text{g/L}$ )	Región	Referencia
Pozo	1.9 – 77.0	Alabama, EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	128	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	< 20	Falcón, Venezuela	Miranda <i>et al.</i> (2010)
Pozo	0.6 – 147	noroeste de	Este estudio
Superficial	0.9 – 58.7	México	

#### 9.4.2. Zinc

El zinc se encuentra en compuestos silíceos de las rocas ígneas como producto de la sustitución parcial del magnesio. La meteorización de dichas rocas constituye uno de los mecanismos de incorporación de zinc al agua superficial (U.S. EPA, 1987).

En ambientes hídricos aeróbicos el zinc se encuentra en estado de oxidación +2, pudiendo presentarse en formas disuelta y suspendida. Puede existir como ión libre ( $\text{Zn}^{2+}$ ), como compuesto inorgánico neutro, por ejemplo,  $\text{ZnSO}_4^0$  y  $\text{ZnCO}_3^0$ , conformando diversas especies iónicas, por ejemplo,  $\text{ZnCl}^+$  y  $\text{ZnOH}^+$ , e inclusive dando lugar a complejos organometálicos (Mills *et al.* 1985).

El zinc es considerado como un nutrimento esencial para el camarón y su suplementación en la dieta es generalmente recomendada (Civera, 1993; Davis *et al.* 1993). Es importante en la reproducción y está involucrado en la estabilización y almacenamiento de proteínas durante la embriogénesis y en etapas larvarias. Además de que es un importante activador de sistemas enzimáticos (Bryan, 1976) relacionados con reacciones de lípidos, proteínas, carbohidratos y ácidos nucleicos, por lo que su carencia ha sido relacionada con bajo crecimiento, alteraciones hormonales e infertilidad (Tolonen, 1995). Este elemento también es

requerido para la transformación del ácido alfa-linoleico en ácido gamma-linoleico que es necesario para la síntesis de algunas prostaglandinas (Tolonen, 1995).

Por otra parte, dada su naturaleza de metal fisiológico, existen mecanismos de detoxificación que permiten disminuir o eliminar el exceso de este metal (Rainbow, 1993). En los crustáceos, el zinc produce severas alteraciones morfológicas durante el desarrollo embrionario y la eclosión larval, así como una mortalidad significativa en estadios larvales y postlarvales (Mc Kenney y Neff, 1979; Martin *et al.* 1981; Greenwood y Fielder, 1982; Bodar *et al.* 1988; Uma Devi y Prabhakara Rao, 1989; Mac Rae y Pandey, 1991; Dallinger y Rainbow, 1993; Cripe, 1994; Selvakumar *et al.* 1994; Harris y Santos, 2000; Lavolpe, 2002).

En la figura 25 se observa la concentración de zinc para las muestras de agua durante las épocas de secas y lluvias. Dicha concentración va desde debajo del límite de detección ( $< 0.004 \mu\text{g/L}$ ) hasta  $2,188 \mu\text{g/L}$ . En la mayoría de las aguas la concentración fue más alta durante las lluvias, solamente las aguas de CC, HZ, GL, NO, DC, EE, ES, ER y FM tuvieron una concentración más alta en secas. La concentración más alta para la temporada de secas se registró en TR y fue de  $1,117 \mu\text{g/L}$  y la más baja se registró en CH con  $5.0 \mu\text{g/L}$ . El promedio de todas las aguas muestreadas para dicha temporada fue de  $386 \pm 338 \mu\text{g/L}$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $417 \pm 375 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $315 \pm 244 \mu\text{g/L}$ . En el caso de lluvias, la concentración más alta fue la registrada en RC con  $2,188 \mu\text{g/L}$  y la más baja fue la registrada en NO y ER con una concentración por debajo del límite de detección ( $< 0.004 \mu\text{g/L}$ ). El promedio en esta temporada fue de  $398 \pm 517 \mu\text{g/L}$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $220 \pm 259 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $959 \pm 738 \mu\text{g/L}$ .

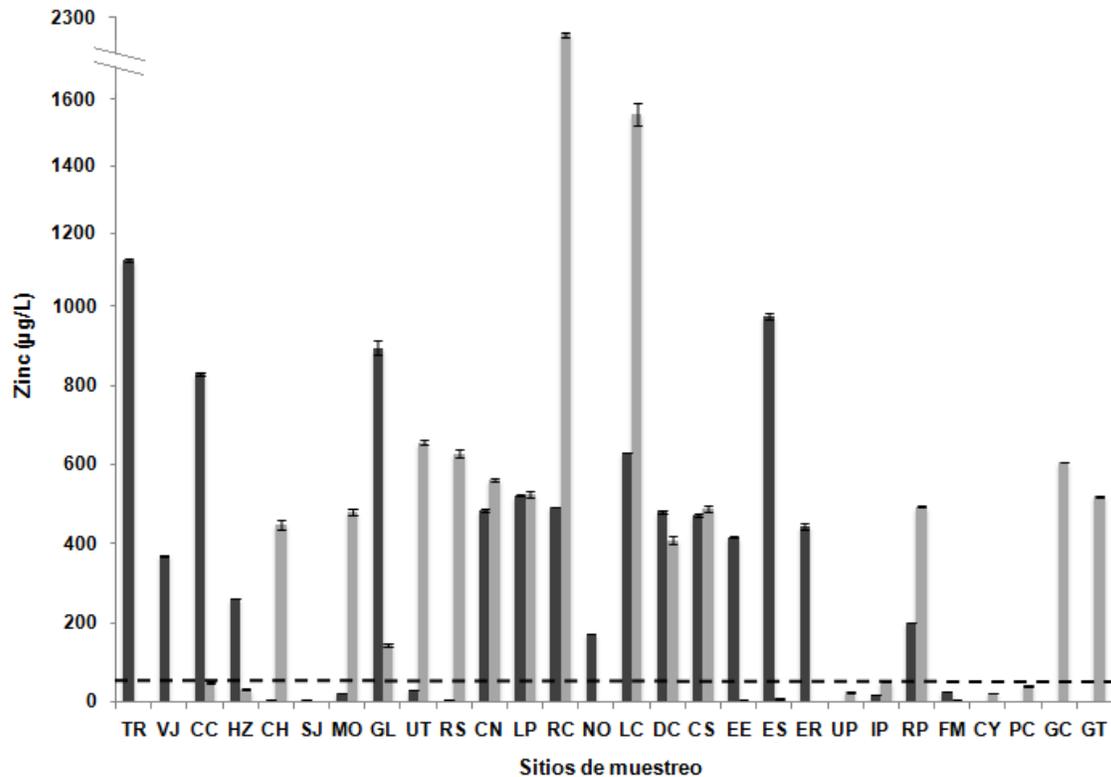


Figura 25. Concentración de zinc ( $\mu\text{g/L}$ ) en las distintas aguas de muestreo durante las temporadas de secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua indica la concentración máxima segura para llevar a cabo el cultivo de camarón con agua de pozo o de baja salinidad.

De acuerdo a lo registrado por Boyd (2009) la concentración típica para agua dulce va de 10 a 100  $\mu\text{g/L}$ , mientras que la concentración máxima segura es de 50  $\mu\text{g/L}$  para agua blanda y de 100  $\mu\text{g/L}$  para agua dura (incluyendo agua de mar). Asimismo, Boyd y Tucker (1998) y la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (1976) también recomiendan una concentración máxima segura de 50  $\mu\text{g/L}$ . Tomando en cuenta el criterio de concentración máxima segura de 50  $\mu\text{g/L}$ , muy pocas aguas quedarían por debajo, ya que la mayoría de las aguas presentan una concentración mayor a 50  $\mu\text{g/L}$ . Únicamente las aguas de FM en ambas temporadas, CH, SJ, MO, UT, RS, IP, en secas y CC, HZ, NO, EE, ES, ER, UP, CY y PC en lluvias cumplirían con esta concentración, todas las demás aguas quedarían descartadas.

Por otra parte, Van Wyk y Scarpa (1999) recomiendan una concentración óptima de zinc de 100 µg/L para llevar a cabo el cultivo de camarón, mientras que la EPA (2009) recomienda un Criterio de Concentración Continua (CCC) de 120 µg/L para agua dulce, esto con el fin de evitar efectos crónicos. Comparando los valores obtenidos en este estudio con los mencionados anteriormente, las aguas aceptadas bajo el criterio de concentración máxima segura de 50 µg/L, serían las mismas que estarían aceptadas bajo estos criterios.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de zinc entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de aguas, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas en la temporada de secas ( $p > 0.05$ ), pero si hubo diferencias significativas entre los dos tipos de aguas para la época de lluvias ( $p < 0.05$ ), observándose la mayor concentración en aguas superficiales, lo cual pudo deberse a que las lluvias provocaron el arrastre y disolución de minerales ricos en zinc. Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) no se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 21 se observa la concentración de zinc (µg/L) registrada en otras regiones utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde no detectado (ND) hasta 2,188 µg/L, siendo la concentración más baja y la más alta las registradas en este estudio en el noroeste de México.

Tabla 21. Concentración de zinc ( $\mu\text{g/L}$ ) encontrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tipo de agua	Zinc ( $\mu\text{g/L}$ )	Región	Referencia
Pozo	11 – 62	Alabama, EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	52	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo	< 100	Falcón, Venezuela	Miranda <i>et al.</i> (2010)
Pozo Superficial	ND – 1,117 5.5 – 2,188	noroeste de México	Este estudio

### 9.4.3. Manganeso

El manganeso presente en el agua puede encontrarse con valencias diferentes (II, III y IV), en estado soluble, en suspensión o en forma de complejo; su solubilidad depende del pH, del oxígeno disuelto y de la presencia de agentes complejantes (Jiménez-Moreno, 2008).

El manganeso se encuentra frecuentemente en el agua como ión manganoso ( $\text{Mn}^{2+}$ ). Las sales del manganeso son generalmente más solubles en soluciones ácidas que en soluciones alcalinas. El ión manganoso es usualmente introducido en el agua a través de la solubilidad del bicarbonato manganoso (Valencia-Espinoza, 2011).

Los estados de oxidación del manganeso más comunes son 2+ y 3+ cuando se encuentra como metal y 4+, 6+ y 7+ cuando se encuentra como no metal, aunque se han encontrado compuestos con todos los números de oxidación desde 1+ a 7+; los compuestos en los que el manganeso presenta estado de oxidación 7+ son agentes oxidantes muy enérgicos (Valencia-Espinoza, 2011).

En algunas aguas superficiales y pozos poco profundos, se pueden encontrar compuestos orgánicos y coloides de manganeso. También pueden existir bacterias de manganeso, similares a las ferrobacterias. Es frecuente encontrar manganeso en las aguas de pozos abiertos en aquellos terrenos que contienen rocas areniscas, así como es posible encontrar manganeso en los pozos poco profundos de tierras aluviales (Valencia-Espinoza, 2011).

El manganeso es considerado como un oligoelemento esencial, pues es un importante cofactor enzimático y funciona como un activador enzimático para aquellas enzimas que intervienen en la transferencia del grupo fosfato; además de que participa en el metabolismo de aminoácidos y en la oxidación de glucosa. A su vez, es necesario para obtener una buena supervivencia de las postlarvas (Páez-Osuna, 2011). Por otra parte, la deficiencia de manganeso da lugar a un crecimiento reducido, alteración de la capacidad reproductiva, pérdida de equilibrio y mortalidad (Páez-Osuna, 2011).

En la figura 26 se observa la concentración de manganeso en  $\mu\text{g/L}$  para las aguas de los distintos sitios de muestreo en temporada de secas y lluvias. Dicha concentración va desde por debajo del límite de detección ( $< 0.007 \mu\text{g/L}$ ) hasta  $3,496 \mu\text{g/L}$ . En la mayoría de las aguas la concentración fue más alta en lluvias que en secas. Solamente las aguas de CN, LP, NO, LC, ER y FM tuvieron una concentración más alta en secas. En la temporada de secas, la concentración más alta fue la registrada en CN con  $3,496 \mu\text{g/L}$  y las más bajas fueron las registradas en TR, UT y DC y estuvieron por debajo del límite de detección ( $< 0.007 \mu\text{g/L}$ ). El promedio para todas las aguas muestreadas en dicha temporada fue de  $366 \pm 753 \mu\text{g/L}$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $440 \pm 879 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $198 \pm 317 \mu\text{g/L}$ . Durante las lluvias, la concentración más alta fue de  $3,343 \mu\text{g/L}$  y se registró en CN. Las más bajas estuvieron por debajo del límite de detección ( $< 0.007 \mu\text{g/L}$ ) y se registraron en DC y FM. El promedio en esta temporada fue de  $301 \pm 683 \mu\text{g/L}$ . Por

otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $350 \pm 777 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $124 \pm 153 \mu\text{g/L}$ .

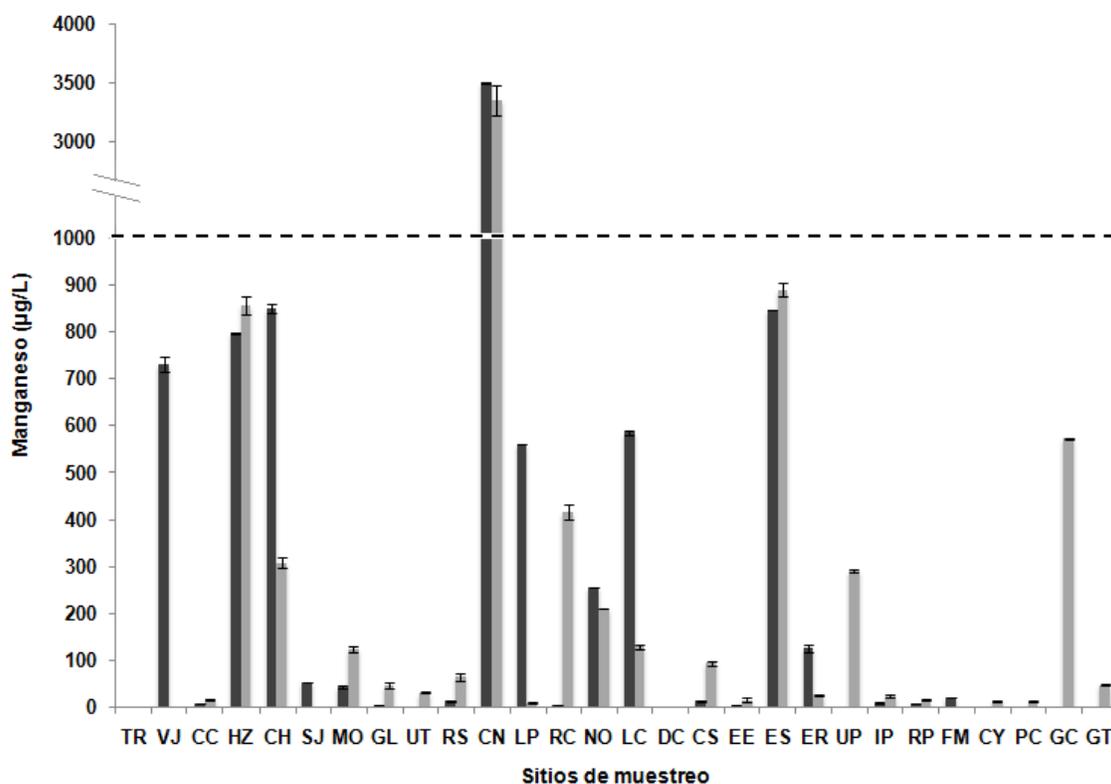


Figura 26. Concentración de manganeso ( $\mu\text{g/L}$ ) de las distintas aguas durante secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras). La línea discontinua se refiere a la concentración máxima segura para cultivo de camarón.

De acuerdo a los valores recomendados por Boyd, (2009), la concentración típica de manganeso para agua dulce es menor a  $250 \mu\text{g/L}$  y la concentración máxima segura para agua blanda y agua dura es de  $1,000 \mu\text{g/L}$ . Asimismo, Boyd y Tucker (1998) y la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (1976) también recomiendan una concentración máxima segura de  $1,000 \mu\text{g/L}$ . Si se considera la concentración máxima segura ( $1,000 \mu\text{g/L}$ ), la mayoría de las aguas estarían dentro de esta concentración. Solamente el agua de CN en secas y lluvias quedaría descartada, pues tiene una concentración mucho mayor a la considerada como segura.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de manganeso entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de aguas, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 22 se observa la concentración de manganeso ( $\mu\text{g/L}$ ) registrada en otras regiones de América utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*). Dicha concentración va desde ND hasta 3,496  $\mu\text{g/L}$ , siendo la concentración más baja la registrada en Alabama, Estados Unidos por Prapaiwong (2011) y en este estudio en el noroeste de México. Por otra parte, la concentración más alta fue también la registrada en este estudio.

Tabla 22. Concentración de manganeso ( $\mu\text{g/L}$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

<b>Tipo de agua</b>	<b>Manganeso (<math>\mu\text{g/L}</math>)</b>	<b>Región</b>	<b>Referencia</b>
Pozo	ND – 380	Alabama,EUA	Prapaiwong (2011)
Pozo	363	Arkansas, EUA	Green (2008)
Pozo Superficial	ND – 3496 ND – 730	noroeste de México	Este estudio

#### 9.4.4. Cadmio

El cadmio es un elemento no esencial que se bioacumula en los tejidos de microorganismos, animales y plantas acuáticas, siendo su forma iónica libre ( $\text{Cd}^{2+}$ ) la que se encuentra más biodisponible para dichos organismos (Sunda *et al.* 1978; Borgmann, 1983; Part *et al.* 1985). Existe evidencia que indica que en los animales el cadmio y el calcio comparten los mecanismos de absorción, ya que sus iones son de tamaño y forma similares; esto implica que el  $\text{Cd}^{2+}$  puede reemplazar al  $\text{Ca}^{2+}$  en ciertas proteínas específicas (Flik *et al.* 1987).

El cadmio está presente en las aguas en estado de oxidación +2, pudiendo formar complejos con los iones hidroxilo, carbonato, cloruro y sulfato y también con sustancias húmicas. En aguas superficiales los compuestos predominantes son cloruro de cadmio y carbonato de cadmio (Mantoura *et al.* 1978). Sin embargo, en aguas naturales la forma predominante en que se encuentra el cadmio disuelto en el agua es unido al componente inorgánico, fundamentalmente en forma de cloruros, siendo las especies químicas mayoritarias las siguientes:  $\text{CdCl}^+$ ,  $\text{CdCl}_2$ ,  $\text{Cd}^{2+}$  y  $\text{CdCl}_3^-$  (Manahan, 1994; La Fuente y Mouteira, 1999; Fifield y Haines, 2000).

Tanto en vertebrados como en invertebrados, el cadmio se une a las proteínas de varios tejidos, acumulándose principalmente en riñones, agallas e hígado o sus equivalentes (Sangalang y Freeman, 1979). Su eliminación ocurre principalmente a través de los riñones, aunque en algunos organismos cantidades significativas pueden ser eliminadas por vías alternativas, por ejemplo, en los crustáceos, a través de la muda del exoesqueleto. Una vez bioacumulado, el cadmio puede permanecer presente en los tejidos por largos periodos de tiempo (Eisler, 1985). Por otra parte, la toxicidad del cadmio es el resultado del enlace del metal con especies reactivas o agentes complejantes que originan procesos de inhibición enzimática, posiblemente trastocando las funciones de crecimiento y metabolismo tisular (Repetto, 1995).

En la figura 27 se observa la concentración de cadmio ( $\mu\text{g/L}$ ) para las muestras de agua durante las temporadas de secas y lluvias. Aquí se puede apreciar que la concentración va desde  $0.118 \mu\text{g/L}$  hasta  $2.079 \mu\text{g/L}$ . En la mayoría de las aguas la concentración fue más alta en lluvias que en secas. Solamente las aguas de RS, LP, DC, ES, IP, RP y FM tuvieron una concentración más altas en secas. En la época de secas, la concentración más alta fue la registrada en ES con  $2.079 \mu\text{g/L}$  y la más baja fue la registrada en GL con  $0.158 \mu\text{g/L}$ . El promedio de todas las aguas muestreadas en esta temporada fue de  $0.472 \pm 0.404 \mu\text{g/L}$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $0.448 \pm 0.455 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $0.527 \pm 0.276 \mu\text{g/L}$ . Durante lluvias, la concentración más alta fue de  $0.870 \mu\text{g/L}$  y se registró en UT y la más baja fue de  $0.118 \mu\text{g/L}$  y se registró en DC. El promedio de todas las aguas muestreadas en dicha temporada fue de  $0.539 \pm 0.239 \mu\text{g/L}$ . Por otra parte, el promedio para aguas subterráneas fue de  $0.576 \pm 0.223 \mu\text{g/L}$ , mientras que el promedio para aguas superficiales fue de  $0.423 \pm 0.271 \mu\text{g/L}$ .

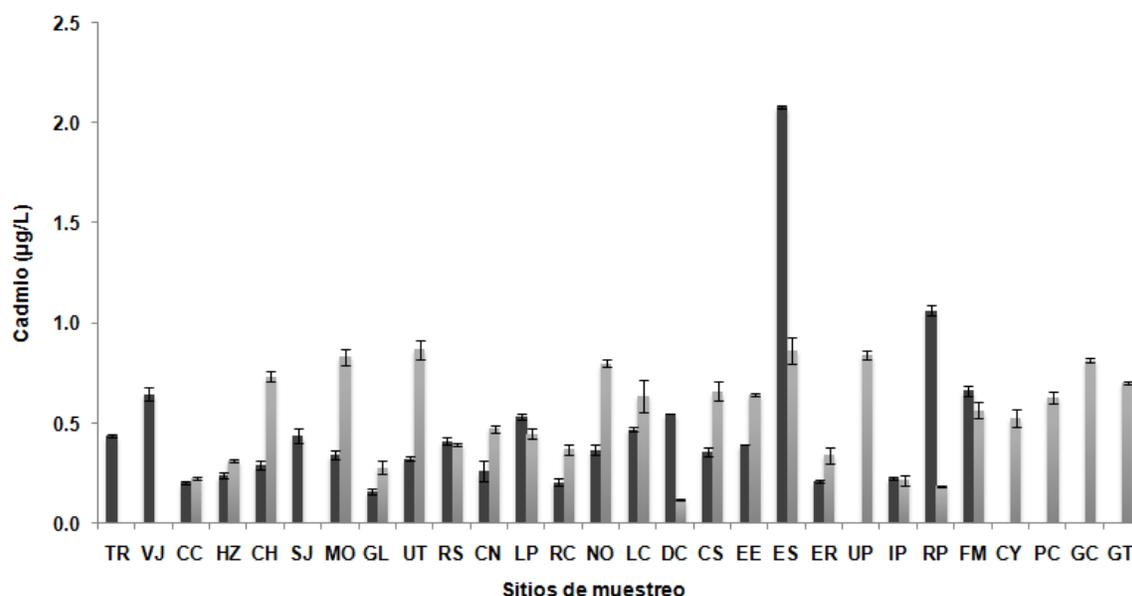


Figura 27. Concentración de cadmio ( $\mu\text{g/L}$ ) en las aguas del noroeste de México durante secas (barras oscuras) y lluvias (barras claras).

De acuerdo a lo registrado por Boyd (2009) la concentración típica de cadmio para agua dulce tiene un intervalo de 1 a 5  $\mu\text{g/L}$  y una concentración máxima segura de 25  $\mu\text{g/L}$  para agua dulce y de 70  $\mu\text{g/L}$  para agua dura.

Van Wyk y Scarpa (1999) consideran como límite máximo permisible una concentración de 10  $\mu\text{g/L}$  de cadmio para llevar a cabo el cultivo de camarón. Mientras que Boyd y Tucker (1998) y la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (1976) consideran una concentración máxima segura de 5  $\mu\text{g/L}$ . Comparando la concentración obtenida en este estudio con la concentración máxima segura (5  $\mu\text{g/L}$ ), todas las aguas contienen una concentración por debajo de tal nivel, por lo que pueden utilizarse para llevar a cabo el cultivo de camarón, pues el cadmio no representa un problema.

Por otra parte, la EPA (2009) recomienda un Criterio de Concentración Continua (CCC) de 0.25  $\mu\text{g/L}$  para agua dulce, esto con el fin de evitar efectos crónicos y un Criterio de Concentración Máxima (CMC) de 2.0  $\mu\text{g/L}$  para agua dulce, esto con el fin de evitar efectos agudos. Tomando en cuenta el criterio de 0.25  $\mu\text{g/L}$ , la mayoría de las aguas quedarían descartadas, solamente CC e IP en ambas temporadas, HZ, GL, RC y ER en secas y DC y RP en lluvias se considerarían como aceptadas, mientras que si se toma el criterio de 2.0  $\mu\text{g/L}$  solamente el agua de ES en secas quedaría descartada.

Al realizar las pruebas estadísticas para comparar la concentración media de cadmio entre las temporadas de secas y lluvias, no se encontraron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p > 0.05$ ). Por otra parte, al comparar entre los dos tipos de agua, no hubo diferencias significativas entre aguas superficiales y subterráneas, tanto en secas como en lluvias ( $p > 0.05$ ). Al comparar entre las regiones de Sinaloa (norte, centro y sur) y las muestras foráneas (Sonora, Chihuahua y Colima) tampoco se encontraron diferencias significativas tanto para secas como para lluvias ( $p > 0.05$ ).

En la tabla 23 se observa la concentración de cadmio ( $\mu\text{g/L}$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando agua de pozo y superficial, así como agua de estanque de cultivo y agua salobre con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón *P. monodon* y *L. vannamei*. Dicha concentración va desde 0.12 hasta 100  $\mu\text{g/L}$ , siendo la concentración más baja la registrada en este estudio en el noroeste de México y la más alta la registrada en Sarawak, Malasia por Abu Hena *et al.* (2012).

Tabla 23. Concentración de cadmio ( $\mu\text{g/L}$ ) registrada en otras regiones y en el noroeste de México utilizando distintos tipos de agua con el propósito de llevar a cabo el cultivo de camarón (*P. monodon* y *L. vannamei*).

Especie	Tipo de agua	Cadmio ( $\mu\text{g/L}$ )	Región	Referencia
<i>P. monodon</i>	Estanque de cultivo	1 – 20	Sarawak, Malasia	Abu Hena <i>et al.</i> (2012)
<i>P. monodon</i>	Agua salobre	40 – 100	Bengala, India	Guharhakurta y Kaviraj (2000)
<i>L. vannamei</i>	Pozo	0.2 – 2.1	noroeste de México	Este estudio
	Superficial	0.1 – 1.1		

### 9.5. Estrategia general para aceptar o rechazar un agua para el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con base a su composición química

Debido a que a las aguas se les practicaron un gran número de análisis químicos, entre ellos: iones mayoritarios (cloruros, alcalinidad total, calcio, magnesio, sodio, potasio y sulfatos), nutrientes (nitritos, nitratos, amonio, fosfatos y silicatos) y oligoelementos (cobre, manganeso, zinc y cadmio) para evaluar la calidad de las aguas y determinar si eran viables para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*), se propone el siguiente esquema general (figura 28) para resumir los pasos a seguir y los análisis que deberían practicarse en orden de importancia. Dicho diagrama contiene las 10 variables principales de las 20 que se analizaron en este estudio para poder llevar a cabo el cultivo de camarón. Dichas variables se seleccionaron con base a literatura sobre el tema y

a la importancia que tienen para el cultivo de la especie en mención. El esquema de los procedimientos analíticos y tomas de decisión es una herramienta que funciona como tal dependiendo de las aguas examinadas. Dicho esquema permite descartar o aceptar un agua con base a su composición química. Además de que constituye un primer paso o un análisis en paralelo con pruebas biológicas donde directamente se debe de probar el agua con el camarón. Al momento de realizar el muestreo, es conveniente medir los parámetros fisicoquímicos *in situ*, esto debido a la importancia que tienen para llevar a cabo el cultivo de camarón y a que su determinación es rápida y sencilla; principalmente la conductividad eléctrica, ya que con la concentración de TDS, podemos descartar o eliminar rápidamente aquellas aguas con una salinidad menor a 0.5 g/L. Sin embargo, si un agua llegara a tener una concentración menor a la mencionada anteriormente, se podría adicionar alguna sal o inclusive agua de mar para obtener la salinidad deseada, que en este caso es de 0.5 g/L como mínimo; en este esquema esto se representa con la línea punteada. Asimismo, se debe medir el pH, el cual debe mantenerse entre 6 y 9, si es menor a 6 o mayor a 9, deberá agregarse algún ácido o alguna base que funcione como solución buffer y que modifique el pH, esto se representa con la línea discontinua. Sin embargo, si el propósito es evaluar las aguas sin modificarlas químicamente, las aguas con un valor menor o mayor a los mencionados anteriormente quedarían también descartadas. Por otra parte, las aguas con una concentración de TDS > 0.5 g/L (Menz y Blake, 1980; Bray *et al.* 1994; Van Wyk *et al.* 1999) y un pH entre 6 y 9 (Boyd, 1989), pasarían al siguiente análisis, el cual sería el de iones mayoritarios, específicamente de potasio, alcalinidad total y magnesio, pues son los principales iones a considerar para que el camarón se desarrolle adecuadamente en aguas de baja salinidad. Es importante mencionar que en dado caso de que las aguas presenten una deficiencia de los iones potasio y/o magnesio, así como de alcalinidad, de antemano de acuerdo al esquema propuesto quedarían descartadas, sin embargo, si se suplementan dichos iones, tales aguas pueden ser utilizadas para el cultivo de camarón. La adición de dichos iones se representa con las líneas discontinuas,

y al contener la concentración óptima de cada ión se puede proceder con el siguiente análisis. En cuanto al potasio, las aguas con una concentración  $< 4$  mg/L quedarían descartadas, mientras que aquéllas con una concentración  $> 4$  mg/L se considerarían aceptadas, pues es la concentración mínima recomendada (Boyd, 2002) para el cultivo de camarón en aguas de baja salinidad. Sin embargo, como se mencionó anteriormente, si se suplementa una sal rica en potasio, como es KCl,  $\text{KNO}_3$ , KOH,  $\text{K}_2\text{SO}_4$  o alguna otra, las aguas con una concentración menor a la requerida podrían utilizarse para el cultivo de camarón, pues la concentración de dicho ión aumentaría. Respecto a la alcalinidad total, aquellas aguas con una concentración  $< 75$  mg/L como  $\text{CaCO}_3$  quedarían descartadas, y aquéllas con una concentración mayor a la mencionada se considerarían aceptadas (Boyd y Tucker, 1998; Boyd y Thunjai, 2003). En caso de que las aguas tengan una concentración  $< 75$  mg/L, se adicionaría una sustancia que aumente la concentración de alcalinidad total, como es el caso de  $\text{CaCO}_3$ ,  $\text{Ca(OH)}_2$ , CaO,  $\text{CaMgO}_2$  o alguna otra para poder tener la concentración requerida y que las aguas se consideren como adecuadas para el cultivo de camarón. En el caso del magnesio, las aguas con una concentración  $< 50$  mg/L quedaría descartadas y aquellas con  $> 50$  mg/L se considerarían como aceptadas (Van Wyk y Scarpa, 1999). Si algunas aguas presentan deficiencia de este ión, se tendría que suplementar una sal rica en magnesio, como es  $\text{MgCl}_2$ ,  $\text{Mg(NO}_3)_2$  u alguna otra para poder incrementar la concentración de este ión y, que de esta manera, las aguas se consideren adecuadas y que continúen con el siguiente análisis. Posteriormente, las aguas que se consideraron como aceptadas y que tuvieron la concentración requerida de estos iones pasarían al siguiente análisis, que sería el de nutrientes, específicamente de nitritos y amonio, pues son los compuestos más tóxicos para el camarón. En cuanto a nitritos, las aguas con una concentración  $> 1$  mg/L quedarían descartadas, mientras que aquéllas con una concentración  $< 1$  mg/L se considerarían aceptadas (Van Wyk y Scarpa, 1999). En lo que respecta al amonio, las aguas con una concentración  $> 1.2$  mg/L quedarían descartadas y aquéllas con una concentración menor a la mencionada se considerarían aceptadas (Frías-

Espericueta *et al.* 1999, 2000). A continuación, las aguas que pasaron el análisis de nutrientes y se consideraron aceptadas puesto que tuvieron la concentración requerida de nutrientes para evitar daños en el camarón, pasarían al último análisis, que sería el de oligoelementos, específicamente de cobre, manganeso, zinc, que son oligoelementos esenciales para el camarón pero que en exceso son tóxicos y, a su vez, el cadmio, el cual es un oligoelemento no esencial, pues es tóxico para el camarón. En el caso del cobre, las aguas con una concentración  $> 25 \mu\text{g/L}$  se considerarían descartadas, mientras que aquéllas con una concentración  $< 25 \mu\text{g/L}$  se considerarían aceptadas, puesto que dicho valor es considerado como la concentración máxima segura en agua dulce para el cultivo de camarón (Van Wyk y Scarpa, 1999; Boyd, 2009). En cuanto al manganeso, las aguas con una concentración  $> 1,000 \mu\text{g/L}$  quedarían descartadas, mientras que aquéllas con  $< 1,000 \mu\text{g/L}$  estarían aceptadas (Boyd, 2009). Respecto al zinc, las aguas con una concentración  $> 50 \mu\text{g/L}$  estarían descartadas y aquéllas con una concentración menor a la mencionada estarían aceptadas (Boyd y Tucker, 1998; Boyd, 2009). Para el cadmio, las aguas con una concentración  $> 5 \mu\text{g/L}$  estarían descartadas, mientras que aquellas con una concentración  $< 5 \mu\text{g/L}$  se considerarían aceptadas (Boyd y Tucker, 1998). Finalmente, las aguas que se consideraron aceptadas y que cumplieron con la concentración adecuada de los distintos oligoelementos, son las que se considerarían como aguas aptas o adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón, pues cumplieron con la concentración de las principales variables consideradas. Como dato extra, sería conveniente analizar las proporciones de los iones  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  y Mono:Diva para ver qué tan similares o parecidas son a las que existen en agua de mar. Dichas proporciones son de 27, 1, 3 y 75:25, respectivamente.

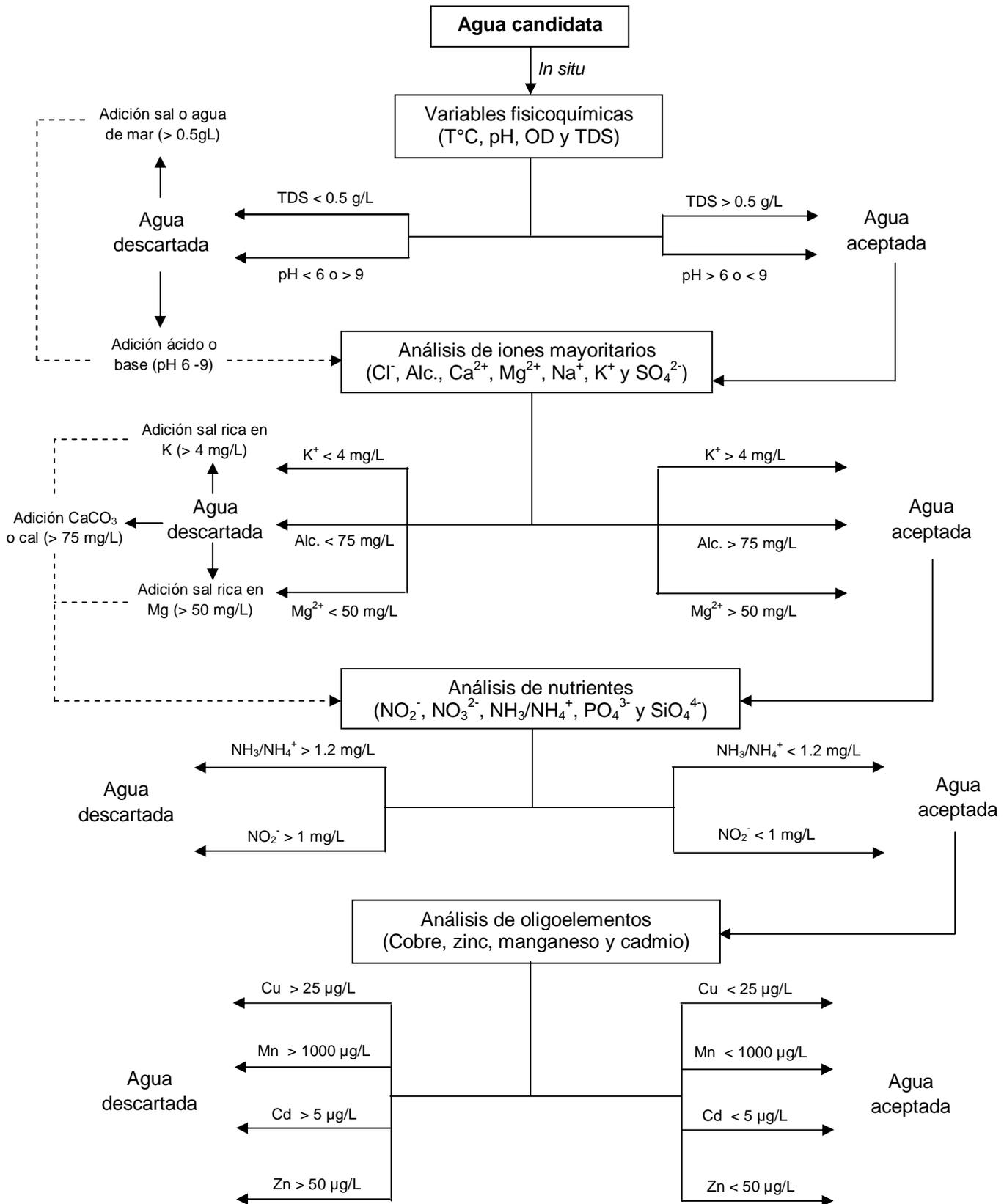


Figura 28. Esquema general para determinar si un agua se acepta o rechaza para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con base a su composición química.

### **9.5.1. Esquema específico para aceptar o rechazar las aguas analizadas en este estudio para el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con base a su composición química**

Puesto que anteriormente se describió un esquema general para aceptar o rechazar un agua con base a las principales variables, a continuación se describe un esquema específico (figura 29) para las aguas analizadas en este estudio, las cuales comprendieron algunos sitios del noroeste de México (Sonora, Sinaloa, Chihuahua y Colima).

En el caso de las variables fisicoquímicas, todas las aguas cumplieron con los valores de temperatura, pH y OD considerados como óptimos para el cultivo de camarón. En cuanto a los TDS, las aguas de HZ, CH, GL, CN, RC, DC e IP (secas y lluvias), RS, LP y RP (lluvias) y ER (secas) quedaron descartadas, pues tuvieron una concentración de TDS < 0.5 g/L. Sin embargo, tal y como se propuso en el esquema general, las aguas descartadas se podrían adicionar con una sal o agua de mar para llegar a la concentración requerida y que de esta manera puedan pasar al siguiente análisis; esto se representa con la línea discontinua. Por otra parte, las aguas de CC, MO, UT, NO, LC, CS, EE, ES y FM (secas y lluvias), ER, UP, CY, PC, GC y GT (lluvias) y TR, VJ, SJ, RS, LP y RP (secas) se consideraron como aceptadas, ya que tuvieron una concentración de TDS > 0.5 g/L, la cual es la concentración mínima requerida para llevar a cabo el cultivo de camarón en agua dulce o de baja salinidad. Posteriormente, las aguas que se consideraron como aceptadas con base a los TDS, pasaron al siguiente análisis, que fue el de iones mayoritarios, específicamente de potasio, alcalinidad total y magnesio, debido a la importancia que tienen estos iones en el cultivo de camarón en aguas de baja salinidad. En el caso del potasio, las aguas de UT y EE (secas y lluvias), SJ y NO (secas) y CY (lluvias) quedaron descartadas, pues presentaron una concentración < 4 mg/L, la cual es la concentración mínima requerida para el camarón utilizando aguas de baja salinidad. A pesar de esto, dichas aguas pueden adicionarse con una sal rica en potasio para suplementar la deficiencia de dicho ión, tal es el caso de agregar KCl, KNO<sub>3</sub>, KOH, K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> o alguna otra sal para

incrementar la concentración de potasio y lograr la concentración deseada, que es de 4 mg/L, en el esquema esto se representó por la línea discontinua. Por otra parte, las aguas de CC, MO, LC, CS, ES y FM (secas y lluvias), NO, ER, UP, PC, GC y GT (lluvias) y TR, VJ, RS, LP y RP (secas) se consideraron aceptadas debido a que tuvieron una concentración > 4 mg/L. En el caso de la alcalinidad total ésta se debe mantener por encima de 75 mg/L como  $\text{CaCO}_3$ , por lo que ninguna agua quedó descartada en cuanto a este parámetro, todas se consideraron aceptadas ya que tuvieron una concentración mayor a la requerida. Respecto al magnesio, las aguas deben tener una concentración > 50 mg/L, por lo que las aguas de CC (secas y lluvias), TR, RS, LC, LP, CS, ES y RP (secas) y ER y PC (lluvias) quedaron descartadas. Sin embargo, si a dichas aguas se les adiciona una sal rica en magnesio, tal como  $\text{MgCl}_2$ ,  $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2$  o alguna otra para suplementar la deficiencia de este ión, estas aguas podrían considerarse adecuadas para el cultivo de camarón, pues tendrían la concentración mínima requerida que es de 50 mg/L, esto se representó por la línea discontinua. Posteriormente, las aguas que se consideraron aceptadas y que tuvieron la concentración recomendada de los distintos iones, pasaron al siguiente análisis, el cual fue de nutrientes, y específicamente de nitritos y amonio, pues son los nutrientes más tóxicos para el camarón. En el caso de nitritos, se debe mantener una concentración < 1 mg/L para evitar daños en el camarón, por lo que únicamente el agua de ES (lluvias) quedó descartada, todas las demás fueron aceptadas: MO, FM (secas y lluvias) VJ (secas) NO, LC, CS, UP, GC y GT (lluvias). Para el amonio, la concentración recomendada es < a 1.2 mg/L, por lo que ninguna agua quedó descartada, ya que todas presentaron una concentración menor a la mencionada anteriormente. A continuación, las aguas que cumplieron con la concentración recomendada de nutrientes pasaron al siguiente análisis, que fue el de oligoelementos (cobre, manganeso, cadmio y zinc). Respecto al cadmio, cobre y manganeso se debe mantener una concentración < 5  $\mu\text{g/L}$ , < 25  $\mu\text{g/L}$  y < 1,000  $\mu\text{g/L}$  respectivamente, por lo que ningún agua quedó descartada en cuanto a estas variables, ya que todas tuvieron una concentración menor a los valores

mencionados anteriormente. Por otra parte, en el caso del zinc, las aguas de VJ (secas) y LC, CS, MO, GC y GT (lluvias) quedaron descartadas, pues tuvieron una concentración  $> 50 \mu\text{g/L}$ . Finalmente, tomando en cuenta todos los parámetros descritos anteriormente, las aguas de FM (secas y lluvias) MO (secas) NO y UP (lluvias) son consideradas como aguas aptas o adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón, ya que tuvieron la concentración recomendada en cuanto a las principales variables. Como dato extra, se adicionaron a este esquema las proporciones de los iones  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ ,  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  y Mono:Diva de las aguas seleccionadas como aptas o adecuadas para el cultivo de camarón, esto con la finalidad de ver qué tan similares o parecidas son a las que existen en agua de mar, donde dichas proporciones son de 27, 1, 3 y 75:25, respectivamente. Para el caso de la proporción  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ , el agua de FM en secas tuvo una proporción de 27, mientras que en lluvias fue de 17. Para la proporción  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ , FM tuvo una proporción de 6 en secas y de 5 en lluvias, mientras que la proporción de  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$  fue de 0.7 en secas y de 0.8 en lluvias. La proporción Mono:Diva fue de 75:25 en secas y de 67:33 en lluvias, por lo que las proporciones de esta agua son parecidas a las de agua de mar en ambas temporadas, principalmente en secas. Para el agua de MO en secas las proporciones fueron de 22, 41, 0.2 y 31:69, respectivamente, mientras que para el agua de NO en lluvias dichas proporciones fueron de 81, 39, 0.4 y 60:40. Finalmente el agua de UP en lluvias presentó las siguientes proporciones: 47, 27, 0.9 y 48:52.

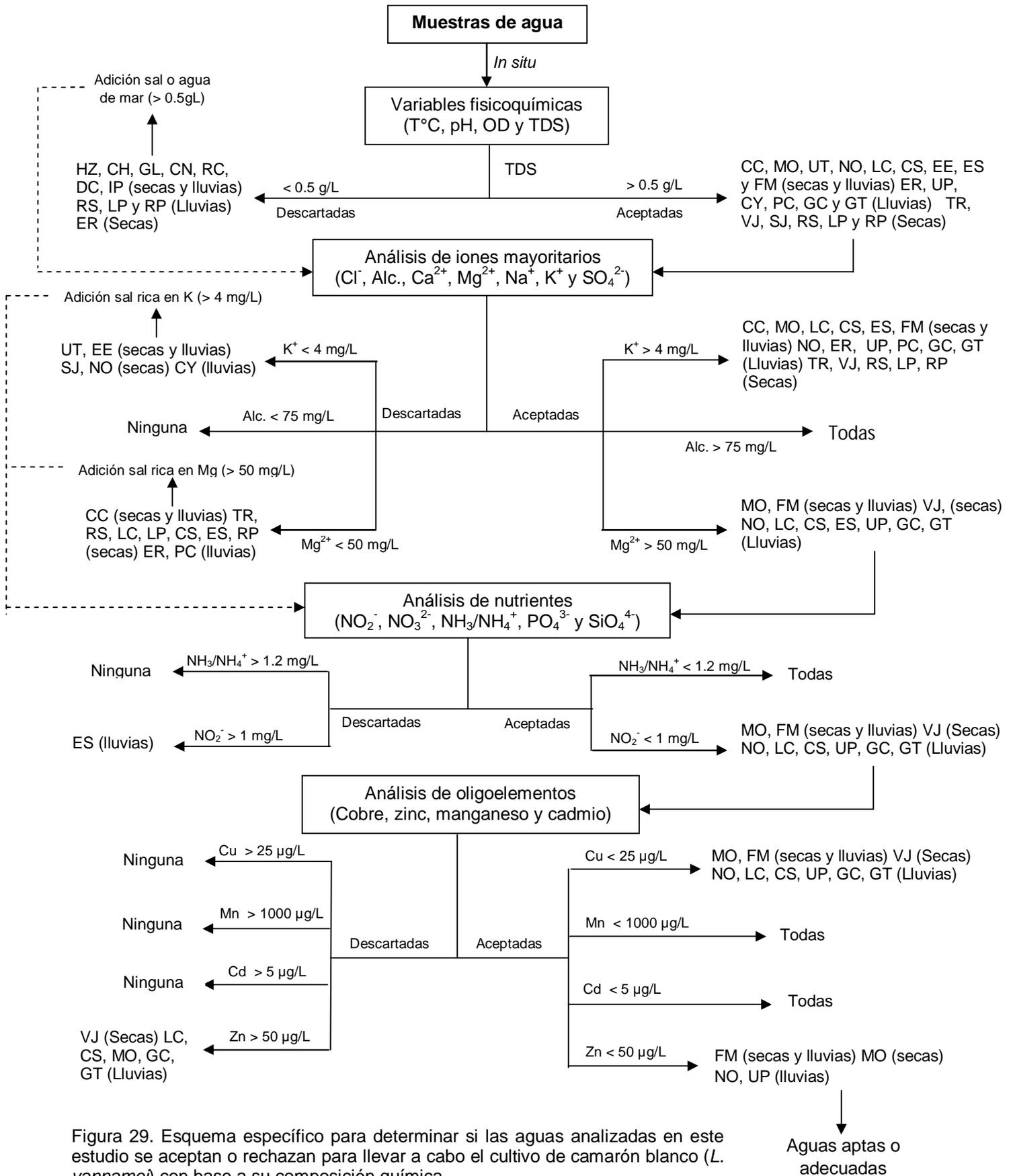


Figura 29. Esquema específico para determinar si las aguas analizadas en este estudio se aceptan o rechazan para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) con base a su composición química.

### 9.5.2. Clasificación de las aguas aptas o adecuadas con base a la concentración recomendada para el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*)

Con base al esquema específico que se mostró anteriormente, se determinaron las aguas aptas o adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón, las cuales fueron: FM (secas y lluvias), MO (secas) y NO y UP (lluvias). Estas aguas se compararon respecto a la concentración teórica que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra, en el caso de los iones mayoritarios, y en el caso de las otras variables, la concentración obtenida en este estudio se comparó con la recomendada para el cultivo de camarón. A cada variable se le otorgó una calificación arbitrariamente (0 a 10) respecto a qué tan alejada o cercana estaba de la concentración deseada. Estos 10 parámetros principales (TDS, alcalinidad total, potasio, magnesio, nitritos, amonio, cobre, manganeso, zinc y cadmio) sumados dieron un puntaje de 100 y con base a dicho puntaje se hizo una clasificación. La clasificación propuesta es convencional, se hizo con el propósito de evaluar qué tan cerca o lejos están los niveles de un agua con respecto a los óptimos establecidos. Dicha clasificación se puede observar en la tabla 24.

Tabla 24. Clasificación de las aguas con base al puntaje obtenido.

Clasificación de las aguas	
Puntuación	Clasificación
80 - 100	Óptima
60 – 80	Adecuada
40 – 60	Aceptable
< 40	No aceptable

Asimismo, para asignar un puntaje del 0 al 10, en el caso de los mayoritarios se utilizó el siguiente criterio: a partir de una regla de tres se estimó la calificación, asignándole el 10 a aquella agua cuya concentración corresponde a la óptima para el ión, de esta manera se evaluó la calificación de la muestra. A continuación se muestra un ejemplo para el caso del potasio: Para una salinidad

de 1.7 g/L tenemos que el contenido de potasio teórico para un agua de mar diluida sería de 18.2 mg/L. De acuerdo al análisis por espectrofotometría de emisión de flama esta agua, FM (secas) tuvo 13.8 mg/L, o sea fue deficiente en potasio, por una regla de tres, tenemos que:

$$\frac{18.2 - 10}{13.8 - x} \quad x = 138 / 18.2 \quad x = 7.6$$

Por lo tanto, la calificación obtenida para dicha agua es de  $x = 7.6$ . Este mismo procedimiento se hizo para magnesio y alcalinidad total en las cinco aguas seleccionadas. Es importante mencionar que para fines prácticos todas las calificaciones se redondearon. Para el caso de los demás parámetros se hizo una estimación y la calificación se realizó como se explica enseguida. En lo que respecta a TDS, a pesar de que el camarón es una especie que crece mejor a una concentración de TDS entre 15 y 20 g/L, se ha registrado que dicha especie puede crecer desde 0.5 g/L de TDS. Como el propósito de este trabajo es llevar a cabo el cultivo de camarón en aguas de baja salinidad y está demostrado que dicha especie crece a salinidades tan bajas como 0.5 g/L, la calificación más alta se le asignó al agua con la mayor concentración de TDS. Con base a esto se asignó una calificación de 10 a aguas con una concentración entre 2.5 y 3.0 g/L, un 9 a una concentración entre 2.0 y 2.5 g/L, un 8 entre 1.5 y 2.0 g/L, un 7 entre 1.0 y 1.5 g/L y un 6 entre 0.5 y 1.0 g/L. En el caso de nitritos y amonio, los cuales son compuestos sumamente tóxicos para el camarón, la concentración más baja se consideró como 10. Para amonio se otorgó una calificación de 10 a aquellas aguas con una concentración menor a 0.1 mg/L, un 9 a una concentración entre 0.1 y 0.2 mg/L, en el caso extremo de aguas que tuvieron 1 o más de 1 mg/L se les asignó un 0 de calificación. Es importante señalar que los niveles iguales o mayores a 1 mg/L se consideran tóxicos para esta especie (Van Wyk y Scarpa, 1999). Respecto a los nitritos, a aquellas aguas con una concentración igual o por debajo de 0.02 mg/L se les asignó un 10 de calificación, entre 0.02 y 0.05 mg/L un 9, entre 0.05 y 0.15 mg/L un 8, entre 0.15 y 0.25 mg/L un 7 y entre 0.25 y 0.40 mg/L un 6.

En cuanto al cobre, se otorgó un 10 a aguas con una concentración mayor a 3 y menor a 25  $\mu\text{g/L}$ . Un 9 para una concentración entre 2.5 y 3.0  $\mu\text{g/L}$ , un 8 entre 2.0 y 2.5  $\mu\text{g/L}$ , un 7 entre 1.5 y 2.0  $\mu\text{g/L}$ , un 6 entre 1.0 y 1.5  $\mu\text{g/L}$  y un 5 entre 0.5 y 1.0  $\mu\text{g/L}$ . El máximo de 25  $\mu\text{g/L}$  se refiere a la concentración máxima segura registrada para aguas dulces y de baja salinidad utilizadas para el cultivo de camarón. Para el manganeso se asignó un 10 a aguas con una concentración  $\geq 250$  y menor a 1,000  $\mu\text{g/L}$ , un 9 entre 200 y 250  $\mu\text{g/L}$ , un 8 entre 150 y 200  $\mu\text{g/L}$ , un 7 entre 100 y 150  $\mu\text{g/L}$ , un 6 entre 50 y 100  $\mu\text{g/L}$ , un 5 entre 20 y 50  $\mu\text{g/L}$ , un 4 entre 15 y 20  $\mu\text{g/L}$ , un 3 entre 10 y 15  $\mu\text{g/L}$ , un 2 entre 5 y 10  $\mu\text{g/L}$ , un 1 entre 1 y 5  $\mu\text{g/L}$  y en el caso de aguas con una concentración menor al límite de detección (ND), se les otorgó un 0, debido a que dicho oligoelemento es esencial e importante para el desarrollo del camarón. El máximo referido para este caso se refiere a la concentración máxima segura para aguas de baja salinidad utilizadas para el cultivo de camarón. En el caso del zinc, se tomó como un 10 a una concentración  $\geq 25$   $\mu\text{g/L}$  y menor a 50  $\mu\text{g/L}$ , un 9 entre 21 y 25  $\mu\text{g/L}$ , un 8 entre 16 y 20  $\mu\text{g/L}$ , un 7 entre 11 y 15  $\mu\text{g/L}$ , un 6 entre 10 y 14  $\mu\text{g/L}$ , un 5 entre 9 y 13  $\mu\text{g/L}$ , un 4 entre 7 y 9  $\mu\text{g/L}$ , un 3 entre 5 y 7  $\mu\text{g/L}$ , un 2 entre 3 y 5  $\mu\text{g/L}$ , un 1 entre 1 y 3  $\mu\text{g/L}$  y a las aguas con una concentración menor al límite de detección (ND) se les otorgó un 0. El máximo registrado se refiere a la concentración máxima segura para aguas dulces y de baja salinidad empleadas para el cultivo de camarón. Respecto al cadmio, se le asignó un 10 a aguas con una concentración  $\leq 0.3$   $\mu\text{g/L}$ , un 9 entre 0.3 y 0.6  $\mu\text{g/L}$ , un 8 entre 0.6 y 0.8  $\mu\text{g/L}$  y un 7 entre 0.8 y 1.0  $\mu\text{g/L}$  y un 6 entre 1.0 y 5.0  $\mu\text{g/L}$ . Una vez que se obtuvo la calificación para cada parámetro, se sumaron todas las calificaciones de los distintos parámetros y se obtuvo una calificación general y con base a esta se siguió el criterio mostrado anteriormente para la clasificación de un agua.

En las tablas 25 a 29 se observan los 10 parámetros principales para el cultivo de camarón considerados aquí. Además se aprecia la concentración de las muestras de FM en secas y lluvias, MO en secas, NO y UP en lluvias. En dichas tablas también se presenta la concentración teórica esperada y la calificación obtenida tanto para cada variable como la calificación general. Entonces, dichas aguas obtuvieron una calificación general de 78 para FM en secas, 68 para FM en lluvias, 73 para MO en secas, 69 para NO en lluvias y 76 para UP en lluvias, por lo que se consideran como aguas adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

Tabla 25. Calificación del agua de FM (secas) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.

<b>FM (Secas)</b>			
<b>Parámetro</b>	<b>Concentración muestra</b>	<b>Concentración deseada</b>	<b>Calificación</b>
<b>TDS (g/L)</b>	1.7	> 0.5	8
<b>K<sup>+</sup> (mg/L)</b>	13.8	18.2	8
<b>Alc. Total (mg/L como CaCO<sub>3</sub>)</b>	159.0	≥ 75.0	10
<b>Mg<sup>2+</sup> (mg/L)</b>	52.2	66.5	8
<b>NH<sub>3</sub>/NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (mg/L)</b>	0.03	< 1.0	10
<b>NO<sub>2</sub><sup>-</sup> (mg/L)</b>	0.39	< 1.0	6
<b>Cu (µg/L)</b>	0.85	< 25.0	5
<b>Mn (µg/L)</b>	21.0	< 1000.0	5
<b>Cd (µg/L)</b>	0.66	< 5.0	8
<b>Zn (µg/L)</b>	25.0	< 50.0	10
<b>Calif. general</b>	-	-	<b>78</b>

Tabla 26. Calificación del agua de FM (lluvias) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.

<b>FM (Lluvias)</b>			
<b>Parámetro</b>	<b>Concentración muestra</b>	<b>Concentración deseada</b>	<b>Calificación</b>
TDS (g/L)	1.3	> 0.5	7
K <sup>+</sup> (mg/L)	18.5	13.4	6
Alc. Total (mg/L como CaCO <sub>3</sub> )	152.0	≥ 75.0	10
Mg <sup>2+</sup> (mg/L)	73.2	50.8	6
NH <sub>3</sub> /NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	0.01	< 1.0	10
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/L)	0.04	< 1.0	9
Cu (µg/L)	2.04	< 25.0	8
Mn (µg/L)	ND	< 1000.0	0
Cd (µg/L)	0.57	< 5.0	9
Zn (µg/L)	6.0	< 50.0	3
<b>Calif. general</b>	-	-	<b>68</b>

Tabla 27. Calificación del agua de MO (secas) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.

<b>MO (Secas)</b>			
<b>Parámetro</b>	<b>Concentración muestra</b>	<b>Concentración deseada</b>	<b>Calificación</b>
TDS (g/L)	0.9	> 0.5	6
K <sup>+</sup> (mg/L)	5.0	9.9	5
Alc. Total (mg/L como CaCO <sub>3</sub> )	328.5	≥ 75.0	8
Mg <sup>2+</sup> (mg/L)	51.6	36.2	6
NH <sub>3</sub> /NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	ND	< 1.0	10
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/L)	0.01	< 1.0	10
Cu (µg/L)	0.86	< 25.0	5
Mn (µg/L)	43.5	< 1000.0	5
Cd (µg/L)	0.34	< 5.0	9
Zn (µg/L)	21.0	< 50.0	9
<b>Calif. general</b>	-	-	<b>73</b>

Tabla 28. Calificación del agua de NO (lluvias) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.

<b>NO (Lluvias)</b>			
<b>Parámetro</b>	<b>Concentración muestra</b>	<b>Concentración deseada</b>	<b>Calificación</b>
TDS (g/L)	2.3	> 0.5	9
K <sup>+</sup> (mg/L)	4.6	24.9	2
Alc. Total (mg/L como CaCO <sub>3</sub> )	544.0	≥ 75.0	6
Mg <sup>2+</sup> (mg/L)	76.1	90.7	8
NH <sub>3</sub> /NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	0.02	< 1.0	10
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/L)	0.21	< 1.0	7
Cu (µg/L)	3.17	< 25.0	10
Mn (µg/L)	209.5	< 1000.0	9
Cd (µg/L)	0.80	< 5.0	8
Zn (µg/L)	ND	< 50.0	0
<b>Calif. general</b>	-	-	<b>69</b>

Tabla 29. Calificación del agua de UP (lluvias) con base a la comparación entre la concentración obtenida en la muestra y la concentración deseada.

<b>UP (Lluvias)</b>			
<b>Parámetro</b>	<b>Concentración muestra</b>	<b>Concentración deseada</b>	<b>Calificación</b>
TDS (g/L)	3.0	> 0.5	10
K <sup>+</sup> (mg/L)	7.6	32.3	2
Alc. Total (mg/L como CaCO <sub>3</sub> )	536.0	≥ 75.0	6
Mg <sup>2+</sup> (mg/L)	187.4	118.1	4
NH <sub>3</sub> /NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg/L)	0.01	< 1.0	10
NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> (mg/L)	0.02	< 1.0	10
Cu (µg/L)	1.5	< 25.0	7
Mn (µg/L)	291.0	< 1000.0	10
Cd (µg/L)	0.84	< 5.0	7
Zn (µg/L)	25.0	< 50.0	10
<b>Calif. general</b>	-	-	<b>76</b>

Con base a los puntajes obtenidos para las cinco aguas mencionadas, estas tuvieron una puntuación entre 60 – 80, por lo que se consideran como adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*), ninguna agua tuvo una puntuación para ser considerada como aceptable o no aceptable, lo cual es favorable, pues el propósito de este estudio es utilizar dichas aguas para el cultivo de la especie en mención.

#### **9.6. Comparación de la composición química de las aguas versus las pruebas de supervivencia y crecimiento**

Comparando los resultados obtenidos en este estudio con los registrados por Valencia-Castañeda (2013), en los cuales utilizó las mismas aguas para llevar a cabo experimentos de supervivencia y crecimiento del camarón blanco del pacífico se tiene lo siguiente:

En la tabla 30 se observan los valores promedios de los porcentajes de supervivencia para las distintas aguas a las 48 horas. Aquí se observa que el agua que tuvo mayor supervivencia fue la de LC, con un 95.2%, mientras que las aguas que tuvieron menor supervivencia fueron GL y UT con un 5%, esto debido a que GL tuvo una concentración < 0.5 g/L de TDS, la cual es la salinidad mínima requerida para llevar a cabo el cultivo de camarón y a que UT tuvo una concentración muy baja de potasio (1.3 mg/L), el cual es uno de los principales iones para el crecimiento adecuado del camarón, esto se ve reflejado en el esquema propuesto (figura 29), pues ambas aguas quedaron descartadas por lo mencionado anteriormente.

Por otra parte, hubo aguas que registraron 0% de supervivencia, tal fue el caso de VJ, CH, CC, HZ, RC, DC, CN, EE, ER e IP. Dichas aguas tuvieron tal porcentaje debido a que la mayoría tuvieron < 0.5 g/L de TDS, el cual es el valor mínimo para llevar a cabo el cultivo de camarón, lo cual se puede apreciar en el esquema (figura 29) mostrado anteriormente, ya que con base a esta concentración las aguas quedaron descartadas. Por otra parte el agua de VJ también tuvo 0% de supervivencia debido a que tuvo una concentración muy alta

de zinc (369.5  $\mu\text{g/L}$ ) en comparación con los 50  $\mu\text{g/L}$  que se recomiendan para llevar a cabo el cultivo de la especie en mención utilizando aguas de baja salinidad (Boyd, 2009), ya que el zinc a alta concentración puede ser tóxico para el camarón, pues provoca mortalidad significativa en estadios larvales y postlarvales (Mc Kenney y Neff, 1979; Martin *et al.* 1981; Greenwood y Fielder, 1983; Bodar *et al.* 1989; Uma Devi y Prabhakara Rao, 1989; Mac Rae y Pandey, 1991; Dallinger y Rainbow 1993; Cripe, 1994; Selvakumar *et al.* 1994; Harris y Santos, 2000; Lavalpe, 2002). Esto se ve reflejado en el esquema (figura 29), ya que dicha agua quedó descartada por la alta concentración de zinc que tuvo. A su vez, la presencia de algún otro compuesto tóxico no determinado como plomo o arsénico pudo provocar la muerte de los camarones. Para el caso del agua de CC la deficiencia de magnesio fue la probable razón por la que dicha agua tuvo 0% de supervivencia, ya que fue la que tuvo una menor concentración de magnesio en comparación con todas las demás aguas, su concentración fue de 8.1 mg/L, mientras que Van Wyk y Scarpa (1999) recomiendan una concentración mínima de 50 mg/L para que el camarón pueda crecer en aguas de baja salinidad, en el esquema (figura 29) se muestra que esta agua quedó descartada por la razón mencionada anteriormente. La importancia del magnesio radica en que es necesario para la formación de complejos enzimáticos específicos que son necesarios para la regulación iónica y osmótica en la aclimatación de los camarones a aguas de baja salinidad (Cheng *et al.* 2005). Por otra parte, el agua de EE también tuvo 0% de supervivencia debido muy probablemente a que fue una de las aguas que tuvo una menor concentración de potasio (1.9 mg/L) en comparación con la concentración mínima requerida (4 mg/L) por Boyd (2002) para llevar a cabo el cultivo de camarón en aguas de baja salinidad. Además de que presentó una concentración alta de nitratos (108.8 mg/L) en comparación con la concentración recomendada por Van Wyk y Scarpa (1999) para llevar a cabo el cultivo de camarón *L. vannamei*, que es de 60 mg/L, esta agua quedó descartada con base al esquema (figura 29).

Las aguas de NO, TR, UP, FM, MO, SJ, CS, LP, ES, RS y LC variaron de un 30 a un 92.5% de supervivencia. Es importante mencionar que este experimento se realizó solamente con aguas del periodo de secas y no en época de lluvias, con excepción del agua de UP, que si fue de la temporada de lluvias. Además, es importante mencionar que con base al esquema propuesto anteriormente las aguas que se consideraron como aptas o adecuadas para el cultivo de camarón fueron FM (secas y lluvias), MO (secas), NO y UP (lluvias). Sin embargo, de acuerdo a las pruebas de supervivencia a las 48 horas, el agua de FM en secas tuvo un 62.5%, MO en secas tuvo un 65.0% y UP en lluvias un 57.5% de supervivencia. Por otra parte, las aguas calificadas como aptas o adecuadas por el esquema en la temporada de lluvias, que son las de FM y NO, no se les hicieron experimentos de supervivencia, ya que no se realizó el experimento con aguas de esta temporada, por lo que no se pudieron comparar los análisis químicos con pruebas de supervivencia ni de crecimiento.

Tabla 30. Valores medios y desviaciones estándar de la supervivencia (en %) de PL's 18 a las 48 horas expuestas en las diferentes aguas de baja salinidad del noroeste de México. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ( $p < 0.05$ ) diferentes entre sí (Tomado de Valencia-Castañeda, 2013).

<b>Agua</b>	<b>Media <math>\pm</math> SD</b>
VJ	0.0 $\pm$ 0.0
CH	0.0 $\pm$ 0.0
CC	0.0 $\pm$ 0.0
HZ	0.0 $\pm$ 0.0
RC	0.0 $\pm$ 0.0
DC	0.0 $\pm$ 0.0
CN	0.0 $\pm$ 0.0
EE	0.0 $\pm$ 0.0
ER	0.0 $\pm$ 0.0
IP	0.0 $\pm$ 0.0
GL	5.0 $\pm$ 10.0 b
UT	5.0 $\pm$ 10.0 b
NO	30.0 $\pm$ 8.2 b
TR	57.5 $\pm$ 15.0 ab
UP	57.5 $\pm$ 15.0 ab
FM	62.5 $\pm$ 5.0 ab
MO	65.0 $\pm$ 10.0 ab
SJ	77.5 $\pm$ 5.0 ab
CS	77.5 $\pm$ 9.6 ab
LP	77.5 $\pm$ 9.6 ab
ES	85.0 $\pm$ 5.8 ab
RS	85.0 $\pm$ 10.0 ab
LC	92.5 $\pm$ 9.6 a

Comparando los resultados de supervivencia con la concentración de las distintas variables de este estudio, se puede decir que LC presentó un mayor porcentaje de supervivencia debido a que cumplió con los principales requerimientos necesarios para llevar a cabo el cultivo de camarón, como son:

En cuanto a las variables fisicoquímicas, presentó una temperatura adecuada (28.1°C), así como un pH (7.7) y una salinidad mayor a 0.5 g/L, el cual es el valor mínimo necesario para poder llevar a cabo el cultivo de *L. vannamei*, dicha salinidad fue de 4.3 g/L. A pesar de que tuvo niveles de OD menores a lo recomendados, esta variable no fue un problema, ya que se suplementó aireación y se controlaron los niveles de OD. En el caso de los iones mayoritarios, de igual manera esta agua tuvo la concentración adecuada de los principales iones, como son: cloruros (2,171 mg/L), alcalinidad total (271 mg/L como CaCO<sub>3</sub>), calcio (514 mg/L), magnesio (48.6 mg/L), sodio (699 mg/L) y potasio (39.5 mg/L). La alta concentración de cloruros y sodio se debe a que LC es una laguna interior que tiene comunicación con el complejo lagunar Altata-Ensenada del Pabellón que a su vez se comunica con el mar a través de dos bocas permanentes y, por lo tanto, esto hace que incremente la concentración de estos iones.

En lo que respecta a nutrientes, LC tuvo una concentración de nitritos baja (0.167 mg/L), lo cual fue favorable, ya que los nitritos son uno de los compuestos más tóxicos para el camarón (Van Wyk y Scarpa, 1999). Asimismo, la concentración de amonio fue baja (0.807 mg/L), por lo que este compuesto no representó un problema. A su vez, la concentración de los metales considerados como esenciales para el camarón fue en la mayoría de los casos adecuada: cobre (2.065 µg/L), zinc (632 µg/L) y manganeso (585 µg/L). La excepción fue el zinc, según Boyd (2009) superó la concentración máxima segura para el cultivo de camarón, que es de 50 µg/L en aguas blandas y de 100 µg/L en aguas duras. Por otra parte, el cadmio, el cual es considerado como un metal no esencial tuvo una concentración baja (0.471 µg/L), lo cual hace propicia dicha agua, ya que es sumamente tóxico para el camarón. Sin embargo, a pesar de que con las pruebas de supervivencia dicha agua se consideró como apta o adecuada para el cultivo

de camarón, con base al esquema (figura 29) quedó descartada, debido a que como se mencionó anteriormente superó la concentración máxima segura de zinc. No obstante, a pesar de que la concentración fue relativamente alta, la supervivencia observada fue de 92.5%. Esto se puede deber a que la toxicidad de los metales pesados disminuye con el incremento del pH, la alcalinidad total y la salinidad (Boyd, 2009); y ello ocurre porque las especies más tóxicas de un mismo metal se forman y prevalecen en valores bajos de pH, alcalinidad y salinidad. En el caso de esta agua (LC), estas condiciones se cumplieron, ya que como se mencionó anteriormente, tuvo valores elevados de pH (7.7), alcalinidad total (271 mg/L como  $\text{CaCO}_3$ ) y salinidad (4.3 g/L). Asimismo, el ión metálico libre ( $\text{Zn}^{2+}$ ), que es la especie más tóxica debido a que es la forma del metal biodisponible para los crustáceos (Rainbow, 1995) no representa un problema, ya que al tener un pH alto no se favorece la presencia de dicha forma química. Además, en el caso del zinc, la dureza (mg/L como  $\text{CaCO}_3$ ) es considerada como el componente más influyente en la modificación de la toxicidad de la química del agua, ya que el zinc tiende a ser más tóxico en aguas blandas que en aguas duras. De hecho, en aguas duras, el 60% del zinc se encuentra en la forma de ión libre ( $\text{Zn}^{2+}$ ) y el resto formando complejos con carbono orgánico disuelto (DOC) y carbonatos; mientras que en aguas blandas el 100% del zinc se encuentra como ión libre (Alsop *et al.* 1999). Una de las dos razones principales que explican este comportamiento es que los principales iones que contribuyen a aumentar la dureza del agua son calcio y magnesio, iones divalentes que al unirse a los sitios de absorción del zinc disminuyen la capacidad de los organismos acuáticos para absorberlo (Hogstrand *et al.* 1995); ya que el zinc puede interrumpir la toma de calcio y producir hipocalcemia, la cual, dependiendo de la concentración de zinc, puede culminar con la muerte (Hogstrand *et al.* 1995). La otra razón principal que explica la relación entre la toxicidad de zinc y la dureza es que generalmente el aumento de la dureza del agua se ve reflejado en un aumento de la alcalinidad y del pH, lo que da lugar a la formación de sales e hidróxidos de zinc de baja solubilidad, formas no biodisponibles para muchas especies (Hogstrand *et al.*

1995). Para el agua de LC, respecto a la salinidad, ésta se considera como agua dura, ya que tiene una concentración mayor a 0.5 g/L, que es el valor de referencia para clasificar un agua como dura o blanda. Dicha agua tuvo 4.3 g/L de TDS. Además de que las concentraciones de calcio y magnesio fueron altas, por lo que al calcular la dureza del agua, esta agua se consideró como muy dura, pues tuvo más de 180 mg/L de  $\text{CaCO}_3$ , lo cual contribuyó a que la toxicidad del zinc fuera muy baja debido a las razones mencionadas anteriormente y, por esto, se obtuvieron supervivencias altas.

En la tabla 31 se observan los porcentajes de supervivencia de las distintas aguas a las 4 semanas. Estas aguas se eligieron con base a aquellas aguas que presentaron > 60% de supervivencia a las 48 horas y a su disponibilidad. Es importante mencionar que el agua de UP no se utilizó para esta prueba debido a que tuvo un porcentaje de supervivencia menor al requerido para este análisis, lo cual pudo deberse a que, a pesar de que con base al esquema tiene una composición química adecuada, puede contener algún compuesto tóxico, como mercurio, plomo o algún otro que provoque la muerte del camarón. Aquí se observa que al igual que a las 48 horas, el agua que presentó un mayor porcentaje de supervivencia fue LC con un 87.5% en la cuarta semana, lo cual puede deberse a las razones mencionadas anteriormente. Por otra parte, el agua que presentó un menor porcentaje de supervivencia fue LP, la cual tuvo un 2.5% en la primera semana, esto pudo deberse a que tuvo una concentración baja de magnesio (38 mg/L) en comparación con la concentración mínima requerida por Van Wyk y Scarpa (1999), que es de 50 mg/L y a que presentó una concentración un poco alta de amonio (0.440 mg/L) en comparación con otras aguas. Otra agua que tuvo una baja supervivencia fue FM con 5% en la segunda semana. A pesar de que con base a los análisis químicos y al esquema propuesto esta agua se considera como apta o adecuada para el cultivo de camarón, pudo haber influido alguna otra variable, como la presencia de alguna sustancia tóxica para el camarón, tal es el caso de arsénico, plomo, mercurio o algún otro compuesto que no fue analizado y que pudo provocar la muerte del camarón. Además, pudo haber

influido que en cuanto al ión magnesio, esta agua se encuentra en el límite de la concentración mínima requerida, ya que tuvo 52.2 mg/L y el mínimo es de 50 mg/L, por lo que pudo existir una pequeña deficiencia en cuanto a magnesio. Por otra parte, el agua de MO tuvo un 12.5% de supervivencia a la cuarta semana, y a pesar de que no es un porcentaje muy alto, dicho resultado fue favorable en comparación con las otras aguas. Además de que esta agua resultó como apta o adecuada para el cultivo de camarón con base al esquema y a los resultados analíticos. El agua de SJ tuvo un 30% de supervivencia a la cuarta semana, lo cual la califica como un agua apta para el cultivo de camarón con base a las pruebas de supervivencia. Sin embargo, con base al esquema, dicha agua quedó descartada debido a que presentó deficiencia de los iones potasio y magnesio. A pesar de que la deficiencia de potasio fue muy poca, pues esta agua tuvo 3.9 mg/L y la concentración mínima requerida es de 4 mg/L; la deficiencia de magnesio fue más evidente, pues presentó una concentración de 35.9 mg/L y la concentración mínima requerida es de 50 mg/L según Van Wyk y Scarpa (1999). Si se considera que la deficiencia no es tan grande y que la concentración de estos iones es aceptable, es por esto que esta agua dio buenos resultados en las pruebas de supervivencia. Por otra parte, el agua de RS tuvo un 42.5% de supervivencia a la cuarta semana, lo cual la califica como una agua apta para llevar a cabo el cultivo de camarón con base a las pruebas de supervivencia. Sin embargo, con base a su composición química y al esquema propuesto, dicha agua quedó descartada debido a que presentó una ligera deficiencia de magnesio, pues tuvo una concentración de 48.9 mg/L y de acuerdo a Van Wyk y Scarpa (1999) la concentración mínima requerida es de 50 mg/L. Si tal concentración es redondeada o no se sigue un criterio tan riguroso, podría decirse que esta agua cuenta con la concentración adecuada de magnesio, y es por esto que dio buenos resultados de supervivencia; pero como se utilizó un criterio establecido para la realización del esquema y la clasificación o selección de las aguas, es por ello que se descartó esta agua.

Tabla 31. Valores medios y desviaciones estándar de la supervivencia de PL's 18 (en %) de cada una de las diferentes aguas de baja salinidad en la prueba confirmativa.

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

(---) No se registró supervivencia en esta semana. Letras diferentes indican que los promedios son significativamente ( $p < 0.05$ ) diferentes entre sí en la misma columna (\*Prueba no paramétrica) (Tomado de Valencia-Castañeda, 2013).

En lo que respecta a crecimiento, en la tabla 32 se observa la tasa de crecimiento específico (SGR) de las aguas que tuvieron porcentajes de supervivencia hasta la cuarta semana. Esta tasa nos indica el porcentaje que crecen los camarones al día. Aquí se puede apreciar que al igual que en las pruebas anteriores, LC es la que presenta un mayor crecimiento, con 8.4% al día, mientras que la que tuvo menor crecimiento fue MO con 7% al día. El éxito de LC se debe a que presentó una concentración adecuada de las principales variables, como se mencionó anteriormente.

Tabla 32. Tasa de crecimiento específico (SGR) de las distintas aguas. (Tomado de Valencia-Castañeda, 2013).

Agua	SGR (%)
MO	7.0 ± 0.9 b
LC	8.4 ± 0.2 ab
SJ	8.3 ± 0.8 ab
RS	7.6 ± 1.0 ab

Por otra parte, también se evaluó la tasa de crecimiento (GR) para las aguas que tuvieron porcentajes de supervivencia hasta la cuarta semana. Dicha tasa nos indica los mg/semana que crecieron los camarones (tabla 33). Aquí se observa que el agua que tuvo un mayor crecimiento fue SJ con 49.5 mg/semana,

seguida de LC con 47.5 mg/semana; mientras que MO al igual que en la tasa de crecimiento específico (SGR) tuvo un menor crecimiento, el cual fue de 34.8 mg/semana.

Tabla 33. Tasa de crecimiento (GR) de las distintas aguas. (Tomado de Valencia-Castañeda, 2013).

<b>Agua</b>	<b>GR (mg/semana)</b>
MO	34.8 ± 10.3 b
LC	47.5 ± 3.2 b
SJ	49.5 ± 11.4 b
RS	41.8 ± 13.9 b

Por otra parte, al terminar las pruebas de supervivencia y crecimiento, se realizó un experimento donde se suplementaron sales ricas en potasio y magnesio, específicamente cloruro de potasio y cloruro de magnesio, para aquellas aguas que en la prueba confirmativa (4 semanas) dieron resultados negativos y que no llegaron a la cuarta semana. Tales aguas fueron LP y FM, ambas se adicionaron con cloruro de magnesio y cloruro de potasio para cubrir la deficiencia de estos iones. Al correr nuevamente el experimento con la adición de sales, los resultados fueron favorables, ya que en la primera y segunda semana se obtuvieron supervivencias del 100% para las dos aguas, pero en la tercera semana la supervivencia bajó hasta el 0%.

Con base a las pruebas experimentales que se corrieron para evaluar supervivencia y crecimiento, fueron las aguas de LC, SJ y RS las que tuvieron mejores resultados. Sin embargo, con base al esquema propuesto y a la composición química de las aguas, dichas aguas quedaron descartadas por las razones que se explicaron anteriormente, ya que se siguieron criterios establecidos para aceptar o rechazar un agua con base a su composición. Por otra parte, las aguas que resultaron como aptas o adecuadas para el cultivo de acuerdo al esquema fueron las de: FM (secas y lluvias), MO (secas) y NO y UP

(lluvias). De estas aguas, únicamente MO en secas coincidió con los resultados arrojados por el esquema y por las pruebas de supervivencia y crecimiento. Ya que con base al esquema se consideró como un agua apta para el cultivo de camarón y, a su vez, tuvo buenos resultados en las pruebas biológicas que se realizaron. Asimismo, el agua de FM en secas, con base al esquema fue calificada como adecuada para el propósito de este estudio, y al suplementarle sales para cubrir la deficiencia de los iones potasio y magnesio, tuvo resultados positivos en las pruebas de supervivencia y crecimiento. Por otra parte, a las aguas de FM y NO en lluvias no se les realizaron pruebas de supervivencia y crecimiento, por lo que no se pueden comparar los resultados obtenidos a partir del esquema con dichas pruebas. Para el agua de UP, a pesar de que fue considerada apta o adecuada para llevar a cabo el cultivo de camarón con base al esquema, de acuerdo a las pruebas de supervivencia se encontró por debajo del criterio utilizado para continuar con las pruebas de supervivencia, ya que tuvo un 57.5% en comparación del 60% que se requería para continuar con las pruebas de supervivencia y crecimiento.

### **9.7. La agricultura como área de oportunidad: irrigación de plantas**

Dado que la agricultura es una de las principales actividades económicas en Sinaloa, se decidió averiguar si las aguas analizadas en este estudio pueden utilizarse para el cultivo de especies agrícolas. Se recabó información respecto a los requerimientos que necesitan el tomate, maíz y frijol, que son las especies más cultivadas en Sinaloa y que tienen una mayor demanda por la población.

En la tabla 34 se observan las variables fisicoquímicas (temperatura, pH, OD y TDS) que requieren las plantas de tomate, maíz y frijol para su adecuado crecimiento. Aquí se observa que los requerimientos son similares en las tres especies. La temperatura va de un intervalo de 18 a 28°C, por lo que no hay diferencias marcadas entre las especies. El pH va desde 5.5 a 7.5, presentando el maíz un mayor intervalo. En el caso del OD la concentración registrada es en general para todos los cultivos, ya que no se encontró un valor específico para

cada especie. Respecto a los TDS, la especie que presenta una mayor tolerancia a la salinidad es el tomate, mientras que el maíz es la que presenta una mayor sensibilidad a dicho parámetro.

El tomate es una de las especies hortícolas más importantes para el consumo humano, y genera cuantiosos ingresos, empleos y un alto valor nutritivo para la dieta (Velasco *et al.* 2011). A pesar de cultivarse en 27 estados de México, solo en cinco entidades (Sinaloa, Baja California, San Luis Potosí, Jalisco y Nayarit) se concentra en promedio el 74.2% de la producción, aunque Sinaloa es el principal productor, tanto para abastecer el mercado nacional como el de exportación (SAGARPA, 2009). Su temperatura ideal es de 18 a 26°C (Van Haeff, 2008), por lo que la mayoría de las aguas quedarían descartadas, pues presentan valores mayores a 26°C. Solamente las aguas de CC, HZ, CH, MO, GL y UT en lluvias están dentro de dicho intervalo. El tomate es una especie que requiere un pH de 6.0 a 6.9. El pH óptimo (en el cual no hay problemas de deficiencias nutricionales) se encuentra entre 5.5 y 6.5 (Velasco *et al.* 2011), por lo que únicamente el agua de GL en lluvias se considera aceptada, pues tiene un pH de 6.5, todas las demás están aparentemente descartadas. En lo que respecta al OD la mayoría de las aguas cumplen con el valor mínimo de 3 mg/L (Gislerod y Kempton, 1983). Solamente las aguas de CC, HZ, LP, NO y LC quedarían descartadas, sin embargo, esta variable se puede controlar suplementando aireación. En cuanto a los TDS, el tomate requiere una concentración de 1.6 g/L (Hass y Hoffman, 1977), por lo que únicamente las aguas de NO en ambas temporadas, LP, ES y FM en secas y UT, LC, CS, ES y PC cumplen con esta concentración, todas las demás quedarían descartadas. Tomando en cuenta las variables fisicoquímicas descritas, ninguna agua podría utilizarse para el cultivo de tomate, ya que aunque algunas cumplan con algunos requerimientos, no cumplen con otros.

El maíz es por mucho el cultivo agrícola más importante de México, tanto desde el punto de vista alimentario, industrial, político y social. Asimismo, en el estado de Sinaloa, el cultivo de mayor importancia económica es el maíz

(SAGARPA, 2009). En Sinaloa, el maíz de temporal se siembra en 15 de los 18 municipios; los de mayor importancia en cuanto a área sembrada, son: Sinaloa de Leyva, Culiacán, Badiraguato, San Ignacio y Cosalá que en conjunto cultivan el 69% del total en el estado (Palacios *et al.* 2008). El maíz es esencialmente una especie de clima cálido y semicálido. La temperatura media óptima se encuentra entre 18 y 24°C (Baradas, 1994). Tomando en cuenta este intervalo, ningún agua cumple con el intervalo óptimo de temperatura. En cuanto al pH, el intervalo óptimo es de 5.5 a 7.5 (Ruiz *et al.* 1999), por lo que algunas aguas cumplen con los valores óptimos, tal es el caso de HZ, CH, GL, LP, en ambas temporadas, MO, EE y RP en secas, CN, RC, NO, GC y GT en lluvias. Para el requerimiento mínimo de OD, que es de 3 mg/L (Gislerod y Kempton, 1983), la mayoría de las aguas cumplen con el valor mínimo requerido. Solamente las aguas de CC, HZ, LP, NO y LC quedarían descartadas; sin embargo, esta variable se puede controlar suplementando aireación. Con base a los resultados de TDS obtenidos en este estudio, las aguas que cumplen con la salinidad adecuada para el cultivo de maíz, que es de 1.1 g/L (Hass y Hoffman, 1977) son: UT, RS y CS en secas y MO en lluvias. Tomando en cuenta las variables fisicoquímicas descritas ningún agua podría utilizarse para el cultivo de maíz pues todas presentan deficiencia en una u otra variable.

El cultivo del frijol en el estado de Sinaloa ocupa el segundo lugar en la economía agrícola; durante el ciclo de otoño - invierno 2008-2009 se cosechó una superficie de 93, 510 ha, con una producción de 162,219 toneladas y un rendimiento medio de 1,735 kg/ha, correspondiendo 88, 425 ha bajo condiciones de riego, con un rendimiento de 1, 799 kg/ha y 5,085 ha en temporal con 622 kg/ha (SAGARPA, 2009). El intervalo de temperatura considerado como óptimo para el cultivo de frijol es de 20 a 28°C (López, 2004), por lo que algunas aguas cumplen con dicho intervalo, entre ellas: CC, HZ, CH, MO, GL, UT y RS en ambas temporadas, VJ, SJ y FM en secas, CH, CN, NO y ES en lluvias. Respecto al pH, el intervalo óptimo es de 6.5 a 7.5 (Thung *et al.* 1985), por lo que son pocas las aguas que entran en dicho intervalo. Solamente las aguas de HZ, CH, GL y LP en

ambas temporadas, EE y RP en secas, CN, NO, GC y GT en lluvias cumplieron con dicho parámetro. Por otra parte, en cuanto al OD, la mayoría de las aguas cumplen con el valor mínimo requerido, que es de 3 mg/L (Gislerod y Kempton, 1983). Solamente las aguas de CC, HZ, LP, NO y LC quedarían descartadas; sin embargo, esta variable se puede controlar suplementando aireación. Tomando en cuenta el valor de TDS óptimo para el cultivo de frijol que es de 0.6 g/L (Hass y Hoffman, 1977), pocas aguas cumplirían con dicho valor, entre ellas: CC en ambas temporadas, TR en secas y CY en lluvias. Con base a las variables fisicoquímicas descritas ningún agua podría utilizarse para el cultivo de frijol, pues todas presentan deficiencia en una u otra variable.

Tabla 34. Variables fisicoquímicas (temperatura, pH, OD y TDS) necesarias para el cultivo de tomate, maíz y frijol (Hass y Hoffman, 1977; Gislerod y Kempton, 1983; Thung *et al.* 1985; Baradas, 1994; Ruiz *et al.* 1999; López, 2004; Van Haeff, 2008; Velasco *et al.* 2011).

<b>Especie</b>	<b>T°C</b>	<b>pH</b>	<b>OD (mg/L)</b>	<b>TDS(g/L)</b>
<b>Tomate</b>	18 – 26	5.5 – 6.5	≥ 3	1.6
<b>Maíz</b>	18 – 24	5.5 -7.5	≥ 3	1.1
<b>Frijol</b>	20 – 28	6.5 – 7.5	≥ 3	0.6

Con base a las variables fisicoquímicas requeridas por las especies agrícolas y a los resultados obtenidos en este estudio, ningún agua puede utilizarse para el cultivo de ninguna especie. A menos que se controlen los factores de temperatura, poniendo sistemas de acondicionamiento tal como malla sombra o invernadero, dependiendo de cuál sea el caso; agregando soluciones buffers, para mantener el pH o inclusive adicionar ya sea un ácido o una base para regular el pH al deseado u óptimo para el cultivo. Asimismo, también tendría que implementarse algún sistema de aireación para regular los niveles de OD, el cual es necesario para el crecimiento de las plantas. Por otra parte, tendría que ajustarse la salinidad agregando alguna sal que subiera los niveles de dicha variable. Sin embargo, como el propósito de este estudio es evaluar las aguas sin

alterar su composición química, ninguna podría utilizarse directamente para el cultivo de tomate, maíz y frijol.

A pesar de que las aguas no pasaron los niveles considerados como óptimos en cuanto a las variables fisicoquímicas para el cultivo de las distintas especies, en la tabla 35 se puede observar la composición química de una solución nutritiva propuesta por Samperio-Ruiz (1999), donde se muestran los requerimientos esenciales necesarios por las plantas en general para un adecuado crecimiento. Aquí se puede apreciar que todas las aguas presentaron una deficiencia en nitrógeno, ya que a pesar de que se analizaron, nitritos, nitratos y amonio, al realizar la conversión y sumar dichos elementos la concentración es mucho menor que la requerida, la cual es de 183 mg/L, por lo que las aguas quedarían descartadas en cuanto a nitrógeno. Sin embargo, este se puede solucionar con la adición de algún fertilizante rico en dicho elemento. En cuanto al potasio, todas las aguas están descartadas, pues la mayoría presentan una concentración menor a 10 mg/L, mientras que la concentración mínima requerida es de 121 mg/L. Respecto al fósforo, todas las aguas están descartadas, ya que al realizar la conversión de fosfatos a fósforo la concentración de las distintas aguas está por debajo de 0.5 mg/L y la concentración mínima requerida es de 46 mg/L. En el caso del calcio, la concentración mínima requerida es de 140 mg/L, por lo que muchas aguas quedarían descartadas, solamente las aguas de MO, NO y ES (secas y lluvias), VJ, RS, LP, LC y EE (secas) y CS, UP, CY, PC, GC y GT (lluvias) se considerarían aceptadas, pues cuentan con la concentración requerida. Por otra parte, la concentración mínima requerida para el magnesio es de 32 mg/L, por lo que la mayoría de las aguas se consideran como aceptadas, solamente las aguas de CC, HZ, CH, GL, RC y RP (secas y lluvias), TR y CS (secas) y DC, IP y CY (lluvias) quedarían descartadas, pues presentan una concentración menor a la mencionada anteriormente. En el caso del azufre, la mayoría de las aguas están descartadas, ya que al realizar la conversión de sulfatos a azufre, la concentración de las distintas aguas está por debajo de la concentración mínima requerida de azufre, que es de 43 mg/L, solamente las

aguas de RS (secas y lluvias), MO, UT, LC, UP, y CY (lluvias) se considerarían aceptadas. En cuanto al manganeso, la mayoría de las aguas tienen la concentración mínima requerida, que es de 0.5 mg/L, únicamente las aguas de HZ, CN, ES (secas y lluvias), VJ, CH, LP y LC (secas) y GC (lluvias) quedarían descartadas. Respecto al cobre, casi todas las aguas se consideran aceptadas, únicamente las aguas de GL y RP (lluvias) quedarían descartadas, pues presentan una concentración mayor a la mencionada anteriormente. Por otra parte, la concentración mínima requerida para el zinc es de 0.1 mg/L, por lo que algunas aguas quedan descartadas y otras se consideran aceptadas; siendo las aceptadas las aguas de: IP y FM (secas y lluvias), CH, SJ, MO, UT y RS (secas) y CC, HZ, NO, EE, ES, ER, UP, CY y PC (lluvias).

Con base en la solución nutritiva propuesta por Samperio-Ruiz (1999) y a los requerimientos esenciales que requieren las plantas, ninguna agua podría utilizarse sin alterar su composición química, ya que todas presentan deficiencia en uno u otro elemento, por lo que sería necesaria la adición de fertilizantes o sales que incrementen la concentración de los elementos que presentan una concentración inferior a la requerida por las plantas.

Tabla 35. Composición de una solución nutritiva donde se muestra la concentración de los elementos esenciales (mg/L) requeridos por las plantas en general (Samperio-Ruiz, 1999).

<b>Elemento</b>	<b>Concentración óptima</b>	<b>(mg/L)</b>
N	183	
P	46	
K	121	
Ca	140	
Mg	32	
S	43	
Mn	0.5	
Cu	0.05	
Zn	0.1	

## 10. CONCLUSIONES

Con base a los resultados obtenidos de las variables fisicoquímicas, iones mayoritarios, nutrientes y oligoelementos analizados, se puede concluir que algunas aguas se consideran adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*) mientras que otras no. A continuación se presenta una conclusión sobre cada parámetro:

1.- En el caso de la temperatura, todas las aguas presentaron temperaturas adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón, pues se tuvo un intervalo que va desde 24.2°C hasta 34.9°C. Con excepción de LC en temporada de lluvias, la cual tuvo un valor mayor al recomendado.

2.- En lo que respecta al pH, todas las aguas tuvieron un intervalo óptimo para el cultivo de camarón, el cual va de 6.0 a 9.0, por lo que el pH no representó un problema y ningún agua queda descartada en cuanto a esta variable.

3.- Para el oxígeno disuelto, el cual se determinó solamente en temporada de secas, las aguas de CC, CH, RS, LP, NO, ER, HZ y LC quedarían descartadas, pues tienen una concentración menor a 4 mg/L, que es uno de los criterios más aceptados para el cultivo de camarón. Sin embargo, este parámetro es factible de resolver al suplementar aireación.

4.- En cuanto a los TDS, dado que el camarón es una especie que requiere un mínimo de salinidad de 0.5 g/L, las aguas por debajo de dicho valor quedaron descartadas, tal fue el caso de HZ, CH, GL, CN, RC, DC, ER e IP en ambas temporadas y de RS y LP en temporada de lluvias.

5.- La concentración de cloruros en las aguas estudiadas fue en su mayoría baja y presentó una deficiencia de cloruros con respecto al agua de mar diluida teóricamente a la misma salinidad de la muestra. La excepción fue VJ, la cual tuvo un exceso de cloruros.

6.- La alcalinidad total (mg/L como CaCO<sub>3</sub>) no representó un problema, ya que todas las aguas se encontraron por arriba del valor mínimo recomendado para llevar a cabo el cultivo de camarón, el cual es de 75 mg/L (como CaCO<sub>3</sub>).

7.- En el caso del calcio, sin excepción, todas las aguas presentaron un exceso de dicho elemento, tanto las aguas superficiales como las de pozo; ello con respecto a la concentración teórica que se esperaría tener en agua de mar diluida a la misma salinidad de cada una de las muestras.

8.- En lo que respecta al magnesio las aguas de CC en ambas temporadas, TR, CS, UT, FM, LP, ES y NO en secas y CY, DC, GL, RC y PC en lluvias presentaron deficiencia, por lo que sería necesario suplementar alguna sal enriquecida en magnesio para resolver la deficiencia de dicho elemento, dada la gran importancia que tiene para el cultivo de camarón este elemento.

9.- La concentración de sodio al igual que la de cloruros fue baja, debido a que al tratarse de aguas de pozo, estas contienen una menor concentración que el agua de mar, por lo que se presentó una deficiencia de sodio en la mayoría de las aguas.

10.- En cuanto al potasio, las aguas de ES, CC e IP en ambas temporadas y las de RS, DC, RC y LP en lluvias presentaron un exceso de dicho elemento y las de NO, UT y CS en ambas temporadas, MO, RS, SJ, EE, FM y LP en secas y CY y PC en lluvias presentaron deficiencia respecto a la concentración que se esperaría tener utilizando agua de mar diluida a la misma salinidad que la muestra, por lo que es necesario agregar alguna sal rica en potasio para elevar la concentración de las aguas deficientes de este elemento.

11.- A pesar de que los sulfatos no son tan importantes como otros iones, participan en el desarrollo adecuado del camarón y por esto se determinó su concentración, siendo esta menor en la mayoría de las aguas que su equivalente en el agua de mar diluida a la misma salinidad de la muestra.

12.- Respecto a las proporciones de los iones, ningún agua cumplió con los valores establecidos, solo unas pocas se acercaron o asemejaron a las proporciones recomendadas. Tal fue el caso de TR, CC, CH, MO, RS, CN, FM en secas y de CS y EE en lluvias para el caso de la proporción  $\text{Na}^+/\text{K}^+$ , que es de 27:1. En el caso de  $\text{Ca}^{2+}/\text{K}^+$ , que guarda una relación de 1:1, el agua que se acercó fue CC en secas y lluvias. Por otra parte, en cuanto a la proporción  $\text{Mg}^{2+}/\text{Ca}^{2+}$ , todas estuvieron muy

alejadas respecto a la proporción 3:1, tanto en secas como en lluvias. Mientras que la proporción monovalente:divalente, que es de 75:25, ésta se asemejó en las aguas de: VJ, SJ, NO y FM en secas y en UT y FM en lluvias.

13.- En la parte de nutrientes, los nitritos, los cuales son uno de los compuestos más tóxicos para el camarón, las aguas de UT en lluvias y de ES en ambas temporadas quedan descartadas, pues superaron el valor recomendado (1 mg/L) para prevenir alteraciones en el metabolismo del camarón.

14.- Los nitratos son los compuestos nitrogenados inorgánicos menos tóxicos, sin embargo, se ha registrado que debe mantenerse una concentración menor a 60 mg/L para evitar cualquier alteración en el camarón. Tomando en cuenta esto las aguas de EE y ES en secas quedarían descartadas.

15.- En el agua, el amonio está comprendido de una forma no ionizada ( $\text{NH}_3$ ) y otra ionizada ( $\text{NH}_4^+$ ), siendo su forma no ionizada ( $\text{NH}_3$ ) sumamente tóxica para el camarón. En este estudio el amonio no representó un problema ya que todas las aguas tuvieron una concentración menor al nivel recomendado por diversos autores, que es de 1.2 mg/L para evitar daños en el camarón.

16.- En el caso de fosfatos y silicatos no se han registrado efectos tóxicos, estos sólo representan un problema para el camarón cuando alcanzan niveles que favorecen el crecimiento de cianobacterias, por lo que se debe mantener una concentración < 0.2 mg/L para fosfatos y < 20 mg/L para silicatos.

17.- En cuanto al cobre, que es un oligoelemento esencial, casi todas las aguas estuvieron por debajo del valor recomendado (25  $\mu\text{g/L}$ ) para evitar daños en el metabolismo del camarón. Solamente GL en lluvias y RP en ambas temporadas superaron dicho nivel.

18.- El zinc, al igual que cobre es un elemento esencial. Sin embargo, en este estudio la mayoría de las aguas presentaron una concentración mayor al nivel recomendado (50  $\mu\text{g/L}$ ). Las excepciones fueron las aguas de FM en secas y lluvias, CH, SJ, MO, UT, RS, IP en secas y CC, HZ, NO, EE, ES, ER, UP, CY y PC en lluvias.

19.- La concentración de manganeso en la mayoría de las aguas fue menor al valor recomendado (1000 µg/L), únicamente el agua de CN en ambas temporadas superó dicho nivel.

20.- El cadmio, por su parte, al ser un elemento no esencial, tuvo una concentración menor al nivel recomendado (5 µg/L), lo cual es favorable pues es sumamente tóxico para el camarón.

21.- A pesar de que las diferencias entre épocas de secas y lluvias fueron mínimas, al realizar los pruebas estadísticas correspondientes se observó que si existieron diferencias significativas entre ambas temporadas ( $p < 0.05$ ) para el potasio, el sodio y el cobre, observándose la mayor concentración en lluvias para potasio y cobre, y en secas para el caso del sodio.

22.- Al comparar entre aguas subterráneas y superficiales durante la época de secas no se observaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) para ningún parámetro, pero en lluvias si se encontraron diferencias significativas entre los dos tipos de agua ( $p < 0.05$ ) para el amonio, silicatos y zinc; encontrándose los mayores niveles en aguas superficiales para amonio y zinc, y en aguas subterráneas para el caso de silicatos.

23.- Durante la época de secas, al comparar por regiones si se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) para la temperatura, entre la región norte y centro de Sinaloa. En la temporada de lluvias, también se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) para la temperatura, entre la región norte y centro de Sinaloa. Asimismo, se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) para los sulfatos entre la región norte de Sinaloa y las muestras foráneas (Chihuahua y Colima).

24.- Tomando en cuenta todos los parámetros mencionados anteriormente, se puede concluir que ningún agua cumple estrictamente con los valores óptimos para las 20 variables estudiadas, ya que a pesar de que contienen una concentración óptima para algunas variables en otras presentan exceso o deficiencia. Debido a esto, ningún agua puede utilizarse sin modificar sus características físicas o químicas, ya

que para la mayoría tendrían que controlarse las variables fisicoquímicas, así como agregar sales para suplementar la deficiencia de iones como el potasio y el magnesio.

25.- Se propone un esquema general para aceptar o rechazar un agua para el cultivo de camarón blanco con base a su composición química. Dicho esquema comprende los principales parámetros para que el cultivo de camarón tenga éxito en aguas de baja salinidad y son: TDS, pH, potasio, magnesio, alcalinidad total, nitritos, amonio, cobre, manganeso, zinc y cadmio. Con base a dicho esquema se concluyó que las mejores aguas fueron: FM en secas y lluvias, MO en secas y NO y UP en lluvias.

26.- A partir de asignar un puntaje convencional del 0 al 10 se realizó una categorización para considerar un agua como no aceptable, aceptable, adecuada u óptima, con base al puntaje total que se obtuvo a partir de la suma de las distintas variables. Con base a esto, las aguas de FM en secas y lluvias, MO en secas y NO y UP en lluvias se consideran como adecuadas para llevar a cabo el cultivo de camarón blanco (*L. vannamei*).

## 11. BIBLIOGRAFÍA

- Abu-Hena, M.K., Idris, M.H., Wong, S.K. 2012. Chemical composition of water from tiger shrimp *Penaeus monodon* culture ponds at Malacca, Malaysia. *Int. J. Agric. Biol.* 14: 395-400
- Associação Brasileira de Criadores de Camarão (ABCC), 2005. Programa de biosegurança para fazendas de camarão marinho, 1ª. ed. Recife, p. 63p.
- Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos. 1976. Criterio de calidad del agua. Agencia de Protección del Medio Ambiente. Washington, D.C. USA.
- Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos. EPA. 2009. Criterio nacional recomendado de calidad del agua.
- Allan, E.L., Froneman, P.W., Hodgson, A.N., 2006. Effects of temperature and salinity on the standard metabolic rate (SMR) of the caridean shrimp *Palaemon peringueyi*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 337, 103–108.
- Alsop, D.H., McGeer, J.C., McDonald, D.G., Wood, C.M. 1999. Costs of chronic waterborne zinc exposure and the consequences of zinc acclimation on the gill/zinc interactions of rainbow trout in hard and soft water. *Environ. Toxicol. Chem.* 18(5): 1014-1025.
- Allsopp, M., Johnston, P., Santillo, D. 2008. La industria acuícola y de engorde: Un reto de sostenibilidad. Greenpeace Intenacional. Amsterdam, The Netherlands. 24 pp.

- Alves, C.S., Mello, G.L. 2007. Manual para o Monitoramento Hidrobiológico em Fazendas de Cultivo de Camarão. Recife, Pernambuco.
- Araneda, M., Pérez, E.P., Gasca-Leyva, E. 2008. White shrimp *Penaeus vannamei* culture in freshwater at three densities: Condition state based on length and weight. *Aquaculture* 283 (2008) 13–18.
- Arellano, E. 1993. Guías técnicas en el cultivo de larvas de Camarón. En: Calderón 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, F. 1987. Manual para el análisis de aguas naturales, en el campo y en el laboratorio. Instituto de Geofísica. UNAM.
- Armstrong, D.A., Chippendale, D., Knight, A.W., Colt, J.E. 1978. Interaction of ionized and unionized ammonia on short-term survival and growth of prawn larvae, *Macrobrachium rosenbergii* In: Chen et al. 1990. Toxicities of ammonia and nitrites to *Penaeus monodon* adolescents. *Aquaculture*. 89: 127-137.
- Atwood, H.L., Young, S.P., Tomasso, J.R., Browdy, C.L., 2003. Survival and growth of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* postlarvae in low-salinity and mixed salt environments. *J. World Aquac. Soc.* 34, 518–523.
- Balbi, F., Rosas, J., Velásquez, A., Cabrera, T., Maneiro, C. 2005. Aclimatación de postlarvas de diferentes edades y criaderos del camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) a baja salinidad. *Rev. Biol. Mar. Oceanogr.* 40, 109–115.
- Baradas, M. W. 1994. Crop requirements of tropical crops. In: Handbook of Agricultural Meteorology. Griffiths, J. F. (ed.). Oxford Univ. Press. New York, USA. pp: 189-202.
- Bett, C., Vinatea, L. 2009. Combined effect of body weight, temperature and salinity on shrimp *Litopenaeus vannamei* oxygen consumption rate. *Brazilian Journal of Oceanography* 57: 305-314.
- Bodar, C., Zee, A., Voogt, P., Wynne, H., Zandee, D. 1988. Toxicity of heavy metals to early life stages of *Daphnia magna*. *Ecotoxicology and Environmental Safety*. 17: 333-338.
- Borgmann, U. 1983. Metal speciation and toxicity of free metal ions to aquatic biota. In: Nriagu, J.O., ed. *Aquatic toxicology*, New York, Chichester, John Wiley & Sons, pp. 47-72. En: IPCS (International Programme on Chemical Safety). 1992. *Environmental Health Criteria* 134. Cadmium. World Health Organization. Geneva.
- Boyd, C.E. 1989. *Water Quality Management and Aeration in Shrimp Farming*. Fisheries and Allied Aquacultures Departmental Series No. 2, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama. 70 p.
- Boyd, C. 1990. *Water quality in ponds soil analyses for aquaculture*. Auburn, AL: Auburn University/Alabama Agricultural Experiment Station.
- Boyd, C.E., Fast, A.W. 1992. Chapter 23. Pond monitoring and management. In: Fast, A.W. y Lester, L.J. (Eds.). *Marine shrimp culture: Principles and practices*. Elsevier Science Publishers, B.V., Amsterdam. p. 497-513

- Boyd, C.E., Tucker, C.S. 1998. Pond aquaculture water quality management. Boston: Kluwer.
- Boyd, C.E. 2000. Water Quality: An Introduction. Kluwer Academic Publishers, Boston, MA, USA.
- Boyd, C., Thunjai, T., Boonyaratpalin, M. 2002. Dissolved salts in water for inland low-salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate* 5 (3): 40 - 45.
- Boyd, C.E., Thunjai, T. 2003. Concentrations of major ions in waters of inland shrimp farms in China, Ecuador, Thailand, and the United States. *J. World Aquac. Soc.* 34, 524–532.
- Boyd, C.E. 2002. Standardize terminology for low-salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate* 7(1), 58-59.
- Boyd, C.E. 2009. Trace metals toxic at high concentrations. *The Global Aquaculture Advocate* 12 (4), 24-26.
- Boyd, C.A., Chaney, P.L., Boyd, C.E., Rouse, D.B. 2009. Distribution of ground water suitable for use in saline-water aquaculture in central and west-central Alabama. *Journal of Applied Aquaculture* 21: 228–240.
- Bray, W.A., Lawrence, A.L., Leung-Trujillo, J.R. 1994. The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on the interaction of IHHN virus and salinity. *Aquaculture* 122, 133–146.
- Bronlow, A.H. 1979. *Geochemistry*. Prentice Hall, Englewood Cliffs. 479 p.
- Bryan, G.W. 1976. Some aspects of heavy metal tolerance in aquatic organisms. P. 7-34. In: *Effects of Pollutants on Aquatic Organisms*. Lockwood, A.P.M. Ed. London: Cambridge University, Press, 193 p.
- Cabrera, T. 2001. Cultivo semi-intensivo del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*: caso granja Aquatec. Trabajo de Ascenso para Profesor Titular. Escuela de Ciencias Aplicadas del Mar, Universidad de Oriente, Boca del Río, Venezuela, 443 pp.
- Cachafeiro, M.C. 1984. *La Trucha. Cría Industrial*. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, España. 238 p.
- Carbajal, J., Sánchez, L., Progrebnyak, O. 2011. Assessment and prediction of the water quality in shrimp culture using signal processing techniques. Springer. *Aquaculture International*.
- Castille, F.L., Lawrence, A.L. 1981. The effect of salinity on the osmotic, sodium and chloride concentrations in the hemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Penaeus*. *Comparative Biochemistry and Physiology* 68, 75-80.
- CESASIN, 2010. Producción de camarón en México. *Industria Acuicola* 6 (3): 35.
- Chávez, J. 2008. Parámetros químicos usados en acuicultura. Sociedad Latinoamericana de Acuicultura (SLA).
- Chen, J.C., Chin, T.S. 1989. Effect of ammonia at different pH levels on *Penaeus monodon* postlarve. *Asian Fisheries Science*, 2: 233-238.

- Chen, J.C., Liu, P.C., Lei, S.C. 1990. Toxicity of ammonia and nitrite to *Penaeus monodon* adolescents. *Aquaculture*, 89: 127-137.
- Chen, J.C., Nan, F.H. 1993. Changes of oxygen consumption and ammonia-N excretion by *Penaeus chinensis* Osbeck at different temperature and salinity levels. *Journal of Crustacean Biology* 13: 706-712.
- Chen, J.C., Chen, S.F. 1996. Changes of osmotic and electrolyte concentrations in the haemolymph of *Penaeus japonicus* exposed to ambient ammonia. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 114C: 35-38.
- Cheng, W., Liu, C.H., Hsu, J.P., Chen, J.C. 2002. Effect of hypoxia on the immune response of giant freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* and its susceptibility to pathogen *Enterococcus*. *Fish Shellfish Immunol.* 13, 351–365.
- Cheng, W., Wang, L.U., Chen, J.C. 2005. Effect of water temperature on the immune response of white shrimp *Litopenaeus vannamei* to *Vibrio alginolyticus*. *Aquaculture* 250, 592–601.
- Chien, Y. 1992. Water quality requirements and management for marine shrimp culture. *Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming*. USA: World Aquaculture Society (pp. 144–156).
- Civera, R. 1993. Requerimientos minerales de los crustáceos. In: *Memorias del Primer Simposium Internacional de Nutrición y Tecnología de Alimentos para Acuicultura*. Cruz-Suárez, L.E., Ricque-Marie, D. Mendoza-Alfaro, R. (Eds.) Monterrey, Nuevo León. Universidad Autónoma de Nuevo León. Pp. 107-121.
- Clesceri, L.S., Greenberg, A.E., Eaton, A.D. 1998. Standard methods for the examination of water and wastewater. Joint Editorial Board. 17th Edition. Pp. 2-30, 4-67.
- Cole, D. 1983. Chemical and isotopic investigation of warm springs associated with normal faults in Utah. *Journal of Volcanology and Geothermal Research*. Pp. 65-98
- Collins, A., Russell, B., Walls, 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 p.
- Colt, J.E., Armstrong, D.A. 1981. Nitrogen toxicity to crustaceans, fish and molluscs. *Proceedings of the Bio-Engineering Symposium for the Fish Culture*. Fish Culture Section of the American Fisheries Society (FCS Publ. 1): 34-47.
- Comité de sanidad acuícola de Sinaloa. 2012. Sinaloa líder de producción de camarón de cultivo en México. *Industria acuícola* 8 (5): 16-22.
- Cripe, M. 1994. Comparative acute toxicities of several pesticides and metals to *Mysidopsis Bahía* and postlarval *Penaeus duorarum*. *Environmental Toxicology and Chemistry*. Vol. 13, N 11: 1867-1872.
- Curie, D.J. 1999. Acuicultura. Una oportunidad para beneficiar a la humanidad. Presentación plenaria taller de trabajo: Acuicultura sustentable y comercio. Lima, Perú. 9-11 p.
- Cuvin-Aralar, M.L.A., Lazartigue, A.G., Aralar, E.V. 2009. Cage culture of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) at different stocking densities in a shallow eutrophic lake. *Aquaculture Research* 40: 181–187.

- Dall, W., Hill, B.J., Rothlisberg, P.C., Sharples, D.J. 1990. Moulting and Growth in: Blaxter, J.M.S. y Southward, A.J. (Eds.) *The Biology of Penaeidae*. Advances in Marine Biology, Vol. 27. Academic Press. London. p. 213-250.
- Dallinger, R., Rainbow, P. 1993. *Ecotoxicology of metals in invertebrates*. Lewis. SETAC, Florida, 461pp.
- Davis, A.D., Lawrence, A.L., Gatlin III, D.M. 1993. Response of *Penaeus vannamei* to dietary calcium, phosphorus and calcium: Phosphorus ratio. *Journal of the World Aquaculture Society* 24, 504-515.
- Davis, D.A., Gatlin, D.M.. 1996. Dietary mineral requirements of fish and marine crustaceans. *Reviews in Fisheries Science* 4(1):75-99.
- Davis, D.A., Saoud, I.P., McGraw, W.J., Rouse, D.B. 2002. Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared in inland low salinity waters. 1Department of Fisheries and Allied Aquacultures Swingle Hall 203, Auburn University.
- Davis, D.A., Boyd, C.E., Rouse, D.B. 2005. Effects of potassium, magnesium and age on growth and survival of *Litopenaeus vannamei* post-larve reared in inland low salinity well water in West Alabama. *Journal of the World Aquaculture Society* 36(3), 416-419.
- 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.
- De Dicco, R. 2010. La salinidad de los océanos y el cambio climático. Centro Latinoamericano de Investigaciones Científicas y Técnicas.
- Eisler, R. 1985. Cadmium hazards to fish, wildlife and invertebrates: A synoptic review, Washington, DC, U.S. Department of the Interior, Fish and Wildlife Service (Biological Report No. 85).
- FAO, 1999. Papers presented at the Bangkok FAO technical consultation on policies for sustainable shrimp culture. Bangkok, Thailand, 8-11 December 1997. FAO Fisheries Report No. 572, Supplement, Rome. 266 p.
- FAO, 2003. Overview of fish production, utilization, consumption and trade based on 2001 data, p. 3. FAO, Fisheries Information, Data and Statistics Unit, Rome.
- FAO, 2006. Cultured Aquatic Species Information Programme. CASIP. *Penaeus vannamei*. (Boone, 1931). FAO Fisheries and Aquaculture Department.
- FAO, 2009. *The State of World Fisheries and Aquaculture*. FAO Fisheries and Aquaculture Department. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome, 2009.
- FAO, 2010. *SOFIA. The State of World Fisheries and Aquaculture*. FAO Fisheries and Aquaculture Department. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome, 2010.
- Fast, A.W., Lester, L.J. 1992. *Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. Elsevier, Amsterdam. 862 p.

- Fernado, C.H., Halwart, M. 2000. Possibilities for the integration of fish farming into irrigation systems. *Fisheries Management and Ecology* 7(1-2), 45-54.
- Ferraris, R. P., Parado-Esteba, F. D., Ladja, J. M., de Jesus, E. G. 1986. Effect of salinity on osmotic, chloride, total protein and calcium concentrations in the hemolymph of the prawn *Penaeus monodon* (Fabricius). *Comparative Biochemistry and Physiology* 83A:701-708.
- Ferreira, N.C., Bonetti, C., Seiffert, W.Q. 2011. Hydrological and water quality indices as management tools in marine shrimp culture. *Aquaculture* 318, 425–433.
- Fielder, D. B., Bardsley, W.J., Allan, G.L. 2001. Survival and growth of Australian snapper, *Pagrus auratus*, in saline ground water from inland New South Wales, Australia. *Aquaculture* 201:73–90
- Fifield, F.W., Haines, P.J. 2000. *Environmental Analytical Chemistry*. 2a ed. Londres, Blackwell Science.
- Flaherty, M., Vandergeest, P. 1998. Low-Salt Shrimp Aquaculture in Thailand: Goodbye Coastline, Hello Khon Kaen. *Environmental Management* Vol. 22, No. 6, pp. 817–830
- Flaherty, M., Szuzter, B., Miller, P. 2000. Low salinity inland shrimp farming in Thailand. *Ambio* Vol. 29, No. 3. pp 174-179.
- Flik, G., Van de Winkel, J.G.J. Part, P., Wendelaar Bonga, S.E., Lock, R.A.C. 1987. Calmodulin mediated cadmium inhibition of phosphodiesterase activity. *Arch. Toxicol.* 59: 352-359. En: IPCS (International Programme on Chemical Safety). 1992. *Environmental Health Criteria* 134. Cadmium. World Health Organization. Geneva.
- Forster, R.P., Goldstein, L. 1969. Formation of excretory products. *In: Hoar, W. y Randall, R.* (Eds.). *Fish Physiology*. Vol.1. Academic Press, New York. p. 313-350.
- Frias-Espéricueta, M.G., Harfush-Melendez, M., Osuna-Lopez, J.I., Páez-Osuna, F. 1999. Acute toxicity of ammonia to juvenile shrimp *Penaeus vannamei* Boone. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 62: 646-652.
- Frias-Espéricueta, M.G., Harfush-Melendez, M., Osuna-Lopez, J.I., Páez-Osuna, F. 2000. Effects of ammonia on mortality and feeding of postlarve shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 65: 98-103.
- Frías-Espéricueta, M.G., Páez-Osuna, F. 2001. Toxicidad de los compuestos del Nitrógeno en camarones. *Camaronicultura y Medio Ambiente*. El Colegio de Sinaloa, UNAM, México. 270 pp.
- Fromm, P.O., Guillete, J.R. 1968. Effect of ambient ammonia on blood ammonia and nitrogen excretion of rainbow trout (*Salmo gairdnerii*). *Comparative Biochemistry and Physiology*, 26: 887-896.
- Fuentes, F., Massol, A. 2002. *Manual de Laboratorios: Ecología de Microorganismos*. Puerto Rico: Impresos RUM; 2002.
- Gallagher, D.L., Johnston, K.M., Dietrich, A.M. 2001. Fate and transport of copper-based crop protectants in plasticulture runoff and the impact of sedimentation as a best management practice. *Water Research* 35(12), 2984-2994.

- García, R.M., García, M.M., Cañas, P.R. 1994. Nitratos, Nitritos y compuestos de N-nitroso. Centro panamericano de Ecología Humana y Salud. Organización Panamericana de la salud. Organización Mundial de la Salud. Serie Vigilancia 13. pp. 19-27.
- Giffard-Mena, I., Martínez-Zabatdeny, L.C. 2003. Desarrollo del cultivo de camarón "tierra adentro" en el Valle de Mexicali, Baja California, México. *Panorama Acuicola*, 8 (5): 14-16.
- Gislerod, H.R., Kempton, R.J. 1983. The oxygen content of flowing nutrient solutions used for cucumber and tomato culture. *Scientia Horticulturae* 20, 23-33.
- Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Krembling, K. 1990. *Methods of Seawater Analysis*. Edit. Verlag Chemie, 419 pp.
- Green, B.W. 2008. Stocking strategies for production of *Litopenaeus vannamei* (Boone) in amended freshwater in inland ponds. *Aquacul. Res.* 39, 10-17.
- Greenfield, L.J., Kalber, F.A. 1954. Inorganic phosphate measurement in sea-waters. *Bull. mar. Sci. Gulf Caib.*, Vol. 4, p.323
- Greenwood, J., Fielder, D. 1982. Acute toxicity of zinc and cadmium to zoeae of three species of Portunid crabs (Crustacea Brachyura). *Comparative Biochemistry and Physiology*. Vol 75C. N° 1pp. 141-144.
- Gross, A., Abutbul, S., Zilberg, D. 2004. Acute and chronic effect of nitrite on white shrimp *Litopenaeus vannamei*, cultured in low salinity brackish water. *Journal of the World Aquaculture Society*. 35: 315-321.
- Guan, Y., Yu, Z., Li, C. 2003. The effects of temperature on white spot syndrome infections in *Marsupenaeus japonicus*. *J. Invertebr. Pathol.* 83, 257-260.
- Guharharkurta, H., Kaviraj, A. 2000. Heavy metal concentration in water, sediment, shrimp (*Penaeus monodon*) and mullet (*Liza parsia*) in some brackish water ponds of Sunderban, India. *Marine Pollution Bulletin* 40(11), 914-920.
- Guija, B., Finger-Stich, A. 1995. "Shrimp Aquaculture: Inefficient natural resource uses and social conflicts in tropical coastal areas of Asia." *Environment*, 38 (7): 12 – 15.
- Hall, L.W., Anderson, R.D. 1999. A deterministic ecological risk assessment for copper in European saltwater environments. *Marine Pollution Bulletin*. 38(3), 207-218.
- Harris, R., Santos, M. 2000. Heavy metal contamination and physiological variability in the Brazilian mangrove crabs *Ucides cordatus* and *Callinectes danae* (Crustacea: Decapoda). *Marine Biology* 137: 691-703.
- Hass, E.V., Hoffman, G.J. 1977. Crop salt tolerance-current assessment. *Journal of the Irrigation and Drainage Division. A.S.C.E.* Vol. 103. n. IR2, Proc. Paper 12993, 115-134
- Hem, J.D. 1970. Study and interpretation of the chemical characteristics of natural water. *Inded. Geological survey water-supply paper 1473*. United States Government Printing Office, Washington. 363 p.
- Hem. J.D. 1989. Study and interpretation of the chemical characteristics of natural water. 3d. ed. U.S. Geological Survey Water-Supply Paper. 254-263 p.

- Hirono, Y. 1992. Current practices of water quality management in shrimp farming and their limitations. Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming. USA: World Aquaculture Society.
- Hogstrand, C., Reid, S.D., Wood, C.M. 1995.  $\text{Ca}^{2+}$  versus  $\text{Zn}^{2+}$  transport in the gills of freshwater rainbow trout and the cost of adaptation to waterborne  $\text{Zn}^{2+}$ . J. Exp. Biol. 198: 337-348.
- INEGI. 1993. Estudio Hidrológico del Estado de Sonora. Aguascalientes, México, INEGI, 87 pp. (In Spanish).
- Ingram, B.A., Gooley, G.J., Mckinnon, L.J. 2000. Aquaculture-agriculture systems integration: an Australian prospective. Fisheries Management and Ecology, 7: 33-43.
- Jaime-Ceballos, B., Cabrera-Machado, J. E., Vega-Villasante, F. 2012. Cultivo tierra adentro de camarón marino *Litopenaeus vannamei*: evaluación del agua de dos granjas acuícolas en Cuba. Revista electrónica de Veterinaria. Volumen 13 N° 6.
- Jiménez, M. 2008. Desarrollo de métodos analíticos para especiación de mercurio y su aplicación a la comarca de Almadén. Tesis doctoral.
- Jory, D. 2002. Inland shrimp culture with zero water exchange ponds. Aquaculture Magazine 28 (5): 74 -77.
- Jory, E. D. 2003. Status and issues in inland shrimp farming. Aquaculture Magazine, May-June, 51-55.
- Klontz, W.G. 1991. Fish for the future: Concepts and methods of intensive aquaculture. Text number five, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences, University of Idaho. 120 p.
- Kormanik, G.A., Cameron, J.N. 1981. Ammonia excretion in animals that breath water: A review. Marine Biology Letters, 2: 11-23.
- La Fuente, A., Mouteira, R.C. 1999. "Cadmium Toxicity to Rainbow Trout Hepatocytes". Revista AET. Vol. 16, núm. 1, pp. 12-16
- Lavolpe M. 2002. Efectos del Zinc sobre la embriogénesis y la eclosión larval de *C. granulata* (Decápoda Brachyura). Tesis de investigación para optar al título de Licenciado en Ciencias Biológicas. 1-62.
- Lee, D., Wickins, J. 1997. Cultivo de crustáceos. Acribia, S.A. Zaragoza-España. 449 pp.
- Le Moullac, G., Soyey, C., Saulnier, D., Ansquer, D., Avarre, C.J., Levy, P. 1998. Effect of hypoxic stress on the immune response and the resistance to vibriosis of the shrimp *Penaeus stylirostris*. Fish Shellfish Immunol. 8, 621–629.
- Le Moullac, G., Haffner, P. 2000. Environmental factors affecting immune responses in Crustacea. Aquaculture 191, 121–131.
- Limsuwan, C. 2005. Cultivo intensivo de camarón blanco. Boletín Nicovita, Edición Octubre-Diciembre, 2005.

- Lin, Y., Chen, J. 2001. Acute toxicity of ammonia on *Litopenaeus vannamei* Boone juveniles at different salinity levels. *Journal of Experimental of Marine Biology and Ecology*. 259: 109-119.
- Lin, Y., Chen, J., 2003. Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture* 224, 193–201.
- Lloyd, R., Orr, L.D. 1969. The diuretic response by rainbow trout to sublethal concentrations of ammonia. *Water Research*, 3: 335-344.
- López, M. 2004. Tecnologías de producción de cultivo de frijol. Gobierno del Estado de México.
- Lucu, C., Towle, D.E. 2003. Na<sup>+</sup>-K<sup>+</sup>-ATPase in gills of aquatic crustacea. *Comparative Biochemistry and Physiology* 135A: 195–214
- Mac Rae, T., Pandey, A.1991. Effects of metals on early life stages of the brine shrimp, *Artemia*: a developmental toxicity assay. *Archives of Environmental Toxicology* 20:247-252.
- Manahan, S.E. 1994. *Environmental Chemistry*. 6a. ed. Boca Ratón, Lewis Publishers.
- Mantoura, R.F.C., Dickson, A., Riley, J.F. 1978. The complexation of metals with humic substances in natural waters. *Estuarine Coastal Mar. Sci.* 6: 387-408. En: CCME (Canadian Council of Ministers of the Environment). December 1996. Canadian Water Quality Guidelines.
- Mariscal-Lagarda, M. 2011. Cultivo simultáneo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) y cultivo hidropónico de tomate (*Lycopersicon esculentum*) utilizando agua de pozo de baja salinidad y tasa de recambio cero: desarrollo, manejo y evaluación. Tesis Doctoral, Posgrado en Biotecnología, Universidad de Occidente (en revisión).
- Mariscal-Lagarda, M.M., Páez-Osuna, F., Esquer-Méndez, J.L., Guerrero-Monroy, I., Romo, A., Félix-Gastelum, R. 2012. Integrated culture of white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) with low salinity groundwater: management and production. *Aquaculture*.
- Martín, M., Osborn, K., Billig, P., Glickstein, N. 1981. Toxicities of ten metals to *Crassostrea gigas* and *Mytilus edulis* embryos and *Cancer magister* larvae. *Marine Pollution Bulletin*, Vol 2: 305-308.
- Martin, J. M., Windom, H. L. 1991 Present and future roles of ocean margins in regulating marine biogeochemical cycles of trace elements. In *Ocean Margin Processes in Global Change*, (Mantoura, R. F. C., Martin, J. M. & Wollast, R., eds). John Wiley & Sons Ltd, pp. 45–67.
- Martínez, L. 1994. Cultivo de Camarones Pendidos, Principios y Prácticas. Ed. AGT Editor S.A.
- 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 (3): 181-196.

- Masser, M.P., Rackocy, J., Losordo, T.M. 1999. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: Management of Recirculating Systems, p: 12. Southern Regional Aquaculture Center, Publication no. 452.
- McGraw, W., Scarpa, J. 2002. Determining ion concentrations for *Litopenaeus vannamei* culture in freshwater. *Global Aquaculture Advocate* 5 (3): 36.
- McGraw, W. J., Davis, D.A., Teichert-Coddington, D., Rouse, D.B. 2002. Acclimation of *Litopenaeus vannamei* postlarve to low salinity: Influence of age, salinity endpoint, and rate of salinity reduction. *Journal of the World Aquaculture Society* 33(1), 78-84.
- McGraw, W.J., Scarpa, J. 2003. Minimum environmental potassium for survival of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) in freshwater. *J. Shellfish Res.* 22, 263– 267.
- 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 (2), 147-156.
- Mc Kenney, C., Neff, J. 1979. Individual effects and interactions of salinity, temperature, and zinc on larval developmental duration Through Metamorphosis. *Marine Biology* 52: 177-188.
- McNevin, A.A., Boyd, C.E., Silanpajarn, O., Silanpajarn, K. 2004. Ionic supplementation of pond waters for inland culture of marine shrimp. *Journal of the World Aquaculture Society* 35(4), 460-467.
- Menz, A., Blake, B.F. 1980. Experiments on the growth of *Penaeus vannamei* Boone. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 48: 99–111.
- Millero, F.J. 1996. *Chemical Oceanography*. Second Edition. CRC Press. Boca Raton. 469 p.
- Mills, W.B., Porcella, D.B., Unga, M.J., Gherini, S.A., Summers, K.V., Haith, D.A. 1985. *Water Quality Assessment: A Screening Procedure for Toxic and Conventional Pollutants in Surface and Ground Water*. EPA/600/6-85/002 a. U.S. Environmental Protection Agency.
- Miranda, F.R., Lima, R.N., Crisóstomo, L.A., Santana, M.G.S. 2008. Reuse of inland low-salinity shrimp farm effluent for melon irrigation. *Aquacult. Eng.* 39, 1-5.
- Miranda, I., Valles, J.L., Sánchez, R., Álvarez, Z. 2010. Cultivo del camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) en agua dulce. Centro de Investigaciones Marinas. Departamento de Producción Animal, Programa de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional Experimental Francisco de Miranda. Coro, Venezuela.
- Miranda, F.R., Cavalcante, R.R.R., Ribeiro, E.M., Lima, R.N. 2010. Use of shrimp farm effluents for irrigation of Panicum maximum cvs. Tanzania and Mombaca. *Revista Ciencia Agronómica*. 41(1), 46-52.
- Navarro, L., Mascarenhas, A., Durazo, R. 1992. Una Nota sobre la Temperatura y Salinidad de la Capa Superior del Océano en la Entrada del Golfo de California en Agosto 1992. *Ciencias Marinas* Vol. 23.

- Niederlehner, B.R., Cairns, J. 1990. Effects of ammonia on periphytic communities. *Environmental Pollution*, 66: 207-221.
- Norma Oficial Mexicana. NOM-AA-14-1980. Cuerpos receptores. Muestreo.
- Norma Mexicana. NMX-AA-051-SCFI-2001. Análisis de agua. Determinación de metales por absorción atómica en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas.
- Nunes, A., Velásquez, C. 2001. Baja Salinidad. Cultivo tierra adentro en Brasil y Ecuador (Advocate Vol. 4:3). Volumen 7. Edición 01. p. 1-5
- Nunes, A.J.P., Gesteira, T.C.V., Oliveira, G.G., Lima, R.C., Miranda, P.T.C., Madrid, R.M., 2005. Principios para Boas Práticas de Manejo (BPM) na engorda de camarão marinhos no Estado do Ceará. Instituto de Ciências do Mar (Labomar/UFC). Programa de Zoneamento Ecológico Econômico (ZEE) do Estado do Ceará, Fortaleza, Ceará.
- OMS, 2003: *Total dissolved solids in drinking-water*. Documento de referencia para la elaboración de las Guías de la OMS para la calidad del agua potable. Ginebra (Suiza), Organización Mundial de la Salud (WHO/SDE/WSH/03.04/16).
- Palacios, O., Ortega, A., Guerrero, M., Hernández, J., Peinado, L. 2008. Conocimiento de la diversidad y distribución actual del maíz nativo y sus parientes silvestres en México. Informe final de actividades 2007-2008. INIFAP.
- Páez-Osuna, F. 2001. The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environ. Manag.* 28, 131–140.
- Páez-Osuna, F. 2011. Metales en camarón de cultivo y silvestre: Importancia, efectos y transferencia trófica. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie: Lagunas Costeras de Sinaloa. p. 123-158.
- Part, P., Svanberg, O., Kiessling, A. 1985. The availability of cadmium to perfused rainbow trout gills in different water qualities. *Wat. Res.* 19: 427-434.
- Pérez, H., García, C. 2002. Freshwater trial white *Litopenaeus vannamei* leads to further stocking in Panama. *Global Aquaculture Advocate* 5 (3): 39.
- Pérez-Velásquez M., M. L. González-Félix, F. Jaimes-Bustamante, L.R. Martínez-Córdova y Trujillo-Villalba D. A. 2007. Investigation of the Effects of Salinity and Dietary Protein Level on Growth and Survival of Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei* Jour. of the World Aquaculture Society Vol. 38, No. 4 :475-485 p.
- Pierce, R.H., Weeks, J.M. 1993. Nitrate toxicity to five species of marine fish. *Journal of the World Aquaculture Society*, 24: 105-107.
- Prapaiwong, N. 2011. Water quality in inland pond for low-salinity culture of pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*.
- Rainbow, P. 1993. The significance of trace metals concentrations in marine invertebrates. En: *Ecotoxicology of metals in invertebrates*. Dallinger (Eds). R; Rainbow.P.S.. Lewis, 3-23 pp.
- Rainbow, P. 1995. Physiology, physicochemistry and metal uptake – a crustacean perspective. *Mar Pollut Bull.* 31:55–59.

- Randall, D.J., Wright, P.A. 1987. Ammonia distribution and excretion in fish. *Fish Physiology and Biochemistry*, 3: 107-120.
- Repetto, M. 1995. *Toxicología Avanzada*. Ediciones Díaz de Santos. 636 p.
- Roldan, G.A., Ramírez, J.J. 2008. *Fundamentos de Limnología Tropical*. Universidad de Antioquia. 440 p.
- 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 White shrimp, *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. *Reviews in Aquaculture* 2, 191–208.
- Ruiz, J.A., Medina G., González, I.J., Ortiz, C., Flores, H., Martínez, R., Keir, F. 1999. *Requerimientos Agroecológicos de Cultivos*. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP)
- Sangalang, G.B., Freeman, H.C. 1979. Changes in steroid hormone metabolism as a sensitive method of monitoring pollutants and contaminants. In *Proc. 3rd Aquatic Toxicity Workshop*, Halifax, Nova Scotia. Canada Environmental Protection Service Surv. Rep. EPS-5AR-77-1.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2009. *Avance semanal de siembras y cosechas, avance al 18 de septiembre de 2009*. Delegación Estatal en Sinaloa. Subdelegación Agropecuaria.
- Salame, M., Salame, A. 2002. Inland shrimp farming in Ecuador-The Inacua Experience. *Global Aquaculture Advocate* 5 (3): 48 - 49.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Pooser, D., 1998. Growth and survival of juvenile *Penaeus vannamei* in low salinity water in semi-closed recirculating systems. *Isr. J. Aquat.-Bamidgeh* 50, 55- 59.
- Samocha, T. M., Davis, A. D., Lawrence, A. L., Collins, C.R., Van Wyk, P. 2001. Intensive and super-intensive production of the Pacific white *Litopenaeus vannamei* in greenhouse-enclosed raceways systems. *Book of Abstracts, Aquaculture 2001, Lake Buena Vista, FL*. 573 p.
- Samocha, T.M., Hamper, L., Emberson, C.R., Davis, A.D., McIntosh, D., Lawrence, A.L., Van Wyk, P., 2002. Review of some recent developments in sustainable shrimp farming practices in Texas, Arizona and Florida. *J. Appl. Aquac.* 12 (1), 1– 30.
- 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(3-4), 1-19.
- Samperio-Ruiz, G. 1999. *Hidroponia Comercial*. Ed. DIANA. México, D.F. p. 157
- Saoud, I. P., Davis, D. A., Rouse, D. B. 2003. Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture* 217: 373-383.

- Selvakumar, S., Ajmal Khan, S., Kumaraguru, A. 1994. Acute toxicity of some heavy metals, pesticides and water soluble fractions of diesel oil to the larvae of some brachyuran crabs. *Journal of Environmental Biology* 17:221-226.
- Smart, G.R. 1978. Investigations of the toxic mechanisms of ammonia to fish-gas exchange in rainbow trout (*Salmo gairdnerii*) exposed to acutely lethal concentrations. *Journal of Fish Biology*, 12: 93-104.
- Smith, L.L., Lawrence, A.L. 1990. Feasibility of penaeid shrimp culture in inland saline groundwater-fed ponds. *Tex. J. Sci.* 42 (1), 3 – 12.
- Solórzano, L. 1969. Determination of ammonia in natural waters by the phenylhypochlorite method. *Limnol. Oceanogr.* 14, 799–801.
- Sowers, A.D., Tomasso, J.R. 2006. Production characteristics of *Litopenaeus vannamei* in low-salinity water augmented with mixed salts. *J. World Aquac. Soc.* 37, 214-217.
- Spanopoulos-Hernandez, M., Martinez-Palacios, C.A., Vanegas-Pérez, R.C., Rosas, C., Ross, L.G. 2005. The combined effects of salinity and temperature on the oxygen consumption of juvenile shrimps *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson, 1874). *Aquaculture* 244: 341-348.
- Strickland, J. D. H., Parsons, T. R. 1972. A practical handbook of seawater analysis. 2nd. Edition. *Bull. Fish. Res. Board Can.* 167-311 p.
- Sunda, W.G., Engel, D.W., Thuotte, R.M. 1978. Effect of chemical speciation on toxicity of cadmium to grass shrimp, *Palaemonetes pugio*: Importance of free cadmium ion. *Environ. Sci. Technol.* 12: 409-413. En: IPCS (International Programme on Chemical Safety). 1992. Environmental Health Criteria 134. Cadmium. World Health Organization. Geneva.
- Tabata, K. 1962. Toxicity of ammonia to aquatic animals with reference to the effect of pH and carbon dioxide. Citado por: Chen y Chin (1989). *Asian Fisheries Science*, 2: 233-238.
- Tamayo, A. M. 1998. Camarón blanco en agua dulce: una nueva opción. pp. 206-212 in: II Simposium Internacional de Acuicultura. Mazatlán, Sinaloa, México.
- Thung, M., Ortega, J., Erazo, O. 1985. Tamizado para identificar frijoles adaptados a suelos ácidos. In: López, M.; Fernández, F. y Schoonhoven, A. van (eds.). *Frijol: Investigación y producción*. Centro Internacional de Agricultura Tropical. Cali, Colombia. p. 313–346
- Tolonen, M. 1995. *Vitaminas y minerales en salud y nutrición*. 1ª. Edición. Ed. Acribia. Zaragoza, España. 300 pp.
- Treece, G. 2002. Inland shrimp farming in west Texas, U.S.A. *Global Aquaculture Advocate* 5 (3): 46 - 47.
- Underwood, E. J. 1971. *Trace Elements in Human and Animal Nutrition* 3rd Ed. Academic Press. New York, New York.
- U.S. EPA (U.S. Environmental Protection Agency). 1987. *Ambient Water Quality Criteria for Zinc*. EPA-440/5-87-003.

- Uma Devi, Prabhakara Rao. 1989. Heavy metal toxicity to fiddler crabs, *Uca annulipes* Latrelle and *Uca triangularis* (Milne Edwards): Respiration on exposure to copper, mercury, cadmium and zinc. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 43: 165-172.
- Valencia, C. 2011. Química del hierro y del manganeso en el agua, métodos de remoción. Tesina.
- Valencia-Castañeda, G. 2013. 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 plano. Tesis de maestría.
- Valenzuela-Quiñonez, W., Rodríguez, G., H. Esparza. 2010. Cultivo intensivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone) en agua de pozo de baja salinidad como alternativa acuícola para zonas de alta marginación. *Revista Ra Ximhai*. Universidad Autónoma Indígena de México. 6:1-8.
- Van Haeff, N.M. 2008. Fruticultura. Volumen 21 de Manuales para educación agropecuaria: Producción vegetal. Editorial Trillas. 108 p.
- Van Wyk, P.M. 1999. Principles of recirculating system design. In: *Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems*, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA.
- Van Wyk, P., Scarpa, J. 1999. Water quality requirements and management in farming marine shrimp in recirculating freshwater systems. Harbor Branch Oceanic Institution. Department of Agriculture and Consumer Services, Florida. 141–162 p.
- Van Wyk, P.M., Davis-Hodgkins, M., Laramore, R., Main K.L., Mountain, J., Scarpa, J. 1999. Principles of recirculating system design. p. 59-97. In: *Farming Marine Shrimp in Recirculating Freshwater Systems*. Tallahassee, Florida: Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Harbor Branch Oceanographic Institution, 220 p.
- Velasco, E., Nieto, R., Navarro, E.R. 2011. Cultivo del tomate en hidroponía e invernadero. Mundi-Prensa México. Tercera edición. p.15-63
- Weidner, D. 1992. "Honduras in World Shrimp Culture". *Vol. 2, Part Two: Central America*, Department of Commerce National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service, Silver Spring, Maryland, pp. 427-452.
- Wheaton, F. 1982. Acuicultura: Diseño y construcción de sistemas. AGT Editor, S.A. México. 704 pp.
- Wyban, J., Walsh, A.W., Godin, D.M. 1995. Temperature effects on growth, feeding rate and feed conversion of the Pacific white shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquaculture* 138, 267–279.
- Zar, J. 1999. Biostatistical analysis. Prentice-Hall. Inc., New Jersey. 661 pp.
- Zhu, C., S. L. Dong, F. Wang y G. Huang. 2004. Effects of Na/K ratio in seawater on growth and energy budget of juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*. 234: 485-496.