

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN  
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



EVALUACIÓN DE UN SISTEMA CERRADO DE RECIRCULACIÓN CON  
CAMARONES (*Litopenaeus vannamei*), PARA ESTABLECER UN  
MODELO DE ANÁLISIS DE RIESGOS Y CONTROL  
DE PUNTOS CRÍTICOS (HACCP)

Por

ABUNDIO GONZÁLEZ GONZÁLEZ.

Como requisito parcial para obtener el grado de  
DOCTOR EN CIENCIAS  
Acentuación en MANEJO DE VIDA SILVESTRE Y  
DESARROLLO SUSTENTABLE

Julio, 2009

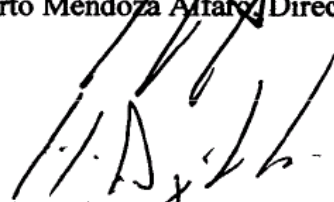
**EVALUACIÓN DE UN SISTEMA CERRADO DE RECIRCULACIÓN CON  
CAMARONES (*Litopenaeus vannamei*), PARA ESTABLECER UN  
MODELO DE ANÁLISIS DE RIESGOS Y CONTROL  
DE PUNTOS CRÍTICOS (HACCP)**

Comité de Tesis



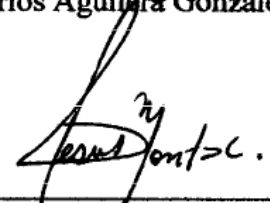
---

Dr. Roberto Mendoza Alfaro. Director de la tesis



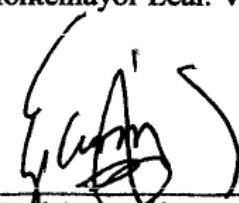
---

Dr. Carlos Aguilera González. Secretario



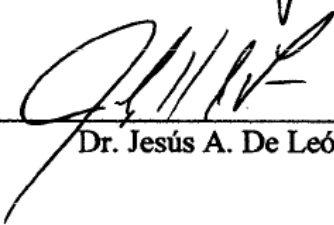
---

Dr. Jesús Montemayor Leal. Vocal (1)



---

Dr. Gabino A. Rodríguez Almaraz. Vocal (2)



---

Dr. Jesús A. De León González. Vocal (3)

## TABLA DE CONTENIDO

Sección	Página
AGRADECIMIENTOS .....	v
LISTA DE TABLAS .....	vi
LISTA DE FIGURAS .....	vii
RESUMEN .....	viii
ABSTRACT .....	ix
1. INTRODUCCIÓN .....	1
2. HIPÓTESIS .....	6
3. OBJETIVOS .....	7
3.1 Objetivo general	
3.2 Objetivos específicos	
4. ANTECEDENTES .....	8
4.1 Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, sobre la calidad del agua para el crecimiento y maduración de camarones .....	9
4.1.1 Filtrado mecánico .....	11
4.1.2 Acondicionamiento químico .....	12
4.1.3 Procesos biológicos o biofiltros .....	13
4.1.4 Utilización de luz ultravioleta .....	17
4.1.5 Separación de materia orgánica suspendida .....	18
4.2 Sistema Cerrado de Recirculación, alejado de la costa, con cero recambio de agua (SCR-0) para <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	18
4.2.1 Desarrollo y crecimiento del camarón .....	20
4.2.2 Alimentación .....	20
4.2.3 Maduración, reproducción y desove .....	22
4.2.4 Parámetros del agua .....	23
4.2.5 Fotoperiodo .....	24
4.2.6 Inducción de la maduración .....	24
4.2.7 Desarrollo y evaluación de los ovarios .....	26
4.3 Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	27
4.3.1 Enfermedades del camarón .....	27
4.3.2 Planes para la prevención de riesgos .....	29

5. MATERIAL Y MÉTODOS .....	32
5.1 Infraestructura .....	32
5.2 Origen y calidad del agua .....	34
5.3 Agua utilizada .....	36
5.4 Aireación .....	36
5.5 Fotoperiodo .....	36
5.6 Temperatura .....	37
5.7 Desinfección y limpieza de tanques .....	37
5.8 Origen de los camarones .....	38
5.9 Diseño experimental .....	39
5.9.1 Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, sobre la calidad del agua para el crecimiento y maduración de camarones .....	39
5.9.2 Análisis estadístico de la primera fase .....	42
5.9.3 SCR-0 para <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	42
5.9.4 Tratamiento del agua .....	45
5.9.5 Análisis estadístico de la segunda fase .....	46
5.9.6 Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	46
5.9.7 Análisis estadístico de la segunda fase .....	48
6. RESULTADOS .....	49
6.1 Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, sobre la calidad del agua para el crecimiento y maduración de camarones .....	49
6.2 SCR-0 para <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	54
6.2.1 Parámetros del agua .....	54
6.2.2 Ganancia de peso y porcentajes de sobrevivencia .....	58
6.2.3 Porcentajes de desove .....	60
6.2.4 Eclosión .....	60
6.3 Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	61
7. DISCUSIÓN .....	76
8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES .....	83
LITERATURA CITADA .....	85
RESÚMEN BIOGRÁFICO .....	111

## AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más sincero reconocimiento al Dr. Roberto Mendoza Alfaro, Asesor y Director de mi tesis, por su dedicación y apoyo, pero principalmente, por sus múltiples enseñanzas y la gran cantidad de tiempo y esfuerzo que dedicó, para que este proyecto culminara. Al Dr. Carlos Aguilera González, Dr. Jesús Montemayor Leal, Dr. Gabino A. Rodríguez Almaraz y Dr. Jesús A. De León González (Comité de Tesis), por sus valiosas sugerencias e interés, en la revisión del presente trabajo. Así como al Dr. Gabriel Aguirre Guzmán, asesor externo.

Al Promep (Programa Nacional para el Mejoramiento del Profesorado) por el apoyo económico para la realización de mis estudios.

Al Laboratorio de Organismos Acuáticos de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de la Universidad Autónoma de Tamaulipas (FMVZ-UAT) y al Laboratorio de Calidad Ambiental del Estado de Tamaulipas por permitirme el uso de su equipo y su invaluable ayuda y apoyo económico en el desarrollo de este estudio.

Al Dr. Andrew Ch. Snyderlaar H., Dr. Genaro Sánchez M. y M.C. Jorge Loredo O. por sus comentarios y apoyo. A mis compañeros y amigos de la FMVZ, Francisco, Gilberto, Mario y Pablo.

**Muy especialmente agradecido y comprometido con mi esposa María de Lourdes Ramírez G. por el amor y apoyo moral que siempre me ha brindado, a mis hijos Abundio, Ania y Abril Marina, por el tiempo que la realización de este sueño les robó de su esposo y padre.**

## DEDICATORIA

A M P D, por su omnipresente Amor. Soy su heredero. Gracias.

Con profundo amor, dedico este trabajo a un par de personas que sin haber tenido oportunidad de cursar más allá del tercer grado de primaria; fomentaron en mí, la seguridad de que con esfuerzo y tesón se llegan a conseguir los sueños.

Esas personas, son: Abundio y Marina, mis padres.

Siempre vivos en mi corazón.

A mis hermanos: Juan Antonio, Enedelia, Horacio, Blanca Nelly y María Amalia (†) porque su sacrificio en recibir educación me permitió llegar a este nivel.

## LISTA DE TABLAS

<b>Tabla</b>	<b>Página</b>
I. Factores físico-químicos para la maduración y reproducción de camarones en sistemas abiertos (recambio de agua) .....	9
II. Factores físico-químicos para la maduración y reproducción de camarones en sistema cerrado (sin recambio de agua) .....	10
III. Programación a 12 h de luz / día del fotoperiodo en maduración ..	36
IV. Variables a medir en la elaboración del modelo HCCCP .....	46
V. Media y desviación estándar del peso (g) de los camarones por tratamiento por periodos de 14 días .....	49
VI. Promedios finales de la sobrevivencia, biomasa y peso individual	51
VII. Promedio y desviación estándar por tratamiento de los parámetros	53
VIII. Parámetros del agua en la fase de desarrollo (juvenil a pre-adulto) de camarón <i>L. vannamei</i> durante los periodos 2004 y 2005 ...	55
IX. Parámetros del agua en la fase de desarrollo (pre-adulto a adulto) de camarón <i>L. vannamei</i> durante los periodos 2004 y 2005 ....	55
X. Parámetros del agua en la fase de maduración de camarón <i>L. vannamei</i> durante los periodos 2005 y 2006 .....	57
XI. Composición iónica de los elementos traza durante los periodos 2005 y 2006 .....	58
XII. Porcentaje de desoves totales (DT) completos (DC) e incompletos (DI) agrupados en periodos de 10 días durante los experimentos del 2005 y 2006 .....	61
XIII. Modelo HACCP elaborado .....	62

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura</b>	<b>Página</b>
1. Esquema de los procesos y componentes más importantes para la producción de camarón en un SCR .....	19
2. Fases de desarrollo gonadal en hembras de <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	26
3. Modelo conceptual de las vías y formas de contaminación por virus en la acuicultura .....	28
4. Plano de la infraestructura general del laboratorio .....	35
5. Esquema y componentes del sistema general de tratamiento del agua BFGS .....	36
6. Dispositivo para la limpieza y remoción de residuos sólidos en el fondo del tanque .....	38
7. Biofiltro Exterior (BFE) y Biofiltro Inmerso Invertido (BFI) .....	41
8. Peso promedio de camarón por tratamiento (Tanques) .....	50
9. Porcentaje de sobrevivencia por tratamiento (Tanques) .....	50
10. Peso de la biomasa por tratamiento (Tanques) .....	52
11. Ganancia de peso promedio en las fases de juvenil a pre-adulto y de pre-adulto a adulto los periodos 2004 y 2005 .....	59
12. Porcentajes de sobrevivencia en las fases de juvenil a pre-adulto y de pre-adulto a adulto durante 2004 y 2005 .....	59



## RESUMEN

Las tendencias en la acuicultura se dirigen hacia la obtención de mejores organismos para el cultivo (líneas genéticas de alto rendimiento, con mejores niveles de crecimiento, índices de conversión alimenticia, sobrevivencia, resistencia a las enfermedades, libres de patógenos específicos, etc.). Actualmente se están desarrollando sistemas de cultivo que permiten aprovechar al máximo las características de los organismos mejorados. Un sistema cerrado de recirculación alejado de la costa con cero recambios y mínima reposición de agua (SCR-0) fue evaluado en un laboratorio localizado a 145 kilómetros de la costa del Golfo de México. Este SCR-0 está constituido con áreas para el desarrollo larvario, maduración-reproducción y desove, con un sistema de tratamiento de agua que utiliza filtración física y biológica. Durante dos períodos experimentales (2004-2005 y 2005-2006), la eficiencia del SCR-0 fue medida mediante el comportamiento del crecimiento y la sobrevivencia en las etapas de juvenil hasta reproductores de *Litopenaeus vannamei*. Los parámetros del agua (temperatura, pH, salinidad, NO<sub>3</sub>, NO<sub>2</sub>, NH<sub>3</sub> y algunos elementos traza) fueron evaluados. Los resultados en el crecimiento de los camarones de juvenil a pre-adulto y de pre-adulto a adulto fueron similares en ambos periodos experimentales. Fueron registradas diferencias significativas en el peso inicial en la fase de pre-adulto a adulto ( $p < 0.05$ ) debido al peso inicial más alto de los camarones seleccionados en el 2005 vs el 2004. Los parámetros del agua fueron similares para ambos años. No se observaron diferencias significativas en la maduración gonadal en ambos periodos experimentales ( $p < 0.05$ ), independientemente de la ablación del pedúnculo ocular en el 2005 vs la no ablación en el 2006. Esto sugiere la posibilidad de obtener resultados similares en calidad del agua y crecimiento de los camarones en un SCR-0 durante las diversas etapas del cultivo o para la maduración de *L. vannamei*. Los porcentajes de maduración y desoves completos fueron similares con promedios del  $91.7 \pm 2.028$  a  $92.9 \pm 2.847\%$ . No se observaron diferencias significativas entre los periodos 2005 y 2006 ( $p < 0.05$ ). Sin embargo, en ambos años los huevos desovados sufrieron lisis después de 4 a 6 h no pudiéndose obtener nauplios viables. Durante el experimento del 2006, se colocaron a 6 hembras maduras en seis tanques de desove con agua marina sin usar a  $32 \text{ gL}^{-1}$  de salinidad, en estos, las hembras desovaron un promedio de  $125,000 \pm 38,000$  huevos los que eclosionaron y dieron un promedio de 79,000 nauplios viables por hembra desovada. En la literatura hasta ahora disponible hay poca información de este tipo de observaciones, o de la lisis de los huevos para *L. vannamei* en un SCR-0 por el uso del agua marina por tiempo tan prolongado.

Palabras claves: sistema cerrado de recirculación, crecimiento, juvenil, maduración, reproducción de camarón, HACCP.

## ABSTRACT

New trends in the aquaculture industry are aimed at providing better organisms for culture (with high growth genetic lines, better survival and feed conversion rates, better feed digestion and nutrient assimilation, disease resistance, specific pathogen free, etc.). A closed recirculating inland system without water reposition (SCR-0) was used in the present study in a shrimp hatchery located 145 Km from the Gulf of Mexico's coast. This was fitted with a culture and maturation facility, a biofilter system and reservoirs tanks. During two one-year periods (2004-2005 and 2005-2006 trials), the SCR-0 efficiency was evaluated by assessing the growth performance and survival of juvenile stages of *Litopenaeus vannamei* and adult maturation. Water quality (temperature, pH, salinity, NO<sub>3</sub>, NO<sub>2</sub>, NH<sub>3</sub> and some trace elements) were monitored. Juvenile and pre-adult shrimp growth results were similar in both experimental trials. Significant differences in pre-adult growth ( $p < 0.05$ ) were registered due to the higher initial weight of shrimp selected in the 2005 vs. 2004 trial. Water quality parameters were similar for both trials. No significant differences in female shrimp gonad maturation were observed in both trials ( $p < 0.05$ ), independently of practicing eye-stalk ablation. This suggests the possibility of obtaining similar results in water quality and shrimp growth in a SCR-0 during different periods of culture. Spawn and hatching rates (as Completed Spawn) were similar and ranged from  $91.7 \pm 2.028$  a  $92.9 \pm 2.847\%$ . No significant differences were observed between 2005 and 2006 trials ( $p < 0.05$ ). In both cases, spawned eggs suffered lyses after 4 to 6 h before hatching viable nauplii. During trial 2006, 6 mature females were placed in spawn containers filled with un-used seawater. There, they spawned an average of  $125,000 \pm 38,000$  eggs at a hatching fertile average rate of 79,000 viable nauplii per spawned female. There are few reports of egg lysis for *L. vannamei*, in a SCR-0 using the same seawater for a period of time that long.

Keywords: closed recirculating system, growth, juvenile, maturation, and shrimp, HACCP.

## 1. INTRODUCCIÓN

Durante las últimas dos décadas, mientras la producción pesquera mundial decreció, se incrementó el consumo de productos marinos y de agua dulce (APT, 2006). La reducción en las capturas de las pesquerías fue no solo compensada, sino superada por el incremento en la producción acuícola y algunas pesquerías secundarias (FishStat, 2007). En este período, la industria acuícola ha sido el principal promotor de la producción de alimentos de origen acuático.

Dentro de la acuicultura, el cultivo de camarón (en particular de algunas especies) representa una de las operaciones productivas de mayor éxito a nivel mundial, tanto por los volúmenes de producción, como por las divisas generadas por sus exportaciones. Entre los principales países exportadores se encuentran Tailandia, Ecuador, Indonesia, India y China (FAO, 2006). Esta importancia, queda de manifiesto por las importaciones de camarón en el mercado de los Estados Unidos de Norte América, las cuales totalizaron 52,300 toneladas, mientras que Japón importó 230,000 toneladas (Fish Info, 2008). Está previsto que en México, la producción acuícola sobrepase en el 2010, a la producción por pesca de altamar, esteros y bahías en cantidades cercanas a 1.5 millones de toneladas (FishStat, 2007). Sin embargo, se necesitarán algunos años para que el valor de la producción acuícola rebase el que producen las pesquerías de altamar y de bahía, principalmente por que estas se concentran en organismos de tallas mayores, mismas que representan un mayor precio que las de acuicultura (CONA, 2005).

En contraste con los beneficios económicos que esta actividad productiva representa, la industria acuícola durante su desarrollo, ha venido generando impactos que han afectado de manera severa al medio ambiente. Algunos de los daños más conocidos son la afectación a las zonas de manglar de varias regiones del mundo (Barbier y Burgess, 2001), la liberación de especies exóticas en el medio natural (Heimowitz, 2001) y la introducción de patógenos que han diezclado a las poblaciones naturales de camarón (Lightner *et al.*, 2002).

De esta manera, el manejo productivo o de investigación, dentro de zonas en las que pudiera ocurrir la descarga de efluentes o la liberación no intencional de organismos vivos contaminados con agentes patógenos, los cuales pudieran representar una leve o severa afectación a los organismos del medio circundante, representan un área de oportunidad para el desarrollo de técnicas que permitan el sano y sostenido desarrollo de la actividad (Xiongfei *et al.*, 2005).

Dentro de este contexto, existen múltiples reportes respecto a los impactos perjudiciales que el desarrollo productivo de la actividad acuícola ocasiona. Esta industria depende principalmente de cultivos abiertos con alto nivel de utilización de agua para recambio, que ha impactado de manera negativa a los ecosistemas y propiciado la diseminación de enfermedades (Samocho *et al.*, 2004). Este problema por sí solo, ha sido causante de pérdidas millonarias en las granjas camaronícolas del mundo según el Banco Mundial (Subramaniam *et al.*, 2006) y podría ser aún mayor dado el potencial riesgo de afectación a las poblaciones silvestres de este recurso (Fegan, 2001).

La enfermedad causada por el Virus de la Mancha Blanca (WSSV), por citar solo una, ocasionó la pérdida de más de 200 mil toneladas de producción en el año 2000, mismas que representan daños por más de mil millones de dólares. La presencia de agentes virales, en los animales o en el hábitat donde se desarrollan, implican riesgos muy importantes para la actividad, tal es el caso de la Infección Viral de la Necrosis Hipodérmica y del Hepatopáncreas (IHHNV), el Síndrome de Taura, Cabeza Amarilla y el Síndrome de Mancha Blanca (TSV, YHV, WSSV por sus siglas en inglés), aunado a que se manifiesta diseminación vertical de estos patógenos, contribuyendo a su propagación al medio de cultivo y posterior liberación al medio silvestre (Erickson y Lightner, 2002; Tang y Lightner, 2002). Las investigaciones que sobre el particular se realizan, más que atacar las causas que la originan, buscan mitigar los efectos adversos que generan (Lightner, 2005).

Dentro de las diversas especies de camarón que se cultivan en el mundo, como son: *Penaeus monodon*, *P. chinensis*, *P. schmitti*, *P. brasiliensis*, *Litopenaeus stylirostris*, *L. vannamei* (FishStat, 2007), el camarón blanco del Pacífico *L. vannamei*, es la especie que más se cultiva en el hemisferio occidental, debido a su facilidad de manejo y reproducción (Rosenberry, 2001). Esta especie es nativa de la costa Oeste del Océano Pacífico y presenta

una distribución geográfica que va desde Sonora, en el Golfo de California, México, hasta Tumbes, Perú en Sudamérica (Pérez-Farfante, 1969; Valles-Jiménez *et al.*, 2006).

El éxito del cultivo de esta especie, ha ocasionado que en la mayor parte de los países con litoral se hayan establecido laboratorios o centros de reproducción. Estos laboratorios, generalmente, utilizan agua marina extraída del litoral, la que es tratada bajo técnicas físico-químicas para mejorar o controlar de manera óptima su calidad en la reproducción y producción de estos organismos. Tradicionalmente, la maduración y reproducción de los camarones en cautiverio, ha requerido del mantenimiento de una excelente calidad del agua. Esto se ha conseguido mediante el recambio de grandes volúmenes de agua oceánica (Aquacop, 1983; Chamberlain, 1985) lo que puede propiciar la introducción o liberación de agentes patógenos indeseables (Wyban y Sweeney, 1991; Otsoshi *et al.*, 2003).

La introducción o liberación de agentes patógenos puede ser propiciada por transmisión horizontal y vertical en las granjas, laboratorios y medio silvestre (Figura 3). En los laboratorios de reproducción y en las granjas por la administración de alimento seco o fresco (ostión, calamar, poliquetos, artemia, algas etc.) por las descargas de agua de recambio, en las plantas procesadoras de productos marinos, por la descarga de agua y los residuos sólidos (Stuck y Wang, 1996; Golburg y Triplett, 1997; Losordo *et al.*, 1998).

Debido a la manifestación de los problemas sanitarios ocurridos en la década de los 90's, a consecuencia de la diseminación de agentes patógenos virales, se han desarrollado métodos alternos de producción con el interés de reducir el ingreso de agua y las descargas de efluentes al medio ambiente. De esta manera, el cultivo de camarón, hasta los 20g se puede efectuar en estanques con recambio reducido de agua (Samocha *et al.* 2001; Gutierrez-Wing y Malone, 2006; Mishra *et al.*, 2008) o con agua de baja salinidad en lugares alejados de la costa (Kuhn *et al.*, 2007; Araneda *et al.*, 2008; Green, 2008).

Otros métodos, son el sistema de recirculación acuícola (RAS) (Lin y Chen, 2003; Sellars *et al.*, 2005; van Rijn *et al.*, 2005; Decamp *et al.*, 2006; Li *et al.*, 2008) el sistema cerrado de recirculación cero descarga de agua (CRS) (Pruder, 2001; Shimote, 2001; Balasubramanian *et al.*, 2005; Muangkeow *et al.*, 2007; Ge *et al.*, 2008; Johnson *et al.*, 2008)

en los que solo se agrega agua para recuperar los niveles por pérdidas debidas a la evaporación o derrames (Sinderman y Lightner, 1988; FAO, 2006).

Dentro de las alternativas anteriores, los sistemas cerrados de recirculación (SCR) de agua marina, han demostrado ser una de las mejores opciones para la prevención de la transmisión de agentes patógenos, así como para reducir el empleo de grandes volúmenes de agua para recambio y en consecuencia, reducir la descarga de aguas contaminadas con materia orgánica y productos químicos generalmente liberados en el medio ambiente (ICES, 1988; Cytryn *et al.*, 2003; Gelfand *et al.*, 2003; Decamp *et al.*, 2007; Kuhn *et al.*, 2007), comparadas con los sistemas abiertos o convencionales, lo que representa una alternativa viable (Xiongfei *et al.*, 2005), misma que ha sido empleada en forma comercial y experimental (Kaiser *et al.*, 1998; Delabbio *et al.*, 2003; Peixoto *et al.*, 2005; Tomoda *et al.*, 2005).

Sin embargo, esta tecnología representa una nueva variable en los costos de producción (Xiongfei *et al.*, 2005), aunado a que, en la literatura no existen reportes de desarrollo, maduración, reproducción y desoves fértiles de camarón en un sistema cerrado de recirculación alejado de la costa, con cero recambios y mínima reposición de agua (SCR-0), desarrollados desde poslarvas (PL's) hasta conseguir la maduración y desove fértil.

De lo anterior, se deriva la necesidad de que la actividad acuícola sea pro-activa, para lo cual, es necesario identificar los riesgos potenciales asociados con su operación. Tal es el caso, del programa de Buenas Prácticas Acuícolas (BPA) desarrollado por la FAO (1995), el cual, se basa en la aplicación de los principios del Análisis de Riesgos y Control de Puntos Críticos (HACCP por sus siglas en Inglés Hazard Analysis Critical Control Points). Por medio de esta metodología, se identifican, priorizan y reducen los riesgos sanitarios que pudieran afectar a las poblaciones de camarón (silvestres o cultivadas), principalmente en la etapa más crítica, como es la de poslarva.

El HACCP es un sistema racional con un enfoque activo de control de calidad, que incluye la anticipación de los riesgos asociados con la producción. Este sistema, permite la identificación y priorización de los puntos en los que pudieran ser controlados dichos riesgos. La utilización de un sistema preventivo como el HACCP, es indispensable, toda vez, que algunas de las enfermedades hasta ahora reportadas para el camarón, pueden mostrar efectos

ligeros o imperceptibles en los adultos, por lo que poslarvas obtenidas de portadores de estas enfermedades, constituyen un problema severo.

El desarrollo de *Litopenaeus vannamei*, en ciclo cerrado fuera de la costa, puede reducir la posibilidad de liberar agentes patógenos al medio silvestre, por la descarga inadecuada o accidental de agua utilizada en el sistema, así como, la liberación de organismos ajenos al ecosistema local (Hagler *et al.*, 1997).

La disposición de agua usada en los sistemas “abiertos” donde se utilizan recambios hasta del 400% por día, con o sin tratamiento al medio ambiente natural, son un serio problema que estos sistemas pueden representar. Esta posibilidad, justifica los costos de producción que el uso de esta forma de producción representa (Xiongfei *et al.*, 2005).

Por lo anterior, la posibilidad de desarrollar sistemas que permitan el estudio, desarrollo, manejo y adecuación de prácticas productivas con animales acuáticos, en lugares fuera de su entorno, donde no puedan ser diseminadas enfermedades, ni material genético que afecten al medio silvestre, tiene singular importancia.

## **2.- HIPÓTESIS**

Si fuera posible desarrollar un sistema cerrado de recirculación alejado de la costa, con cero recambio y mínima reposición de agua, apoyado en un modelo HACCP que permitiera el ciclo completo del camarón *Litopenaeus vannamei*, entonces sería factible, reducir el riesgo de aparición de enfermedades, en los individuos cultivados en el SCR-0, así como, minimizar la liberación de patógenos al medio, que pudieran afectar a las poblaciones silvestres.



### 3. OBJETIVOS

#### 3.1. Objetivo General

Establecer un Modelo HACCP para un sistema cerrado de recirculación alejado de la costa, con cero recambios y mínima reposición de agua (SRC-0), en el que se desarrolle el ciclo de vida completo del camarón *Litopenaeus vannamei*.

#### 3.2. Objetivos específicos:

1. Desarrollar un sistema de tratamiento para el óptimo mantenimiento de las condiciones físico – químicas del agua, que permitan el desenvolvimiento del camarón *Litopenaeus vannamei* desde larva – juvenil – adulto – maduración – desove, en un SCR-0.
2. Establecer un esquema de bioseguridad y manejo HACCP, capaz de permitir la eliminación de eventos indeseables dentro del sistema, y que al mismo tiempo evite la transmisión de patógenos al ambiente natural.
3. Repetir las condiciones y evaluar los resultados del comportamiento de un SCR-0, en dos periodos distintos, para comprobar la consistencia y posible réplica en otros lugares alejados de la costa.

#### 4. ANTECEDENTES

En los últimos años, el cultivo de camarón en granja, ha dependido de las poslarvas (PL's) producidas en laboratorio, las cuales, se obtienen de camarones reproductores, que los laboratorios pueden adquirir directamente por captura en el mar o de los cultivados en estanque (Gandy, 2004).

Los animales provenientes del mar, constituyeron durante mucho tiempo el principal recurso en el proceso de producción de PL's en laboratorio, dada su mayor capacidad para madurar y producir un elevado número de huevos fértiles comparados con los obtenidos a partir de camarones cultivados (Jory, 1997). Sin embargo, el empleo de animales silvestres para siembra o reproducción en cautiverio, ha significado la transmisión de enfermedades (Bachère, 2000).

Las estrategias de mayor éxito para la reducción de enfermedades en estanques de camarón, están basadas en una combinación de prevención, control y utilización de mejores prácticas de manejo. Estas, se orientan a crear un ambiente saludable para el camarón y un sinnúmero de medidas de bio-seguridad. La producción de camarones en ciclo cerrado, en consecuencia, puede reducir la posibilidad de introducir o diseminar agentes patógenos (Fegan y Clifford, 2001).

Considerando este contexto, la presente investigación se desarrolló en tres fases:

1. Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, sobre la calidad del agua para el crecimiento y maduración de camarones.
2. Sistema cerrado de recirculación alejado de la costa, con cero recambios y mínima reposición de agua (SCR-0) para *Litopenaeus vannamei*.
3. Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para *Litopenaeus vannamei*.

#### 4.1. Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, sobre la calidad del agua para el crecimiento y maduración de camarones

Los factores fisicoquímicos favorables para la maduración y reproducción de los peneidos, dentro de los sistemas abiertos con recambios de agua oceánica, se presentan en la Tabla I (Treece y Fox, 1993). Aquí, puede observarse, que el nitrógeno amoniacal está ausente o se presenta en muy bajas concentraciones. Los parámetros fisicoquímicos más importantes son la temperatura, la salinidad y el oxígeno disuelto (Cohen *et al.*, 2005).

Tabla I. Factores físico-químicos para la maduración y reproducción de camarones en sistemas abiertos (recambio de agua) según Treece y Fox (1993).

Parámetro	Rango
Temperatura	28 ± 2 °C
Salinidad	27 a 36 gL <sup>-1</sup>
Oxígeno disuelto	> 5 mgL <sup>-1</sup>
pH	8.0 ± 0.2
NH <sub>4</sub> -N (TAN) <sup>1</sup>	0.02 a 0.04 mgL <sup>-1</sup>
NO <sub>2</sub> -N (Nitrito)	0.01 a 0.02 mgL <sup>-1</sup>
NO <sub>3</sub> -N (Nitrato)	0.1 a 0.2 mgL <sup>-1</sup>

<sup>1</sup>Nitrógeno Amoniacal Total (TAN por sus siglas en inglés)

La maduración y reproducción de camarones en cautiverio, requieren agua de excelente calidad. Esto, puede obtenerse mediante el recambio de grandes volúmenes de agua oceánica, o el uso de técnicas de recirculación del agua, como una alternativa que puede contribuir a minimizar la introducción de agentes patógenos y reducir la posibilidad de diseminarlos al medio ambiente (Aquacop, 1983; Chamberlain, 1985; Wyban y Sweeney, 1991; Pruder, 2001; Shimote, 2001; Otoshi *et al.*, 2003).

Dentro de estas alternativas, existen variantes y similitudes concernientes a las formas en el diseño del equipo y los mecanismos que son utilizados para mantener la calidad del agua donde se desarrollan los camarones. Se utilizan procesos físicos, como la filtración a distintos gradientes para eliminar partículas sólidas, residuos de alimento, partes del exoesqueleto y detritus orgánicos (Hirayama *et al.*, 1988), la utilización de luz ultravioleta (UV) para reducir la carga biológica en el agua (González-Alanís *et al.*, 2007). Procesos biológicos (bacterias)

para transformar los compuestos nitrogenados tóxicos (amonio y nitritos), en compuestos tolerables por los organismos (Wheaton, 1977; Morales, 1982; Wheaton *et al.*, 1991) y agentes químicos, como el cloro, EDTA (ácido Ethylene Diamin Tetra Acetic), formaldehído y ozono (Malone y De los Reyes, 1977).

Bajo condiciones de cautiverio, el producto del metabolismo de los animales acuáticos genera cambios en el medio de cultivo, los residuos de alimento, detritus y bacterias aumentan la carga de Amoníaco ( $\text{NH}_3$ ). Los productos catabólicos se acumulan en el agua del sistema produciendo efectos tóxicos en los animales (Wickins, 1985), por lo que el agua debe ser renovada o reconstituida, en el caso de los sistemas abiertos, por sustitución o recambio y en los SCR, por medio de filtración o biofiltración con el fin de utilizar esta misma agua (Morales, 1982).

Los SCR para el cultivo de camarones, requieren medios de desnitrificación que mantengan al amonio, nitritos y nitratos en niveles aceptables (Wickins, 1985; Wheaton *et al.*, 1991). En la Tabla II se muestran los parámetros más importantes según Van Wyk *et al.* (1999).

Tabla II. Factores físico – químicos para la maduración y reproducción de camarones en sistema cerrado (sin recambio de agua) según Van Wyk *et al.* (1999).

Parámetro	Rango
Temperatura	$28 \pm 2$ °C
Salinidad	27 a 36 $\text{gL}^{-1}$
Oxígeno disuelto	$> 5$ $\text{mgL}^{-1}$
pH	7.0 a 8.3
$\text{NH}_4\text{-N}$ (TAN)*	$\leq 0.03$ $\text{mgL}^{-1}$
$\text{NO}_2\text{-N}$ (Nitrito)	$\leq 1$ $\text{mgL}^{-1}$
$\text{NO}_3\text{-N}$ (Nitrato)	$\leq 60$ $\text{mgL}^{-1}$

\*Nitrógeno Amoniacal Total (TAN por sus siglas en inglés)

En los sistemas de recirculación de agua, los desarrollos tecnológicos más importantes se han realizado para los acuarios de ornato (agua dulce y marina). La gran mayoría de los principios desarrollados para estos sistemas han sido extrapolados a la acuicultura. Estos procesos incluyen:

1. Filtrado mecánico para detener partículas en suspensión
2. Acondicionamiento químico
3. Procesos biológicos o biofiltros
4. Utilización de luz ultravioleta
5. Separación de materia orgánica suspendida (skimmer).

#### 4.1.1. Filtrado mecánico

Los filtros en los sistemas de cultivo acuático se utilizan para eliminar partículas en suspensión (Morales, 1982). Estos filtros, no permiten pasar las partículas más allá de un tamaño específico (Wheaton, 1977). Existen diferentes tipos de filtros:

- a) **De tamiz:** Los filtros de tamiz (cedazo) o criba, consisten en la colocación de una malla que se encuentra cruzando la trayectoria del flujo, de tal forma que el fluido con partículas suspendidas, es forzado a pasar a través de ella, en la que las partículas más grandes que los orificios de la criba no pueden atravesarla, siendo estas retenidas. Los filtros de hilo de algodón y de papel (cartucho), funcionan de la misma manera y son uno de los más eficaces sistemas de filtración (Timor *et al.*, 2002).
- b) **Sedimentadores:** La sedimentación utiliza la fuerza de la gravedad para extraer partículas de un fluido. Se emplea en tanques que tienen un área de ingreso del fluido, área de sedimentación y depósito de sólidos (Valenti y Daniels, 2000).
- c) **De arena:** Los filtros de arena, consisten en una capa de arena a través de la cual se presiona el paso del agua, donde el filtrado es un proceso mediante el cual las partículas grandes quedan atrapadas en la arena, en los espacios entre grano y grano (Hirayama *et al.*, 1988). El tamaño máximo de partícula que pasará a través del filtro está determinado por el tamaño del grano de la arena (Van Wyk *et al.*, 1999).
- d) **De tierra de diatomeas:** Los filtros de tierra de diatomeas (McCrimmon y Berst, 1960; McIndoe, 1969; Losordo y Timmons, 1991), pueden retener partículas de 3 a 5 micrones ( $\mu\text{m}$ ), bacterias y otros microorganismos. Se utilizan donde la calidad del

agua debe ser alta o donde la población de bacterias en el agua debe mantenerse baja (Kawai *et al.*, 1965; Huang y Ninnian, 1974).

- e) **De centrifugación:** Los filtros de centrifugación, se utilizan para aumentar la fuerza de gravedad experimentada por las partículas suspendidas en el agua, mediante la caída libre o bombeo a presión, la separación de partículas se obtiene por sedimentación, en la forma de un hidro-ciclón invertido (Wheaton *et al.*, 1991; 1994).

#### 4.1.2. Acondicionamiento químico

**Cloro.**- El cloro es usado en la acuicultura, para desinfectar laboratorios de peces y camarones o estanques de producción en preparación para la siembra. En dosis adecuadas, destruye organismos patógenos, controla la abundancia de fitoplancton y mejora la calidad del agua en estanques ya sembrados. Sin embargo, los animales en cultivo no deben ser expuestos al agua hasta que los residuales de cloro se hayan disipado a través de la exposición a la luz solar o mediante el tratamiento con tiosulfato de sodio u otro agente reductor apropiado. Es requerido cerca de 7 mg/L de tiosulfato de sodio para eliminar 1 mg/L de residuales de cloro libres. La dosis de cloro variará con el pH, las concentraciones de materia orgánica y amonio (Boyd, 1996).

**Carbón activado.**- Entre los acondicionadores químicos no residuales, el más conocido es el carbón activado (Grieves, 1966; Grieves y Bewley, 1972), el cual actúa mediante un proceso de adsorción, por la acumulación o concentración de las sustancias en suspensión en su superficie (Zhu y Chen, 1999). Se emplea según algunos autores (Katzenelson y Shuval, 1975; Morales, 1982; Hirayama *et al.*, 1988), para eliminar productos orgánicos de excreción (urea, NH<sub>3</sub>, ácido úrico, aminoácidos, purinas, pirimidinas, creatinina, óxido de trimetilamina). Debido a su gran superficie y a su propiedad de adsorción, el carbón activado es capaz de eliminar diferentes compuestos orgánicos con gran eficiencia hasta llegar a la saturación de su superficie. Se puede activar de nuevo, mediante lavados con disolventes orgánicos o por calentamiento (Zhu y Chen, 1999).

**EDTA** (ácido etilendiaminotetracético).- Es un quelante de cationes metálicos divalentes y trivalentes, el cual se agrega al agua de los cultivos larvarios en los laboratorios, para

disminuir la biodisponibilidad de metales pesados (Scelzo, 1998; Mallo y Fenucci, 2004).

**Ozono**.- El Ozono ( $O_3$ ) es un poderoso oxidante que ha sido utilizado en la acuicultura por años (Gill, 2006). El  $O_3$ , reacciona rápidamente contra las bacterias patógenas y virus destruyéndolos, produciendo oxígeno como producto final de esta reacción, por lo que es considerado ambientalmente como el mejor medio para desinfectar, comparado con otros agentes químicos (Summerfelt y Hochheimer, 1997). Dentro de los inconvenientes para su uso es el alto costo de generación. Se produce por el paso de oxígeno a través de 2 plataformas separadas por un campo eléctrico, con un 10% de eficiencia (Theisen *et al.*, 1998), además, es potencialmente peligroso para los humanos, así como para los animales en el cultivo (Colberg y Lingg, 1978; Owsley, 1991). Otro problema importante, es que el ozono no puede ser almacenado ya que la compresión genera calor que termina rompiendo el  $O_3$ , adicionalmente reacciona y degrada plásticos y PVC (Legube *et al.*, 1986) e igualmente resulta corrosivo para el metal no protegido (Rosenthal y Kruner, 1985).

**Osmosis inversa**.- La purificación del agua por medio de Osmosis inversa es un proceso de separación por membranas, basado en un tamizado molecular y una exclusión iónica. Para ello, se aplica presión al agua para forzarla a pasar por membranas de resinas semi-impermeables que retienen del 90 a 95 % de los iones univalentes, el 95 a 99 % de los iones divalentes y del 95 a 100 % de los contaminantes orgánicos disueltos con un peso molecular superior a 100 (Guerediaga y Melón, 2000). Las membranas de Osmosis inversa están diseñadas para una filtración de flujo cruzado. El agua suministrada se separa en dos corrientes: un filtrado o permeado de agua purificada que pasa a través de la membrana y un concentrado de contaminantes o iones que no pasan la membrana.

#### **4.1.3. Procesos biológicos o biofiltros**

La filtración biológica, incluye cualquier tipo de tratamiento que utilice organismos vivos para remover impurezas del agua (Speece, 1973; Morales, 1982). El propósito principal de un filtro biológico es la conversión de amonio ( $NH_4-N$ ) a nitrito ( $NO_2^-$ ) y de nitrito a nitrato

(NO<sub>3</sub><sup>-</sup>) utilizando bacterias desnitrificantes, mediante el ciclo del nitrógeno (Wickins, 1985; Jiménez y Balcázar, 2003). Esta conversión es de gran importancia en el cultivo de organismos acuáticos, porque el amonio es un metabolito altamente tóxico producido por los organismos cultivados o generado como un subproducto de la descomposición del alimento o el detritus provocado por los mismos (Greiner y Timmons, 1998; Saucier *et al.*, 2000). El NO<sub>2</sub><sup>-</sup> resulta menos tóxico que el NH<sub>3</sub>, en contraste con el NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, el cual es considerado no tóxico en muchos organismos acuáticos (Avnimelech, 2005).

Existen varios tipos de filtros biológicos, los más utilizados son los sumergidos, por goteo, biotambores, biodiscos y lechos fluidos (King y Kelley, 1971; Kelley, 1973; Wheaton *et al.*, 1994).

- a) Biofiltro sumergido: puede ser ubicado dentro o fuera del tanque, llenado con un sustrato que permita la fijación y crecimiento de las bacterias (Kitimasak *et al.*, 1998).
- b) Filtro por goteo: opera como un filtro sumergido de flujo hacia abajo excepto que el medio es mantenido húmedo pero no sumergido, debido a que el filtro no es llenado con agua, el aire puede circular a través del filtro, dando oxígeno a las bacterias (Duddler y Richardson, 1973; Hsu *et al.*, 1975; Kamstra *et al.*, 1998; Wheaton *et al.*, 1991; Lobo *et al.*, 1999; Weirich *et al.*, 2003).
- c) Biotambor: consiste en un cuerpo cilíndrico perforado y lleno de algún tipo de medio que permite mucha superficie específica y un gran vacío. El cuerpo cilíndrico debe estar montado sobre un eje que pase por su centro para permitir la entrada y salida del agua (Kitimasak *et al.*, 1998), lo que permite el crecimiento bacteriano (Lobo *et al.*, 1999). Por lo tanto, el nivel de oxígeno no es tan importante como en los filtros sumergidos. Los biotambores raramente se obstruyen (Golz, 1997; Golz *et al.*, 1995; 1996; 1997 y 1999).
- d) Biodisco: es muy similar al Biotambor, excepto que el medio de soporte de las bacterias, es reemplazado por discos perforados que están ligeramente separados a lo largo de un eje (Lobo *et al.*, 1999; Saucier *et al.*, 2000).



- e) Filtro de lecho fluido: consiste en un tubo cilíndrico que tiene instalado en un lado la admisión y en el otro la expulsión del agua. El tubo es llenado con un medio, que puede ser arena de peso similar, la cual debe tener una superficie altamente específica por unidad de volumen (Greiner y Timmons, 1998; Hirayama *et al.*, 1988). El filtro debe operar con una velocidad de flujo que permita dar fluidez al medio, pero sin que sea expulsado fuera del filtro (Serna, 1975).
- f) Filtro de burbujas y esferas de plástico: pueden remover partículas sólidas suspendidas hasta de 15  $\mu\text{m}$  (Drennan *et al.*, 1995) y al mismo tiempo, actuar como filtro biológico (Malone y Rusch, 1998; Malone y Beecher, 2000).

Un biofiltro puede activarse en una o en todas las funciones, dependiendo del diseño y operación (Muir *et al.*, 1991). La tasa de remoción del amonio, nitritos y nitratos en el sistema, es afectada por factores como la temperatura, pH, salinidad, disponibilidad de oxígeno, volumen de agua, velocidad de paso del agua, biomasa y la eficiencia de otros filtros (Wheaton *et al.*, 1991; Davis y Arnold, 1998).

Durante la puesta a punto del biofiltro hay un momento denominado “periodo crítico”, por lo que es conveniente empezar el sistema sin animales (Morales, 1982). Para esto, pueden introducirse pequeñas cantidades de  $\text{NH}_3$  y de bacterias en el biofiltro. Esta población bacteriana, se encarga no solamente de transformar amonio a nitrato sino también, en transformar otros compuestos orgánicos (almidón, urea, celulosa, etc.). La estabilidad de un filtro biológico toma de 20 a 35 días (Wheaton *et al.*, 1991).

La desnitrificación ocurre por bacterias del género *Nitrosomonas* y *Nitrospira* en el agua dulce; en el agua salina, por *Nitrosomonas* y *Nitrobacter* (Hovanec *et al.*, 1998). La descomposición o desnitrificación de compuestos orgánicos nitrogenados, ocurre de manera similar en el suelo como en el mar, al existir un medio ambiente en equilibrio, la biota de ambos sistemas se encarga de mantener este proceso de nitrificación (Wheaton *et al.*, 1994).

En condiciones artificiales o controladas por el hombre, como es la acuicultura, se utilizan medios que intentan reproducir las condiciones naturales, para el caso del ciclo del nitrógeno (N) por lo que se utilizan los filtros biológicos, en estos, se realiza la conversión de

los compuestos nitrogenados mediante la proliferación de bacterias desnitrificantes (Garriques y Arévalo, 1995) para la amonificación, nitrificación y desnitrificación de estos compuestos del N en el agua de cultivo (Boyd, 1990). Los filtros biológicos (Duddler y Richardson, 1973; Flower *et al.*, 2002), están formados por un medio de soporte para las bacterias nitrificantes. Este medio, puede ser de consistencia sólida o porosa, como la arena, rocas, ostras, conchas de ostión, dolomita (Trejo-Aguilar *et al.*, 2005), trozos de madera, paja de gramíneas y plástico (Jones *et al.*, 2007). Las bacterias crecen en el medio y remueven el amoníaco del agua que fluye a través del biofiltro (Foster, 1974; Hirayama, 1974; Shan y Obbard, 2001).

Durante la oxidación microbiana de amonio a nitrito, se producen iones de hidrógeno, los que disminuyen el pH durante la nitrificación (Boyd, 1990). En soluciones acuosas del medio natural, los iones hidrogeno producidos se neutralizan con los iones de bicarbonato del agua, dando como resultado, una pérdida neta de carbón (como producto inorgánico a la atmósfera) en forma de dióxido de carbono, provocado por el movimiento del agua en el mar a consecuencia de los vientos y el oleaje (Wickins, 1976; Wheaton *et al.*, 1994).

En el agua marina de los cultivos, existe la posibilidad de acumulación de compuestos nitrogenados intermediarios ( $\text{NO}_2^-$ ,  $\text{N}_2\text{O}$ ,  $\text{NO}$ ) debido al tipo y concentración del sustrato empleado o a las condiciones de operación de los biofiltros (Cervantes *et al.*, 1999; Mackay *et al.*, 1999; Sorokin *et al.*, 2001). En los medios artificiales de agua salina o salobre, el crecimiento de las bacterias nitrificantes es relativamente más lento, comparado con el de las bacterias heterotróficas. Una vez conseguidas las poblaciones bacterianas *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, el sistema convierte el amonio en  $\text{NO}_2^-$  y en  $\text{NO}_3^-$  en el medio de cultivo sin dar lugar a concentraciones altas de estos compuestos (Wheaton, 1977; Kuenen *et al.*, 1992; Mackay *et al.*, 1999).

El pH óptimo, para la desnitrificación bacteriana dentro de los biofiltros está en el rango de 6 a 9. El rango específico de pH está en función de la adaptación de las bacterias en el biofiltro, ya que pueden operar en rangos extremos de 5 a 10 (Wheaton *et al.*, 1994). Saeki (1958) consideró que el mejor rango del pH para el cultivo en agua dulce era de 7.1 a 7.8 y para agua salada un rango de 7.0 a 8.2. Por su parte, Foster (1974) demostró que un pH alrededor de 5.5 afectó la desnitrificación, deteniéndose completamente. El control del pH durante el cultivo en recambio de agua cerrado, es muy importante debido a que el  $\text{CO}_2$

producido por los animales y el ión Hidrógeno emanado por las bacterias desnitrificantes y otros ácidos que se provocan, bajan el pH en el sistema (Wheaton *et al.*, 1991).

Muchos compuestos químicos, cuando se añaden al agua de cultivo inhiben la desnitrificación, al reducir la capacidad para oxidar el amoníaco de las bacterias. En la literatura se mencionan como inhibidores: formalina, verde malaquita y nifurpirinol, entre otros. Los efectos de los metales pesados, como el Cr, Cu y Hg en cultivos puros de *Nitrosomonas* en agua, son mucho más severos que los efectos en el lodo (Spotte, 1979). La velocidad a la cual el agua pasa a través del sustrato es importante, ya que si el agua fluye muy rápido, el  $\text{NH}_3$  no puede ser procesado por las bacterias, además de dificultar su capacidad para establecerse y proliferar (Morales, 1982; Lawson, 1995).

#### **4.1.4. Utilización de luz ultravioleta**

La luz ultravioleta (UV) para el tratamiento del agua se utiliza desde hace muchos años (Spotte y Adams, 1981), el proceso consta de un dispositivo por el cual el agua pasa y se pone en contacto con la radiación de onda corta de la luz UV generada por una lámpara (González-Alanís *et al.*, 2007). La radiación de la luz UV, tiene una longitud de onda luminosa menor de 3,900 angstroms ( $\text{Å}$ ) del espectro visible y mayor que 100  $\text{Å}$ , resulta efectiva para destruir bacterias y otros microorganismos. El agua debe ser filtrada mecánicamente antes de pasar por los rayos UV, ya que algunos residuos pueden impedir el funcionamiento correcto de este proceso.

La luz UV es más efectiva para eliminar bacterias patógenas (Liltved *et al.*, 1995; Gill, 2006) aunque también actúa en contra de agentes virales (González-Alanís *et al.*, 2007). Sharrer *et al.* (2005), utilizaron a nivel comercial un sistema de tratamiento de agua recirculada con flujo aproximado de 4,750 L/min con radiación UV en rangos desde 75 hasta 1,800 micro watts ( $\mu\text{W}$ ) /  $\text{cm}^2$ , para determinar el rango de radiación UV requerido para inactivar el conteo total de bacterias heterotróficas y las coliformes totales, encontrando que para las coliformes con un mínimo de 77  $\mu\text{W}/\text{cm}^2$  fueron completamente inactivadas.

Por el contrario, para el caso de las bacterias heterotróficas se requiere una radiación mayor a la utilizada, ya que solo es posible inactivar el  $98.0 \pm 0.4$  % del conteo total. Lo

anterior contrasta enormemente con las dosis recomendadas para el tratamiento con UV para inactivar las bacterias en los sistemas acuícolas, toda vez que la dosis sugerida por otros autores (Gratzek *et al.*, 1983; Liltved *et al.*, 1995; Øye y Rimstad, 2001; Pan *et al.*, 2001; Becker y Speare, 2004; Cohen *et al.*, 2005; Viitasalo *et al.*, 2005) es de  $30 \mu\text{W}/\text{cm}^2$ , cantidad 60 veces menor a la utilizada por Sharrer *et al.* (2005).

#### **4.1.5. Separación de materia orgánica suspendida (skimmer)**

El funcionamiento del espumador (skimmer) es muy sencillo. Se inyecta aire en el agua en un cilindro o reactor, la mezcla aire-agua es menos densa que el agua, dicha mezcla tiende a subir hasta la superficie saliendo por la parte superior del reactor. Por la parte inferior del reactor entra más agua para compensar este desplazamiento de la mezcla aire-agua. De esta forma, se establece una circulación de agua que alimenta el reactor del espumador (Morales Sabio, 2006). La espuma que se va formando dentro del reactor se encuentra con un estrechamiento (generalmente en forma de embudo invertido) durante su ascensión hacia la cámara colectora, lo que permite la eliminación de la materia orgánica suspendida en el agua (Holmes, 2005). Para forzar la entrada de aire en el reactor, debe inyectarse el aire a presiones entre 1.75 a 3.5 kg por  $\text{cm}^2$ . La flotación puede eliminar más de un 75% de los sólidos en suspensión (USEPA, 2004).

En la Figura 1, se muestra un esquema de los procesos y componentes más importantes para la producción de camarón en un SCR.

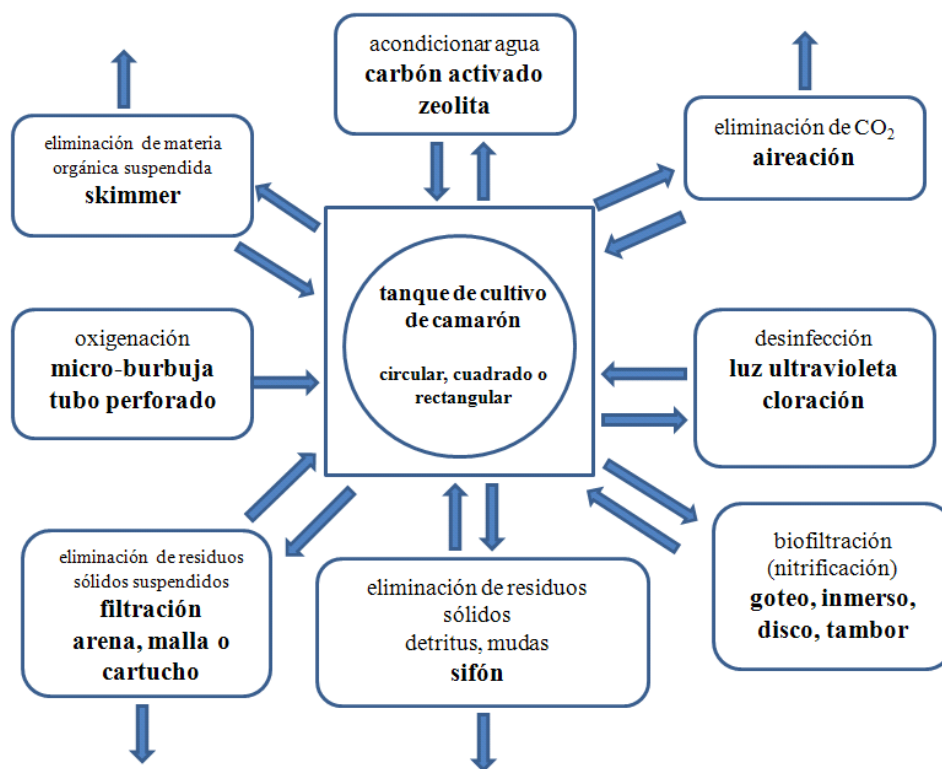
#### **4.2. Sistema Cerrado de Recirculación, alejado de la costa, con cero recambio de agua (SCR-0) para *Litopenaeus vannamei***

La utilización de sistemas cerrados de recirculación (SCR) han sido estudiados para el desarrollo comercial de las explotaciones de camarón *Litopenaeus vannamei* (Pruder, 2001; Shimote, 2001). Otros autores señalan que es posible el desarrollo de reproductores que por generaciones han sido mantenidos en cautiverio (Bray y Lawrence, 1992; Pruder, 2001).

Otoshi *et al.* (2003), compararon el aumento de peso de *L. vannamei* en la fase de adulto a reproductor (20 a 40 g) en un SCR contra un sistema de recambio abierto y reportaron una ganancia de peso menor en los animales mantenidos en el SCR, atribuyendo esta menor

ganancia a la falta de productividad primaria del estanque. Sin embargo, al llevar a estos organismos al proceso de maduración-reproducción, en un sistema tradicional de recambio de agua, no encontraron diferencias entre los animales mantenidos en los dos métodos de cultivo, toda vez que las hembras desovaron cantidades similares de nauplios viables en ambos sistemas. Similares hallazgos fueron reportados por Avnimelech (1999; 2005).

Figura 1. Esquema de los procesos y componentes más importantes para la producción de camarón en un SCR



Traducido y modificado de Losordo *et al.*, 1998.

No se ha reportado el tiempo máximo posible que un SCR-0 puede permitir el sano desarrollo de los organismos ahí contenidos. Tampoco, si es posible el desarrollo desde nauplio hasta reproductores maduros y obtención de nuevos nauplios en el mismo medio acuoso. Esto es importante para propiciar el cultivo sustentable de los camarones y

principalmente para el desarrollo de líneas de reproductores SPF, sin embargo, esta tecnología es una nueva variable en los costos de producción (Xiongfei *et al.*, 2005).

#### **4.2.1. Desarrollo y crecimiento del camarón**

Los camarones del género *Litopenaeus* comparten su ciclo biológico entre los ambientes marino y lagunar. En el primero se efectúa el proceso de la reproducción, y en el segundo los de protección y alimentación de larvas y juveniles. Una vez alcanzadas la talla y edad adecuadas, retornan al ambiente marino para completar su ciclo vital (Ramos-Cruz, 2000). Los camarones han sido clasificados, según Gaxiola *et al.* (2006), como omnívoros oportunistas, por lo que presentan una amplia gama de enzimas digestivas (Lovett y Felder, 1990; Le Moullac *et al.*, 1996; Arena *et al.*, 2006). Por lo que pueden ser alimentados en cautiverio con una variada gama de ingredientes alimenticios de procedencia vegetal o animal (Cuzon y Guillaume, 1997).

#### **4.2.2. Alimentación**

Las fases larvarias de camarón, poslarvas y juveniles se alimentan principalmente de microalgas, aun cuando en cautiverio se emplean múltiples ingredientes (Hoff y Snell, 1993). Entre las microalgas que más se utilizan como alimento, se encuentran especies de los géneros *Chaetoceros*, *Tetraselmis* e *Isochrysis*. Las proteínas son los componentes esenciales en las microalgas y su valor nutricional está determinado por el contenido y disponibilidad de los aminoácidos que las constituyen. Los lípidos típicos de las algas son ésteres de glicerol y ácidos grasos que contienen un rango de carbono entre C<sub>12</sub> y C<sub>20</sub> (Romero, 1999).

Un excelente alimento vivo es la *Artemia franciscana* utilizada por su fácil manejo, características de desarrollo, pequeño tamaño de nauplio y meta-nauplio, que es adecuado para poslarvas y juveniles (Tizol, 1994). El valor nutritivo de los nauplios recién eclosionados de *Artemia* es muy alto. Este valor decrece en ausencia de alimento disponible, como son las microalgas (Torretera y Tacon, 1989), su valor como insumo alimenticio en el cultivo de camarones en la actualidad, constituye no sólo el mejor, sino el único alimento vivo válido en los primeros estadios larvarios y poslarvarios (Cisneros-Burga, 2002).

La importancia del valor nutricional de *Artemia* para la alimentación de organismos marinos, radica en su composición de ácidos grasos altamente insaturados de la serie  $W_3$  (HUFA's  $W_3$ ). Los HUFA's  $W_3$  como el ácido docosaexanoico (DHA o 22:6  $W_3$ ) y el ácido eicosapentaenoico (EPA o 20:5  $W_3$ ) participan en el desarrollo normal de los nervios y de los órganos de la visión en los estadios primarios del ciclo de vida del camarón (Robin, 1995).

Para la maduración y reproducción de los camarones, es crucial el uso de una dieta óptima. El camarón adulto consume del 2 al 3 % de su peso corporal por día, aún cuando, algunas tasas de alimentación exceden el 5 % diario (Treece y Fox, 1993; Mendoza *et al.*, 1997; Fegan y Wouters, 2004; Cuzon *et al.*, 2004).

El peso de los ovarios de una hembra, puede aumentar de 4 a 6 veces en una semana. Por lo tanto, se deben depositar suficientes nutrientes dentro del huevo para asegurar el desarrollo normal del embrión a la fase de nauplio (Wouters *et al.*, 1999; 2001; Tiu *et al.*, 2006). El uso de alimento fresco o fresco congelado es necesario para asegurar una maduración y reproducción con resultados aceptables.

Para la maduración en cautiverio, los reproductores dependen principalmente de una óptima alimentación. Entre las dietas de maduración utilizadas comúnmente, los ingredientes consisten en diferentes organismos marinos como calamares, pescados, mejillones, ostiones, gusanos marinos, artemia adulta y complementos de alimento seco (Aquacop, 1979; 1983; Lawrence *et al.*, 1980; Liao y Chen, 1983; Primavera, 1985; Wyban *et al.*, 1987; Browdy, 1992). Su contribución nutricional a los animales en maduración no ha sido totalmente entendida, pero su éxito está basado según varios autores (Van Wormhoudt, 1995; Revalllec-Ple *et al.*, 2001; González-Félix *et al.*, 2003), en el contenido de aminoácidos, ácidos grasos, esteroides y posiblemente la presencia de sustancias hormonalmente activas.

Según Kawashigashi (1998), el desarrollo de dietas artificiales para reproductores capaces de reemplazar a las dietas frescas es primordial. Las dietas secas artificiales podrían tener ventajas sobre el alimento fresco, entre las que según Harrison (1990) se incluyen, suministro confiable, cantidad controlada y reproducible, fácil uso, estabilidad mejorada en almacenamiento, baja contaminación, menor riesgo de introducción de enfermedades y fácil

aplicación de terapéuticos, inmuno-estimulantes y hormonas (Beard *et al.*, 1977; Browdy *et al.*, 1989; Nascimento *et al.*, 1991; Alava *et al.*, 1993; Cahu *et al.*, 1994; 1995).

#### **4.2.3. Maduración, reproducción y desove**

La maduración gonadal de hembras y machos en cautiverio, está íntimamente relacionada con la edad y peso de los reproductores, la alimentación, la ablación unilateral del pedúnculo ocular, la calidad del agua y otros factores que intervienen en el proceso, como feromonas, luz y temperatura. Así mismo, estos factores intervienen en la fertilidad del huevo, viabilidad del nauplio y posible desarrollo de éste a otros estados larvarios (Chen *et al.*, 1991; Ogle y Lotz, 2001; Otsoshi *et al.*, 2003).

Se ha señalado que existe una correlación directa entre la talla del camarón y el número de huevos por desove (Martosubroto, 1974; Emmerson, 1980; Ottogalli *et al.*, 1988; Hansford y Marsden, 1995; Beard *et al.*, 1997; Marsden *et al.*, 1997). Existen datos contradictorios respecto al promedio de huevos desovados entre las distintas especies de camarón, pero en general la mayoría de los autores consultados (Bray y Lawrence, 1992; Beard *et al.*, 1997; Wouters *et al.*, 1999; 2001) concuerda en que los animales desarrollados en el medio silvestre producen mayor número de huevos.

En el DICTUS (Garza-Aguirre y Aguirre-Hinojosa, 1999) han utilizado con éxito para la reproducción en *L. vannamei*, machos mayores de 28 g y hembras mayores de 35 g. En la mayoría de los sistemas de maduración se mantienen a una proporción de sexos de 1:1 (Santiago, 1977; Primavera, 1978; Aquacop, 1979; Lumare, 1981; Ogle, 1991). La baja producción de huevos en hembras desarrolladas en cautiverio, según Ottogalli *et al.* (1988), es debido al menor desarrollo de talla y peso que muestran respecto a las obtenidas del medio silvestre. Otros autores, señalan que mediante el empleo de dietas que suplan los requerimientos nutricionales de las hembras desarrolladas en cautiverio, estas pueden resarcir la reducción en el número y la calidad de los huevos desovados (Ottogalli *et al.*, 1988; Naessens *et al.*, 1997; Wouters *et al.*, 2001; Otsoshi *et al.*, 2003; Cuzon *et al.*, 2004).



#### 4.2.4. Parámetros del agua

Los camarones, como se mencionó anteriormente, comparten su ciclo biológico entre los ambientes marino y lagunar (Ramos-Cruz, 2000). Los parámetros del agua en los sistemas estuarinos pueden ser variados, la salinidad, destaca por su movilidad, ya que puede estar en rangos de 10 a 33 gL<sup>-1</sup> incluso menores o mayores (Kumlu *et al.* 2000). Los camarones, por su capacidad de regulación osmótica, mantienen una concentración distinta de iones en el plasma sanguíneo (equilibrio pasivo) con el medio externo. Sin embargo, una baja concentración de Magnesio (Mg<sup>2+</sup>) hace que los animales estén más activos o capaces de hacer movimientos más rápidos. En el caso contrario, una alta concentración de Mg<sup>2+</sup> produce un efecto depresivo e incluso una acción anestésica (Waterman, 1960).

La concentración de Calcio (Ca<sup>2+</sup>) en el medio, influye en la permeabilidad de las membranas branquiales respecto del agua y sus iones. Las membranas tienden a ser mucho más permeables a los iones y al agua cuando la proporción de Ca<sup>2+</sup> es baja. Los camarones pueden tener dificultades en la osmo-regulación en aguas con baja concentración de Ca<sup>2+</sup>, especialmente, cuando están expuestos a cambios bruscos de salinidad, exposición a concentraciones de amonio no ionizado, o a cambios de un alto a un bajo pH. Los efectos de estos cambios, son aún peores cuando hay concentraciones inadecuadas de Ca<sup>2+</sup> en el medio de cultivo (Boyd y Tucker, 1998).

La salinidad y la temperatura influyen directamente en el consumo de alimento y la eficiencia de conversión, repercutiendo en la supervivencia y en el crecimiento de los camarones (Kumlu y Jones, 1994; Kumlu *et al.*, 2000). Sin embargo, uno de los principales problemas es la alta mortalidad asociada a la composición iónica del agua, más que a la baja salinidad (Boyd y Tucker, 1998). Los camarones, requieren de agua con concentraciones específicas de los principales aniones: bicarbonatos, sulfatos y cloruros, así como de los principales cationes: calcio, magnesio, potasio y sodio (Boyd *et al.*, 2002). El problema se resuelve determinando la concentración de estos iones y posteriormente, comparándolos con los perfiles de aguas que han resultado exitosas en este tipo de cultivos (Jory, 1997; Green, 2008).

Se estima que la temperatura óptima para la maduración de camarones *L. vannamei* es de  $28 \pm 1$  °C, por ser está la temperatura media en los mares del continente Americano donde se reproduce (Bye, 1987; Wyban *et al.*, 1995; Ponce-Palafox *et al.*, 1997). La mayoría de los autores que a nivel laboratorio han madurado y reproducido *L. vannamei*, señalan haber utilizado como temperatura propuesta, la de 28 °C, aún cuando, se han reportado variantes de más de 2°C sin aparente afectación del comportamiento reproductivo (Primavera, 1978; Robertson *et al.*, 1991; Pruder, 2001; Gandy *et al.*, 2007).

#### **4.2.5. Fotoperiodo**

El adelanto o retraso del proceso de la pubertad y de la reproducción por factores ambientales son aspectos muy importantes por su implicación práctica en la producción controlada y continua de huevos y larvas (Wurts y Stickney, 1984). El fotoperiodo y la temperatura son los principales factores ambientales que inciden directamente sobre el sistema nervioso central y, en particular, sobre el eje hipotálamo-hipófisis-gónada (HHG) de los organismos acuáticos (Bye, 1987; Bromage *et al.*, 1993; Carrillo *et al.*, 1995). El fotoperiodo es el parámetro medioambiental más utilizado en el control de la maduración y reproducción de los camarones (Wurts y Stickney, 1984) y de otras especies marinas (Bromage, 1995; Rodríguez *et al.*, 2000; Ramos *et al.*, 2002).

#### **4.2.6. Inducción de la maduración**

Es muy frecuente utilizar la ablación del pedúnculo ocular en hembras para obtener la maduración y una respuesta reproductiva eficiente (Primavera, 1985; Browdy, 1992; Arcos *et al.*, 2003). Panouse (1943) fue quien primero descubrió que la remoción o ablación unilateral del órgano X localizado en el pedúnculo ocular de los crustáceos, propicia una hipertrofia glandular que resulta en la maduración de las hembras aún fuera de temporada.

El uso de la ablación del pedúnculo ocular (unilateral) es reportado por varios autores (Caillouet, 1972; Aquacop, 1975; Duronslet *et al.*, 1975; Emmerson, 1980; Aktaş y Kumlu, 1999) como el promotor de la maduración sexual por efecto de reducción en la producción de GIH por eliminación de la glándula del seno del órgano X (Otsu, 1963), lo que también

propicia que las gónadas no se reabsorban para las subsecuentes maduraciones (Okumura y Sakiyama, 2004).

Aktaş y Kumlu (1999) reportan la maduración gonadal completa y desove en una hembra de *P. Semisulcatus* ablacionada unilateralmente dos veces en el primer ciclo de muda, y hasta cuatro veces en el segundo ciclo de muda, con un porcentaje de fertilidad comparable a las que lo hicieron una vez por ciclo de muda, también ablacionadas. La ablación bilateral no es recomendada, ya que los animales mueren en pocos días, toda vez que, la producción de hormonas que controlan el proceso de la muda son producidas en el órgano X del pedúnculo ocular (Browdy, 1988; Okumura *et al.*, 2004; 2005).

Para inducir la maduración gonadal en camarones, sin la ablación peduncular, existen métodos alternativos. Entre estos, hay hormonales: como el implante de ganglios de langosta (Yano y Wyban, 1993; Cripe, 1994), inyección de hormonas, como la progesterona (Yano, 1985), la 17-alfa-hidroprogesterona (Yano *et al.*, 1988a; Alfaro, 1996), la serotonina 5-hidroxitriptamina (Sarojoni *et al.*, 1995; Vaca y Alfaro, 2000; Aktaş y Kumlu, 2005) la gonadotropina coriónica humana (HCG) mezclada en el alimento (Bromirski y Klek-Kawinska, 1976; Jayaprakas y Sambhu, 1998), la LH-RH hormona liberadora de la hormona luteinizante (Bromirski y Klek-Kawinska, 1976; Aktaş y Kumlu, 1999; 2005) y la hormona folículo estimulante (FSH) (Bromirski y Klek-Kawinska, 1976; Zkowska, 1981; Aktaş *et al.* 2003; Aktaş y Kumlu, 2005).

Entre los métodos físicos, están la manipulación del fotoperiodo, la intensidad luminosa en la sala de maduración y la temperatura (Makinouchi y Primavera, 1987; Tsukimura y Kamemoto, 1991; Cripe, 1994; Aktaş y Kumlu, 1999; Aktaş *et al.*, 2003).

El manejo del fotoperiodo, temperatura y alimentación son técnicas que podrían permitir la maduración gonadal y desove, sin el uso de la ablación unilateral del pedúnculo ocular, sin embargo, no se ha reportado la posibilidad de obtener, mediante este sistema, la producción sostenida y económica de poslarvas de camarón a nivel comercial (Benzie, 1997; Harrison, 1990; 1997; Treece y Fox, 1993; Browdy, 1992).

#### 4.2.7. Desarrollo y evaluación de los ovarios

Existen varios métodos para evaluar el desarrollo de los ovarios en los camarones. El más práctico y de uso común es la visualización macroscópica externa de los ovarios a través del exoesqueleto y la graduación de su desarrollo mediante la apreciación del tamaño y el color de la gónada (King, 1948; Yang, 1975; Garza-Aguirre y Aguirre-Hinojosa, 1999).

Una escala de maduración basada en la descrita por King (1948) y que consta de cinco estados de desarrollo: inmaduro, madurez temprana, madurez tardía o avanzada, madurez completa, y desovada, ha sido utilizada por varios autores (Chamberlain y Lawrence, 1981; Castille y Lawrence, 1989; Yano *et al.*, 1988b; Robertson *et al.*, 1991; Hall *et al.*, 2002). Otra escala, es la propuesta por Mendoza (1985) que consta de tres fases: inmadura, en desarrollo y madura (Figura 2).

**Figura 2. Fases de desarrollo gonadal en hembras de *Litopenaeus vannamei* (adaptado de Mendoza, 1985).**



### **4.3. Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para *Litopenaeus vannamei***

Las enfermedades en camarones, hasta ahora reportadas aparentemente no representan riesgos para la salud humana. Sin embargo, conforme se desarrolla la actividad hacia sistemas más intensivos de producción y mayor hacinamiento de animales, la ocurrencia de algunos padecimientos que afecten o no a las poblaciones en explotación, pueden significar un riesgo potencial para el consumidor, con la eventual ocurrencia de zoonosis.

#### **4.3.1. Enfermedades del camarón**

Las enfermedades virales en el cultivo de camarones en la última década, han cobrado gran importancia (Lightner y Redman, 1998). El síndrome de la mancha blanca causa mortalidad en el 100% de las poblaciones de camarón en 3 días, y ha sido reportado capaz de infectar a varias especies de crustáceos como *Acetes* spp, *Artemia salina* (quistes), *Cherax quadricarinatus*, *Macrobrachium* spp y *Procambarus clarkii* (Lightner, comunicación personal). Otros organismos acuáticos de medio ambiente salobre, como la jaiba (*Callinectes* spp) y el ostión (*Crassostrea* spp), debido a sus hábitos alimenticios, son posibles diseminadores de afecciones a otros organismos en el medio natural (Lawrence *et al.*, 2001; Lightner *et al.*, 2002).

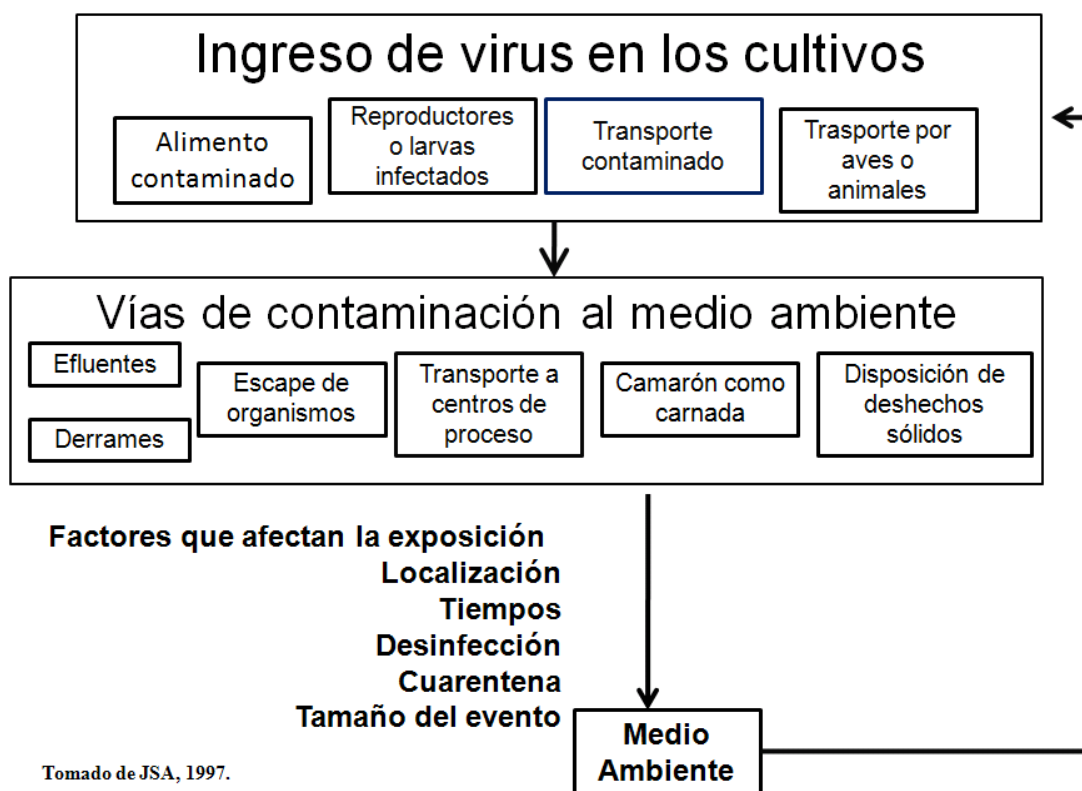
Para evitar su aparición, se han desarrollado SCR, con el interés de impedir al máximo la introducción de agentes patógenos al sistema. Sin embargo, la presencia de estos en los animales o en el medio (artificial) donde se desarrollan, implican riesgos muy importantes para la actividad, aunado a que se manifiesta diseminación vertical de estos agentes virales contribuyendo a su propagación al medio de cultivo y posterior liberación al medio silvestre (Tang y Lightner, 2002; Erickson y Lightner, 2002).

La introducción o liberación de agentes patógenos hacia el medio puede ser propiciada por varias causas; transmisión horizontal y vertical en las granjas, laboratorios y medio silvestre (Figura 3). Por la administración de alimento fresco (ostión, calamar, poliquetos, artemia, algas etc.) en los laboratorios de reproducción, por las descargas de agua de recambio

en granjas y laboratorios, y por la descarga de agua y residuos sólidos de las plantas procesadoras de productos marinos (Stuck y Wang, 1996; Golburg y Triplett, 1997).

La presencia de enfermedades que afectan a las poblaciones silvestres de camarón en el mundo ha sido reportada con anterioridad (Lightner *et al.*, 2002). Sin embargo, el incremento en las densidades de siembra en los sistemas actuales de producción, aunado al incremento del estrés al que se ven sometidos los camarones, como consecuencia del manejo y reducción de la calidad del agua en el que se producen, hacen más factible la aparición de procesos infecto contagiosos en estos animales (Moss *et al.*, 2002; 2007).

Figura 3. Modelo conceptual de las vías y formas de contaminación por virus en la acuicultura (traducido de JSA, 1997).



Tomado de JSA, 1997.

### 4.3.2. Planes para la prevención de riesgos

El sistema es aplicable a todos los eslabones de la cadena alimentaria, desde la producción, pasando por el procesado, transporte y comercialización, hasta la utilización final en los establecimientos dedicados a la alimentación o en los propios hogares. Evita las múltiples debilidades inherentes al enfoque de la mera inspección y los inconvenientes que presenta la confianza en el análisis microbiológico.

Originalmente, los planes HACCP se diseñaron para abordar los problemas relacionados con riesgos físicos, químicos y biológicos de los alimentos (FAO, 2003), actualmente constituye la base para el control oficial de los alimentos, establece criterios respecto a la inocuidad de los mismos en el comercio internacional y su introducción a escala mundial representa un cambio en las formas de producción (Pérez y Urquiaga, 1999). El HACCP fue desarrollado, como técnica, por la NASA en los años 60's, con la finalidad de diseñar y producir alimentos para los astronautas, los cuales debían estar libres de patógenos que pudiesen causar alguna enfermedad a la tripulación, ya que los métodos tradicionales no daban la suficiente garantía de producir alimentos seguros (Guzmán Torres *et al.*, 2005).

El sistema original fue concebido por la Pilsbury Company, en colaboración con la NASA y los laboratorios del ejército de los Estados Unidos en Natick. Se basó en la técnica de ingeniería conocida como Análisis Modal de Fallos y Efectos (AMFE) que analiza lo que podría ir mal en cada fase del funcionamiento, así como las posibles causas y los probables efectos, antes de aplicar mecanismos de control eficaces (FAO/OIEA, 2003). Fue un sistema de control de la producción a escala industrial, específicamente orientado a los aspectos de la seguridad de los alimentos, siendo evidentes las ventajas de su aplicación respecto a los métodos clásicos desde el punto de vista de la inspección.

El HACCP, fue utilizado por primera vez, desde un punto de vista reglamentario, por la Food and Drug Administration (FDA) de Estados Unidos de América, con relación al control del proceso y prevención del peligro de la toxina del *Clostridium botulinum* en conservas de baja acidez. Por tratarse de un sistema que hace énfasis en la prevención de los riesgos para la salud de las personas, el HACCP vio incrementar su aceptación en Estados Unidos en 1973 y 1974 (Guzmán Torres *et al.*, 2005). En 1983 lo propone la OMS

(Organización Mundial de la Salud) a la Comunidad Europea para la inspección de alimentos. En 1984 el CODEX alimentario elabora un informe técnico, el cual en 1993 aprobó en su vigésimo período de secciones celebrado en Ginebra del 28 de junio al 7 de julio las directrices para aplicación del HACCP (ALINORM 93/ 13<sup>a</sup> AP. II, citado en MIP, 2002).

El HACCP, es un sistema racional con un enfoque activo de control de calidad, que incluye la anticipación de los riesgos asociados con la producción o empleo de los alimentos y la identificación de los puntos en los que pueden ser controlados dichos riesgos, constituyendo, por ello, una alternativa racional a los ineficaces programas de control del pasado. En sí mismo, no es más que un sistema de control lógico y directo basado en la prevención de problemas, como método de aplicar el sentido común en la producción y distribución de alimentos seguros (Guzmán Torres *et al.*, 2005).

Las siglas HACCP, han llegado a ser muy populares en los últimos años y se han traducido al español de diversas formas. En España, Ariño y Herrera (1993) lo traducen como ARCPC (Análisis de Riesgos y Control de Puntos Críticos) por ser la que utiliza la Administración Española en sus documentos. Así mismo, el IICA (1999) lo utiliza como tal en la guía general para el sistema de aplicación del ARCPC. Por otra parte, la OMS en sus documentos en español utiliza la traducción APPCC (Análisis de Peligros y Puntos Críticos de Control), según la NC 38-00-03 (1999) y la NC 136 (FAO, 2003). Así mismo, en su manual sobre la aplicación del Sistema de Análisis de Peligros y de Puntos Críticos de Control en la Prevención y Control de Micotoxinas la FAO/OIEA (2003) señalan que el Sistema de APPCC permite identificar, evaluar y controlar peligros significativos para la inocuidad de los alimentos.

Herrera (1996), aún cuando utiliza las siglas ARCPC de la Administración Española, traduce el término “Hazard” como peligros en su publicación. Ello, ha originado una gran confusión terminológica, que ha conducido a algunos autores a emplear sólo las siglas inglesas (HACCP). En términos generales, la palabra “peligro” es la primera acepción de “hazard” en los diccionarios inglés - español y se define como cualquier agente biológico, químico o físico que pueda causar un efecto adverso a la salud. En algunas publicaciones en español se utiliza la palabra “riesgo” como equivalente a “hazard”, lo que crea una confusión con la traducción



de “risk” que es verdaderamente riesgo y no es más que una estimación de la probabilidad de que un peligro se concrete.

Se considera que HACCP es un sistema preventivo para garantizar la inocuidad de los alimentos (MIP, 2002), pero no es un sistema independiente, su aplicación debe ir precedida a la aplicación de Buenas Prácticas de Manufactura, Buenas Prácticas de Higiene y la instrumentación de los Procedimientos Operacionales Normalizados de Saneamiento. En HACCP se tienen en cuenta todos los peligros o riesgos potenciales (biológicos, químicos y físicos) que puedan, por cualquier vía y forma, estar presentes en un alimento, si bien los peligros químicos son muy temidos por los consumidores y los físicos son comúnmente identificables, los biológicos y dentro de ellos los microbiológicos, son los más serios e importantes para la población (Jahncke y Schwarz, 2002).

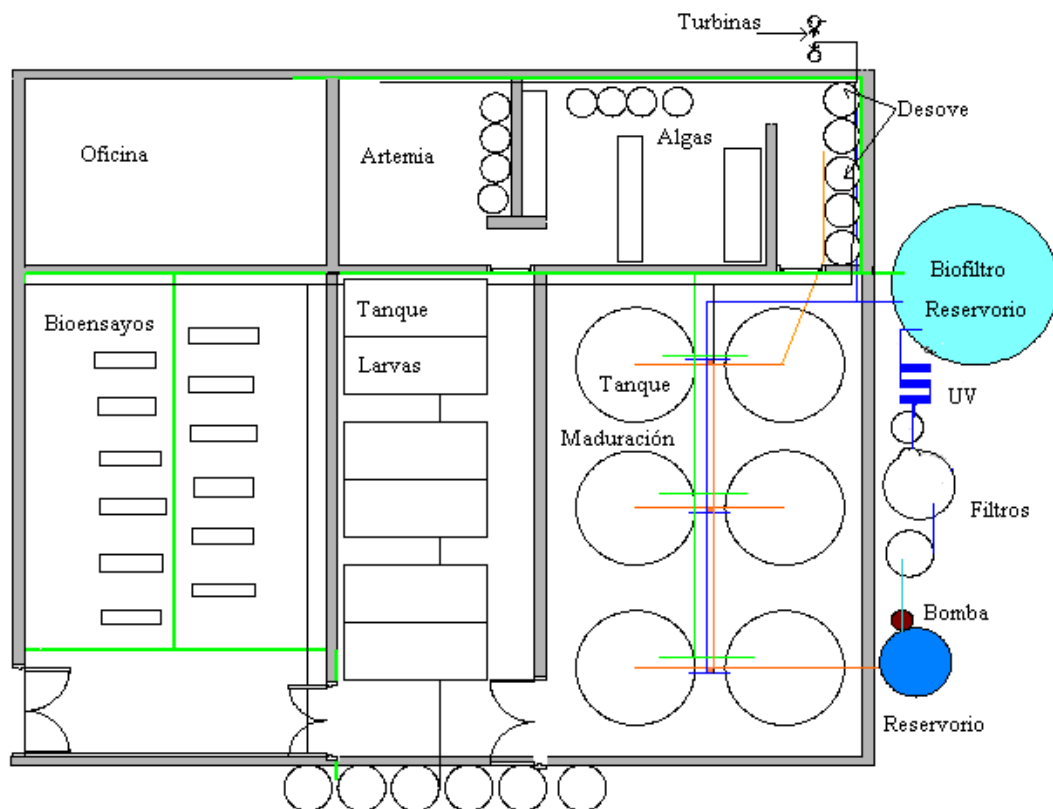
Son diversos los criterios en relación con el diseño e instrumentación de un Sistema de Gestión de Calidad basado en HACCP, pero en general coinciden en que consta de 12 pasos (Whitehead y Field, 2001; Erro, 2002), de los cuales los cinco primeros se consideran actividades pre- HACCP y los siete restantes corresponden a los principios en los que se sustenta el sistema. La ausencia de planes de manejo para el control de agentes patógenos en los centros de producción de poslarvas de camarón, son un problema grave para la industria acuícola, el cual no es privativo para México, sino que es presente en todo el mundo (Jahncke *et al.*, 2002). El modelo HACCP es un sistema aceptado en muchas partes del mundo para la prevención de riesgos en la industria alimenticia, y ha sido utilizado en la industria acuícola en varias especies (Jahncke y Schwarz, 2002).

## 5. MATERIAL Y MÉTODOS

### 5.1. Infraestructura

El Laboratorio de Organismos Acuáticos de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad Autónoma de Tamaulipas (UAT) está construido en Ciudad Victoria, Tamaulipas, México. Se ubica al Norte  $23^{\circ} 59'$ , al Sur  $23^{\circ} 24'$  de latitud Norte; al Este  $98^{\circ} 55'$  y al Oeste  $99^{\circ} 26'$  de longitud Oeste, a 145 Km de la costa del Golfo de México, a una altitud de 342 m sobre el nivel del mar. El plano general del laboratorio utilizado se muestra en la Figura 4.

Figura 4. Plano de la infraestructura general del laboratorio.



## A) Interior

El Laboratorio de organismos acuáticos es una construcción termo-aislada en el cual se localizan las siguientes áreas:

### a) Desarrollo Larvario

El área de desarrollo larvario está compuesta por 6 tanques de concreto revestidos de resina de fibra de vidrio color blanco de 2.10 x 0.75 x 0.90 m con capacidad de 1.4 m<sup>3</sup>. Iluminación provista por 6 lámparas de luz blanca (Cold White™) de 39 W instaladas a 1.5 m sobre el borde superior de los tanques. Los tanques están provistos de tapas construidas con tubos de PVC y red de nylon de luz de malla de 1 cm para evitar la salida de animales. La temperatura ambiente puede ser controlada en un rango de 22 a 38 °C, mediante un sistema de acondicionamiento de aire que cuenta con refrigeración-calefacción y un control de termostato de  $\pm 0.5^{\circ}\text{C}$ .

### b) Micro-cultivos (Algas y *Artemia salina* spp).

Conformada por sala de micro algas desde cepa pura y subsecuentes volúmenes de cultivo (0.5, 1, 10, 25 y 50 L), con sistema de acondicionamiento de aire independiente que cuenta con refrigeración capaz de mantener la sala de 16 a 28°C. Iluminación artificial con 16 lámparas de luz blanca de 39 W instaladas en las paredes donde están colocados los recipientes de cultivo. La sala de cultivo de artemia salina, está constituida por 6 tanques de fibra de vidrio con fondo cónico, este fondo cónico es incoloro, lo que permite provocar fototropismo a los nauplios de artemia y ser cosechados por la parte inferior del mismo, con medidas de 0.9 m de diámetro ( $\varnothing$ ) por 0.9 m de altura.

### c) Maduración Reproducción.

La sala para la maduración – reproducción está constituida por 6 estanques circulares de fibra de vidrio, en color negro de 2 m de  $\varnothing$  y altura de 1 m, con capacidad de 3.14 m<sup>3</sup> cada uno, fondo con pendiente hacia el centro del 1%, sistema de descarga central, provistos de tapas construidas con tubos de PVC y red de nylon de luz de malla de 1 cm para evitar la salida de animales. Las paredes y techo pintadas en color negro, con 8 lámparas de luz blanca

de 39 W instaladas en el techo a una altura de 2 m sobre el nivel del agua, provistas de sistema de encendido-apagado independiente por control de tiempo automático de 15 min a 24 h.

d) Desoves.

El área de desoves consta de 6 tanques de plástico negro con capacidad de 140 L, provistos de tapa sólida con un aditamento para colocar iluminación y provocar el fototropismo de los nauplios.

B) Exterior.

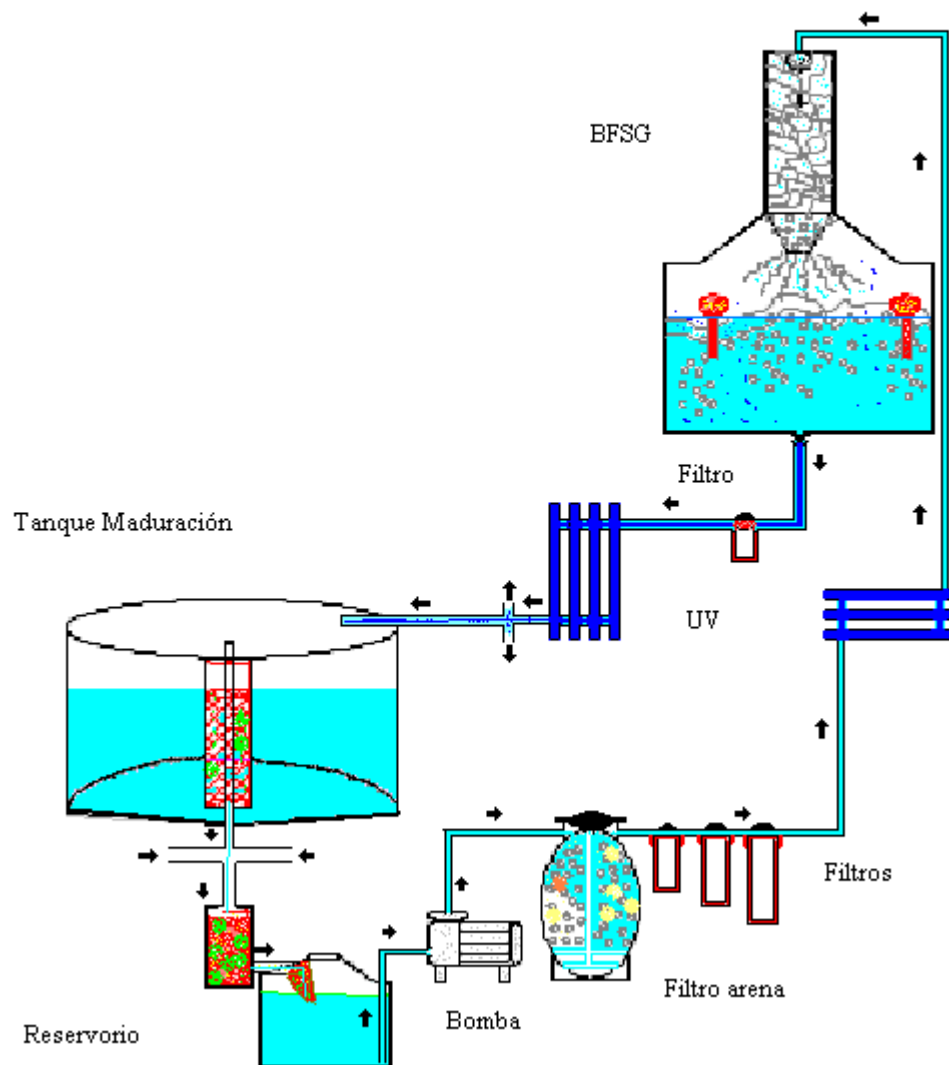
- 1) Almacén y preparación de alimentos.
- 2) Filtración, bio-filtración, reservorios y tratamiento general del agua.
- 3) Almacén de residuos orgánicos (previo a su disposición o destrucción, conforme a la NOM).
- 4) Acondicionamiento de la temperatura ambiental interior
- 5) Sistema de aeración continua, producida por dos sopladores de turbina con filtración de ingreso del aire a 15  $\mu\text{m}$ , que funcionan en períodos alternos de 3 h trabajo – 3 h descanso cada una.

## **5.2. Origen y calidad del agua**

El sistema cerrado de recirculación alejado de la costa, con cero recambios y mínima reposición de agua (SCR-0) para *Litopenaeus vannamei* utilizó agua marina de 32  $\text{gL}^{-1}$  obtenida de un pozo, filtrada por arena de la costa, del litoral del Golfo de México, en La Pesca, Soto la Marina, Tamaulipas, México. Fue transportada a la FMVZ en Cd. Victoria, Tam., que se localiza a 145 Km de la costa, en contenedores de plástico de 5,000 L. Cada año de estudio fueron transportados 24.3  $\text{m}^3$  de agua marina, la cual, antes de ingresar al sistema fue filtrada a través de un filtro de arena a 35  $\mu\text{m}$  Jacuzzi™, filtros de cartucho de 20, 10, y 5  $\mu\text{m}$  y expuesta a radiación de luz UV por recirculación en un dispositivo de 12 lámparas de 30 W por 24 h (Copeland *et al.*, 2005). El agua fue bombeada del reservorio tipo cisterna utilizando una bomba centrífuga de 1 HP Jacuzzi™ la cual era accionada por un interruptor automático de nivel (Figura 5), enviada al biofiltro general externo y almacenada en el reservorio elevado, el cual está térmicamente aislado, cuenta con aireación y dos calentadores

de bayoneta de 2500 W, 220V, (Aquatic Eco-System™) programados a 28 °C. El agua era posteriormente enviada a los tanques de maduración por gravedad, previamente filtrada a 15  $\mu\text{m}$  en cartucho, e irradiada en un dispositivo de UV. El SCR-0, fue diseñado para cero descargas y mínima reposición de agua.

Figura 5. Esquema y componentes del sistema general de tratamiento del agua BFG.



### 5.3. Agua utilizada

En el área de desarrollo larvario (cada año de estudio) se utilizaron 6.1 m<sup>3</sup> de agua marina (32 gL<sup>-1</sup>) mezclada con 6.1 m<sup>3</sup> de agua dulce obtenida de un pozo profundo en la FMVZ para provocar agua salobre de ±15 gL<sup>-1</sup> que fue distribuida en 6 tanques de concreto los cuales se llenaron a 1.2 m<sup>3</sup> y la restante se almacenó en los reservorios (enterrado de 0.7 y 5 m<sup>3</sup> el elevado) de plástico como agua para recirculación o de relleno. En el área de maduración (cada año de estudio) se utilizaron 18 m<sup>3</sup> de agua marina para llenar 6 tanques circulares de fibra de vidrio a razón de 2.2 m<sup>3</sup> cada uno, la restante (5.7 m<sup>3</sup>) se almacenó en los reservorios (enterrado y elevado) de plástico como agua para recirculación o de relleno.

### 5.4. Aireación

Todos los tanques de desarrollo larvario y maduración fueron aireados con una piedra de micro-burbuja de 1 x 1 x 6” durante las 24 h. Los tanques de desoves con una de 0.5 x 0.5 x 2” solo cuando se utilizaban.

### 5.5. Fotoperiodo

En el área de desarrollo larvario se utilizaron 6 lámparas de luz blanca de 39 W las cuales eran encendidas y apagadas automáticamente durante 12 h (0600 a 1800 h). En el área de maduración el fotoperiodo (Tabla III) fue controlado automáticamente por medio de relojes controladores de corriente que activaban las lámparas. El primer par de lámparas, se estableció encenderse a las 0600 h simulando la salida del sol, y apagarse a las 1100 h, el siguiente par de lámparas se encendía a las 0900 h y apagarse a la 1400 h, un tercer par de lámparas se encendía a las 1200 h y apagarse a las 1600 h, el último par se encendía a las 1500 h y apagarse a las 1800 h (simulando la caída del sol). El fotoperiodo, fue de 12 h de luz/día (Viacava *et al.*, 1978; Vegas *et al.*, 1981).

Tabla III. Programación a 12 h de luz por día del fotoperiodo en maduración.

Acción	1° par Lámparas	2° par Lámparas	3° par Lámparas	4° par Lámparas
Encender	0600 h	0900 h	1200 h	1500 h
Apagar	1100 h	1400 h	1600 h	1800 h

## 5.6. Temperatura

Se estableció la temperatura ambiental a 28 °C, en las salas de desarrollo larvario, maduración y desoves utilizando un sistema de acondicionamiento de temperatura con bomba de calor capaz de activarse a frío o calor según correspondiera. En el área de maduración se fijó la temperatura del agua a 28 °C dentro del sistema (Villarreal *et al.*, 1994; Wyban *et al.*, 1995), colocando 2 calentadores de 2,500 W dentro del reservorio elevado de 5 m<sup>3</sup> de agua, controlados por un termostato digital y un sensor que se colocó dentro de uno de los tanques de maduración.

## 5.7. Desinfección y limpieza tanques

Antes de realizar el llenado con agua salobre o marina. Una solución de cloro al 6% y agua dulce, fue preparada para la desinfección de los tanques, material de aireación, filtros interiores y medios de soporte para biofiltración. Posteriormente, fueron enjuagados en agua dulce a presión o por inmersión, y desecados a temperatura ambiente y a la luz solar durante 24 h. La limpieza se realizó a diario antes del primer alimento. En el área de larvicultura se utilizó un tubo de PVC de 1" conectado a una manguera para la succión del alimento sobrante, heces fecales y mudas para su registro diario. El agua, fue filtrada a 250 µm, mediante un dispositivo que consiste en una bomba de ¾ HP la cual cuenta con un filtro de canasta para partículas > 1000 µm (retener mudas) y un cartucho para partículas > 250 µm para retener la materia orgánica, el agua filtrada era regresada al mismo tanque (Figura 6).

En el área de maduración, se utilizó un tubo de PVC de 1" conectado a una manguera para la succión mediante el principio de sifón que por gravedad filtraba las partículas > 250 µm en un dispositivo colocado en las descargas que envían el agua hacia el tratamiento general de recirculación (BFSG), lo que permitió separar detritus y contar mudas sin perder el agua del sistema.

Figura 6. Dispositivo para la limpieza y eliminación de residuos sólidos en el fondo del tanque.



### 5.8. Origen de los camarones

Nauplios III-IV de camarón *Litopenaeus vannamei* (SPF) fueron obtenidos del laboratorio comercial “Unidad Marina” en La Pesca, Soto La Marina, Tam., México, en tres remesas (2003, 2004 y 2005), transportados en cajas de poliestireno en agua marina (20°C; pH 8.2 y 32 gL<sup>-1</sup> de salinidad) al SCR-0 de la FMVZ. Los nauplios fueron distribuidos en dos tanques del área de larvicultura llenados con agua marina (32 gL<sup>-1</sup>, 27°C, pH 8.2) abastecidos con aireación en cada tanque como lo describen Kuhn *et al.* (2007). Para la alimentación de protozoa I a poslarva I, se les proporcionó microalgas *Chaetoceros muelleri*, *Tetraselmis suecica*, de poslarva I a XV se utilizaron microalgas y nauplios de *Artemia* spp (Microfeast®; Bartsville, USA) conforme a lo reportado por Aguirre-Guzmán *et al.* (2001). Alimento comercial conteniendo 30% de proteína cruda reducidos en el tamaño del pellet por trituración (maltaClayton® de México), nauplios de *Artemia* y *Spirulina* spp fueron suministrados desde poslarva XV hasta alcanzar el estado de juvenil.



## 5.9. Diseño Experimental

Como fue mencionado en antecedentes, la presente investigación se desarrolló en tres fases:

Primera. Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, utilizando variables para evaluar la calidad del agua y los parámetros productivos de los camarones en seis tratamientos (año 2003).

Segunda. Sistema cerrado de recirculación alejado de la costa, con cero recambios y mínima reposición de agua (SCR-0) para *Litopenaeus vannamei*, en dos periodos, (años 2004-2005 y 2005-2006) los cuales se compararon para evaluar la repetitividad del sistema, utilizando las mismas variables de la primera fase.

Tercera. Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para *Litopenaeus vannamei*.

### 5.9.1. Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, sobre la calidad del agua para el crecimiento y maduración de camarones

Para esta primera fase de estudio (2003), se consideró que los factores limitantes de la calidad del agua de los tanques de cultivo, como el pH, oxígeno disuelto (OD), sólidos suspendidos (SS), microorganismos y compuestos nitrogenados  $\text{NH}_4$ ,  $\text{NO}_2^-$  y  $\text{NO}_3^-$  deben permanecer en niveles óptimos para mantener un ambiente adecuado (Wickins, 1976; Boyd, 1979; Chiba, 1980; Losordo et al., 1992). Por lo anterior, se propuso evaluar el efecto del uso de filtros biológicos (FB) en el desarrollo de juveniles de *Litopenaeus vannamei* bajo sistema cerrado.

Se diseñó y construyó dos tipos de biofiltros, uno externo (BFE) y otro inmerso invertido (BFI), contruidos con piezas de PVC (Figura 7), que pueden alojar sustratos para el soporte de bacterias y materiales de filtración. En el caso del BFE se le agregó una cámara para la exposición del agua a la luz UV utilizando una lámpara germicida de 15 W, mediante la adaptación y modificación de los propuestos por otros autores (Grieves y Bewley, 1972;

Duddler y Richardson, 1973; Wheaton, 1977; Flower *et al.*, 2002; Trejo-Aguilar *et al.*, 2005 y Jones *et al.*, 2007).

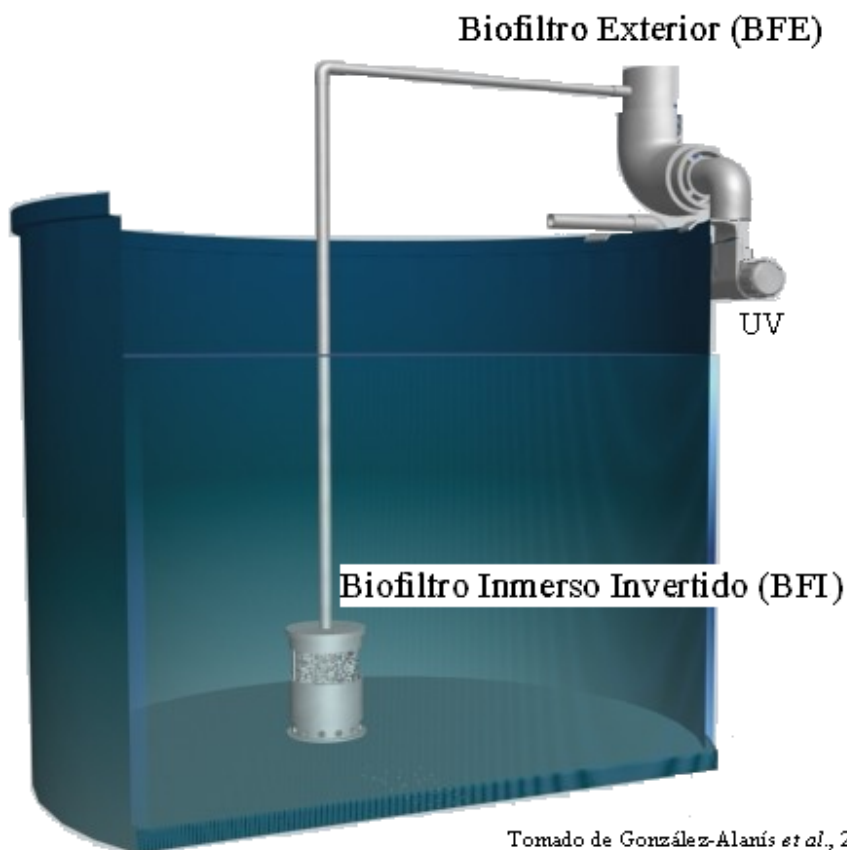
Se utilizaron 600 juveniles de camarón *L. vannamei* obtenidos del laboratorio comercial “Unidad Marina” en (La Pesca, Soto La Marina, Tam., México) con un peso promedio de  $7 \pm 2.1$  g distribuidos en 100 juveniles / tanque (cinco tratamientos y un control). Los animales se pesaron al iniciar el experimento, de forma individual para determinar la biomasa por tanque, así como cada 14 días durante las 12 semanas que comprendió el experimento utilizando una balanza digital Ohaus™ con capacidad de 0.01 a 100 g.

La biomasa se obtuvo por la suma del peso de los animales por tanque, este peso se consideró como base para establecer la cantidad de alimento que se ofrecía por tanque por período de 14 días. En cada uno de los tanques, se proporcionó una ración del 3% (según el peso de la biomasa) de alimento comercial maltaClayton® en pellets  $5/16$ ”, dos veces al día (0800 y 1500 h). La salud de los organismos se evaluó diariamente a simple vista registrando mortalidades y mudas. El porcentaje de sobrevivencia se estimó por número de animales por tanque al inicio del experimento contra el número de animales que vivieron al final del mismo o en cada pesada intermedia (períodos).

Se utilizaron tanques de concreto, los cuales fueron desinfectados con hipoclorito de sodio al 12% para eliminar microorganismos que pudieran competir o interferir con las bacterias nitrificantes. Se llenaron con  $0.75 \text{ m}^3$  de un agua salobre a  $\pm 15 \text{ gL}^{-1}$  preparada con agua marina  $32 \text{ gL}^{-1}$  de salinidad a la cual se le agregó agua dulce. Cada tanque fue equipado con 2 piedras difusoras de aire de  $1 \times 1 \times 6$ ” para la oxigenación del agua.

Los biofiltros externos (BFE) de los tratamientos 1, 2, 3 y 4 contenían los siguientes materiales o componentes (COMP), carbón activado, zeolita, malla de nylon como soporte de bacterias, fibra sintética como filtro de partículas ( $> 250 \mu\text{m}$ ), los tratamientos 5 y 6 no contenían los componentes (NoCOMP). Con luz UV encendida los tratamientos 1 y 2; los tratamientos 3, 4, 5 y 6 luz UV sin funcionar (NoUV). Los biofiltros inmersos invertidos (BFI) contenían concha de ostión como sustrato fijador de bacterias (BFI-CO) y los que no lo contenían (BFI-0).

**Figura 7. Biofiltro Exterior (BFE) y Biofiltro Inmerso Invertido (BFI)**



Los tratamientos se distribuyeron de la manera siguiente:

Tratamiento	Biofiltro	Biofiltro	Clave Identificación
1	BFE con UV	BFI Con concha de ostión	BFE-UV-COMP-BFI-CO
2	BFE con UV	BFI Vacío	BFE-UV-COMP-BFI-0
3	BFE sin UV	BFI Con concha de ostión	BFE-NoUV-COMP-BFI-CO
4	BFE sin UV	BFI Vacío	BFE-NoUV-COMP-BFI-0
5	BFE vacío sin UV	BFI Con concha de ostión	BFE-NoUV-NoCOMP-BFI-CO
6	BFE vacío sin UV (control)	BFI vacío (Control)	BFE-NoUV-NoCOMP-BFI-0

La circulación del agua se realizó por efecto de levantamiento por aire (“air-lift”) al inyectarse aire proveniente de los sopladores de turbina en el fondo del aditamento BFI, el

cual succiona agua del fondo del tanque, es conducida hacia el BFE mediante tubos de PVC y pasa por los medios de filtración y soporte por caída a gravedad, se estableció un flujo de recirculación del 200% diario por tanque (Figura 7).

Se midieron los siguientes parámetros por tanque o tratamiento: Temperatura del agua, se registró dos veces por día a las 0800 y 1500 h, utilizando un termómetro con rango de -10 a 50 °C. El pH se midió una vez al día con un potenciómetro marca Extech Instruments™. El oxígeno disuelto se registró una vez al día con un oxímetro digital YSI 55™. La salinidad se midió cada semana con un refractómetro marca Acuatic Ecosystem™. La alcalinidad como carbonato de calcio (CaCO<sub>3</sub>), amonio, nitrito y nitrato se midieron cada 14 días (periodo) y se analizaron usando el kit de LaMotte Seawater™, Model AQ-4 (Chestertown, Maryland, USA).

### **5.9.2 Análisis estadístico de la primera fase**

Se utilizó un análisis de varianza (ANOVA) de una vía para evaluar el promedio de los pesos de los camarones de los 6 tratamientos, donde la unidad experimental fue cada uno de los camarones que sobrevivían por tanque. En el caso de la biomasa, sobrevivencia y los parámetros del agua, se analizaron a través de un ANOVA de dos vías, donde los tratamientos fueron los tanques con los distintos filtros biológicos y los bloques los periodos en los que se dividió el tiempo del experimento. Se midió el grado de asociación de estas variables con respecto al tiempo a través del coeficiente de correlación lineal (r) de Pearson, (Conover, 1980) con el procedimiento de (STATISTICA™, data analysis software system, version 7. 2004).

### **5.9.3. Sistema Cerrado de Recirculación, alejado de la costa, con cero recambio de agua (SCR-0) para *Litopenaeus vannamei***

En esta segunda fase de estudio, el SCR-0 propuesto, fue probado por dos años consecutivos 2004-2005 (04-05) y 2005-2006 (05-06), mediante la evaluación del comportamiento del sistema con relación a parámetros del agua y el comportamiento de los camarones desde el estado juvenil hasta la maduración-reproducción y desove. Los juveniles, pre-adultos, adultos y reproductores (desarrollados en cautiverio) fueron mantenidos en el

SCR-0 durante los dos periodos y periódicamente se midieron, pesaron y evaluaron sanitariamente o por estadio de maduración gonadal. Durante estos dos periodos, no se descargó agua al medio, ni nueva agua marina o salobre fue incorporada al sistema. Se proporcionó aireación constante (24 h) en cada tanque mediante la utilización de una piedra de micro-burbuja de 1x1x6”.

En los periodos 04-05 y 05-06 se utilizaron 768 y 840 juveniles de *L. vannamei* con peso inicial promedio de 1.48 g (sd 0.25 y 0.26) respectivamente, los cuales fueron cultivados por 119 días a una densidad de 128<sup>-1</sup> (04-05) y 140<sup>-1</sup> (05-06) camarones por tanque<sup>-1</sup> y una salinidad de 15 gL<sup>-1</sup> (Kuhn *et al.*, 2007) en los tanques (seis) del área de desarrollo larvario. Los camarones fueron medidos y pesados cada periodo conforme a lo reportado por otros autores (Ricque *et al.*, 1998; Molina-Poveda y Morales, 2004). Se les suministró alimento comercial conteniendo 30% de proteína cruda en pellets (maltaClayton®) en un 3% del peso de la biomasa calculada por tanque y por periodo. Los residuos de comida, heces, mudas y camarones muertos fueron contados y retirados de los tanques mediante sifón y nuevo alimento fue proporcionado a las 0800 h diariamente (Gandy *et al.*, 2007) El agua utilizada para la limpieza con el sifón fue filtrada a 250 µm y regresada al tanque correspondiente. El nivele de agua en cada tanque se conservó utilizando la almacenada en los reservorios (agua salobre), y se registró los volúmenes de incorporación para calcular pérdidas por evaporación o derrames.

Camarones pre-adultos de los estudios previos (área de desarrollo larvario) fueron utilizados para la siguiente fase de evaluación, se utilizaron 240 con un peso promedio inicial de 20.1±0.8 (2004) y 22.2±1.5 g (2005) respectivamente, los cuales fueron distribuidos en 6 tanques del área de maduración-reproducción a una densidad de 40 camarones por tanque con agua salina de 32 gL<sup>-1</sup>. Los camarones fueron medidos y pesados cada semana conforme a lo descrito anteriormente. Se les proporcionó alimento comercial conteniendo 35% de proteína cruda en pellets de (maltaClayton® México) en un 3% y alimento fresco (ostión y calamar) al 12% (base húmeda) del peso de la biomasa calculado por tanque por semana (Mendoza *et al.*, 1997; Fegan y Wouters, 2004). La limpieza y conteo de mudas y camarones muertos fue realizado con el mismo método ya descrito anteriormente, en la fase de juvenil a pre-adulto.

Antes de iniciar la evaluación para la maduración-reproducción, en ambos años, agua dulce del pozo profundo fue lentamente incorporada al sistema ( $\pm 120$  L per h) hasta que el agua salina previamente usada en el estudio anterior (pre-adulto a adulto) alcanzara una salinidad de  $32 \text{ gL}^{-1}$  y los reservorios recuperaran su nivel, registrándose el volumen incorporado.

Se seleccionaron 120 hembras y 120 machos del estudio anterior, con un peso promedio de ( $34.4 \pm 5.2$  y  $31.3 \pm 7.2$  g) hembras y ( $30.7 \pm 5.4$  y  $28.8 \pm 5.3$  g) machos, en ambos años respectivamente, y fueron redistribuidos en los 6 tanques de maduración para quedar en una relación 1:1 (hembras-machos). Las hembras fueron identificadas utilizando bandas elásticas numeradas, las cuales fueron colocadas en uno de los pedúnculos oculares con una pinza de tres puntas adquirida de la National Band & Tag Co., para registrar estadios de maduración y desoves.

En el experimento del 04-05 las hembras fueron unilateralmente ablacionadas por cauterización del pedúnculo ocular izquierdo (Wyban *et al.*, 1987; Gandy, 2004; Gandy *et al.*, 2007). En el experimento del 05-06, no se practicó la ablación. Los reproductores fueron alimentados con ostión y calamar frescos al 12% (base húmeda) del peso de la biomasa por tanque y además se les suministró alimento seco para maduración (Ziegler Bros<sup>TM</sup>, Gardners, Pa) al 3% de la biomasa diariamente en similares horarios al estudio previo. El fotoperiodo fue controlado automáticamente por el procedimiento ya descrito para tener 12 h D/N (Treece y Fox, 1993; Fegan y Wouters, 2004) no se practicó inversión de día a noche.

Las hembras fueron diariamente inspeccionadas para determinar el grado de madurez ovárica de las 1800 a las 2000 h, ambos años, usando la escala de desarrollo de maduración gonadal (Figura 2) y metodología propuesta por Mendoza (1997). Las hembras con desarrollo de fase 3 de maduración fueron capturadas con una red de hilo de algodón (luz de malla 5 mm) y colocadas de manera individual en un tanque de desove, al día siguiente (0800 h), después del desove, las hembras eran regresadas al tanque correspondiente (Peixoto *et al.*, 2005; Gandy *et al.*, 2007) y los desoves fueron evaluados siguiendo el procedimiento descrito por Mendoza (1985).

En los dos periodos de estudio (04-05 y 05-06), los parámetros del agua se midieron en cada uno de los 6 tanques de las áreas de desarrollo larvario o de maduración-reproducción, como ya fue descrito previamente y la información fue agrupada por periodo.

En las evaluaciones de desarrollo de pre-adulto a adulto y maduración-reproducción-desove, cada 20 días fueron tomadas muestras de agua y enviadas al Laboratorio de Calidad Ambiental de Tamaulipas para determinación de cloro y fosforo ( $\text{Cl}^-$  and  $\text{P}^{-3}$ ) utilizando un cromatógrafo de iones (Dionex™ Model 10). Para magnesio ( $\text{Mg}^{+2}$ ), sodio ( $\text{Na}^+$ ), potasio ( $\text{K}^+$ ), calcio ( $\text{Ca}^{+2}$ ), boro (B), y zinc (Zn) se utilizó el cromatógrafo de iones acoplado un espectrofotómetro de masa plasmática (Shimadzu™ HPLC System ion chromatography (IC) coupled with inductively coupled plasma mass spectrometry).

#### 5.9.4 Tratamiento del agua

El tratamiento del agua en el Sistema Individual de biofiltración (SI) y el Sistema General de Biofiltración (BFSG) se realizó por un método modificado de filtración física y biológica utilizado por otros autores (King y Kelley, 1971; Grieves y Bewley, 1972; Duddler y Richardson, 1973; Foster, 1974; Serna, 1975; Muir, 1976; Wheaton *et al.*, 1994; Davis y Arnold, 1998; Greiner y Timmons, 1998; Kamstra *et al.*, 1998; Kitimasak *et al.*, 1998; Golz *et al.*, 1999; Shan y Obbard, 2001; Avnimelech, 2005).

En el área de desarrollo larvario, en cada tanque se utilizó un sistema individual (SI) de biofiltración (Figura 7), el cual consiste de dos partes un BFI y un BFE. En el área de maduración-reproducción, se instaló en cada tanque un SI y un BFSG compuesto de 2 tipos de biofiltración, en cada uno de los tanques se colocó un biofiltro inmerso invertido, que consiste en un tubo de PVC de 2" que sirve para recirculación y mantener el tirante de agua en el centro de cada estanque, cubierto por otro de 6" con perforaciones de 0.6 cm en la parte inferior para permitir la extracción del agua del fondo y los detritus orgánicos (Figura 5).

En el BFSG, se utilizó un proceso modificado (Duddler y Richardson, 1973; Hsu *et al.*, 1975; Wheaton *et al.*, 1991; Kamstra *et al.*, 1998; Lobo *et al.*, 1999) el cual consiste en un cilindro (sellado y aislado) de 40 cm de  $\varnothing$  por 150 cm de alto, con un aspersor en la parte superior y 0.8 m<sup>3</sup> de malla de polipropileno como medio de soporte para las bacterias (figura

5). El agua es asperjada en la parte superior del biofiltro pasando por gravedad en la malla (sustrato de las bacterias) y ser almacenada en el reservorio (elevado) de 5 m<sup>3</sup>.

### 5.9.5 Análisis estadístico de la segunda fase

El aumento de peso, sobrevivencia, maduración y desove fueron comparados en los dos periodos (04-05 y 05-06) utilizando el test de “t Student” con el procedimiento de STATISTICA™ (data analysis software system version 7. 2004). Los parámetros de calidad del agua como temperatura, pH, salinidad gL<sup>-1</sup>, NH<sub>3</sub>, NO<sub>3</sub>, NO<sub>2</sub> y concentración iónica fueron analizados utilizando el mismo protocolo (Kuhn *et al.*, 2007).

### 5.9.6. Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para *Litopenaeus vannamei*

Dado el enfoque preventivo más que correctivo del HACCP, fue importante conocer en el sistema los factores involucrados en la sanidad y desarrollo del proceso, y que en este estudio se denota como “variables independientes” (Tabla IV). Por esto, se evaluó la asociación entre estos factores, el nivel de salud de los reproductores y la producción de poslarvas libres de Patógenos (SPF), en ciclo cerrado. A estos dos últimos factores se les llamó “variables dependientes”. Las variables independientes a medir, fueron aquellos factores que están en control del personal que maneja el establecimiento. Entre estos factores que se midieron y pudieron considerarse como de riesgo, están los del alimento, agua (libre de patógenos), así como el manejo y los ambientales.

Tabla IV. Variables a medir en la elaboración del modelo HCCCP.

<b>Dependientes</b>	<b>Independientes</b>
Número de Camarones Enfermos y Sanos	Dureza
Número de huevos producidos por hembra	PH
Número de nauplios viables	Manejo
Tasa de eclosión y Sobrevivencia larvaria	Presencia / ausencia de patógenos

Los datos que cuantifican a cada uno de estos factores fueron registrados manualmente y digitalizados en una hoja de cálculo de Excel del Software Office®



Se consideró que podría no existir asociación entre los parámetros que estiman la salud de un animal con los factores medidos, dado que en este tipo de estudios, la proporción de animales enfermos puede ser insignificante o inexistente, además de que las variables independientes evaluadas podrían estar dentro de los parámetros establecidos como ideales por Mock (1971), Pruder (2001) y Moss *et al.* (2002).

Para la medición de las variables dependientes, se obtuvo una muestra compuesta por una parte del pleópodo del total de camarones hembras y machos dentro del sistema y fueron analizados mediante técnica de PCR (Reacción de la Cadena de Polimeraza) los cuales fueron recolectados de todos los tanques, a la misma hora, por la misma persona, usando siempre el mismo método cada 7 días.

Durante las labores de limpieza de los tanques se revisó la presencia de animales enfermos o con alteraciones de presunta enfermedad, los cuales fueron analizados conforme al protocolo del Laboratorio de Patología de la FMVZ-PRONALSA (Programa Nacional de Sanidad Acuícola) para obtener la proporción de animales enfermos y la de camarones sanos. En cada muestra tomada se buscó aquellos camarones que presentaran síntomas de enfermedad, los cuales fueron separados del resto considerados como sanos, y se remitieron al laboratorio de Bacteriología de la FMVZ para la identificación de los microorganismos no virales. En el caso de que la presencia de microorganismos patógenos fuera verificada, se procedería a la búsqueda en el hábitat de los camarones. Las condiciones de manejo de los camarones fueron previamente establecidas y sistematizadas, las cuales se basaron en el sistema propuesto por el autor. Sin embargo, dado que fueron llevadas a cabo por humanos estuvieron propensas a ser diferentes a lo establecido, por esta razón, se llevó un registro minucioso para la evaluación del manejo de los camarones con el fin de detectar la presencia de conductas distintas a las establecidas.

Se predijo que con el SCR-0 se reduciría la presencia de agentes patógenos como los virales o bacterianos, pero por la incorporación de alimento fresco que obligadamente se requiere en el proceso de maduración y reproducción en ciclo cerrado, también podrían ser magnificados. Se realizaron tomas de muestras de los ingredientes alimenticios frescos o preparados antes de que se incorporaran al sistema para determinar la presencia o ausencia de agentes patógenos. Los camarones y los alimentos fueron muestreados y analizados para

determinar patógenos mediante las técnicas disponibles en el laboratorio de Patología de la FMVZ.

### 5.9.7 Análisis estadístico de la tercera fase

Se utilizó un modelo matemático de predicción para las variables dependientes (Stewart, 2002) basado en regresión múltiple, en el cual solo quedaron dentro de él aquellas variables independientes que influyeron significativamente a cualquiera de las primeras. Para establecer la asociación entre las variables independientes y los parámetros evaluados como dependientes se realizó un análisis de correlación múltiple, y además, con el fin de determinar la significancia de éstas, se utilizaron las siguientes pruebas, análisis de varianza de una vía, razón de momios y Chi cuadrada, donde la unidad experimental fue cada uno de los camarones, utilizando el análisis y procesamiento de datos de STATISTICA™ (data analysis software system, version 7, 2004).

Para la elaboración del modelo HACCP y determinación de los riesgos potenciales y los puntos críticos dentro y fuera del SCR-0, se utilizó el wizard 2.0 del National Marine Fisheries Service (NMFS, 2006) que es un programa desarrollado para utilizarse en ambiente de Windows XP™. En este wizard, la planeación HACCP desarrollado por la compañía Pillsbury fue modificada por el NMFS (2006) como una herramienta para el manejo de vías y vectores con el propósito de evitar la propagación indeseada de especies invasoras.

El proceso de planeación estratégico de HACCP elimina o minimiza riesgos (contaminantes) en puntos críticos de control. En el manejo de los recursos naturales, de plantas, animales, o enfermedades (como patógenos y parásitos) que pueden distribirse sin control y convertirse en especies invasoras o perjudiciales para los cultivos acuícolas.

Algunos ejemplos incluyen la recolección y movilización de plantas o animales para su preservación, reubicación, restauración o producción. Otra consideración importante incluye el equipo utilizado en actividades de campo y el equipo de muestreo tales como redes o trampas, y la vestimenta de los trabajadores. La razón, es que estos también pueden ser vectores para la propagación de especies. Los Planes HACCP documentan: **quién, qué, por qué, dónde, cuándo y cómo.**

## 6. RESULTADOS

### 6.1. Efecto de la configuración de los componentes en un biofiltro, sobre la calidad del agua para el crecimiento y maduración de camarones

Al término de esta investigación que duró 12 semanas, los resultados observados son los siguientes: Los camarones utilizados tuvieron un peso medio inicial de  $7.04 \pm 2.1$  g, se realizó un análisis de varianza de una vía el cual mostró sin diferencias significativas los pesos de los camarones entre tanques (Tabla V).

Tabla V. Media y desviación estándar del peso (g) de los camarones por tratamiento por periodos de 14 días.

Periodo	Número de Tanque											
	T 1	sd	T 2	sd	T 3	sd	T 4	sd	T 5	sd	T 6	sd
1	7	1.93	6.8	2.04	7.2	1.81	7	2.38	7.1	2.21	7.2	2.02
2	8.7	2.32	8.7	1.81	8.7	2.16	8.9	2.11	9.3	2.07	8.8	1.9
3	10.7 <sup>c</sup>	2.19	10.6b <sup>c</sup>	2.26	10.5 <sup>abc</sup>	2.2	11.5 <sup>a</sup>	2.69	11.7 <sup>a</sup>	2.52	11 <sup>ab</sup>	2.48
4	13 <sup>bc</sup>	2.64	12.7 <sup>b</sup>	2.36	13.8 <sup>cd</sup>	3.03	14.1 <sup>d</sup>	2.85	14.3 <sup>d</sup>	2.83	11.4 <sup>a</sup>	2.45
5	15.1 <sup>abc</sup>	2.77	15.9 <sup>bcd</sup>	3.29	16.8 <sup>d</sup>	2.77	14.9 <sup>ab</sup>	2.43	16.2 <sup>cd</sup>	2.82	14.1 <sup>a</sup>	3.33
6	20.2 <sup>b</sup>	4.2	19.9 <sup>b</sup>	3.62	18.1 <sup>a</sup>	2.62	17.2 <sup>a</sup>	4.6	16.5 <sup>a</sup>	2.58	17.2 <sup>a</sup>	5.29

Datos con diferente literal son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ) a la prueba de Duncan.

En los resultados del comportamiento de los animales, con respecto al crecimiento, se observó que los tratamientos 1 y 2 (BFE-UV-COMP-BFI-CO y BFE-UV-COMP-BFI-0) tuvieron un mayor aumento de peso, considerado como aumento promedio al final de la prueba, siendo 20.2 y 19.9 g respectivamente (Figura 8).

El análisis de varianza de una vía utilizado para evaluar esta variable en cada uno de los 7 periodos, muestra similitudes estadísticas sólo en los dos primeros. Es a partir del 3° periodo, que se encuentran diferencias significativas entre los promedios de peso de los distintos tratamientos, las cuales se mantuvieron hasta el término de la investigación, siendo los tratamientos antes mencionados (1 y 2) los que conservaron un mayor peso promedio por camarón en comparación con los restantes en la mayoría de los periodos (Tabla V).

Figura 8. Peso promedio de los camarones por tratamiento (Tanques).

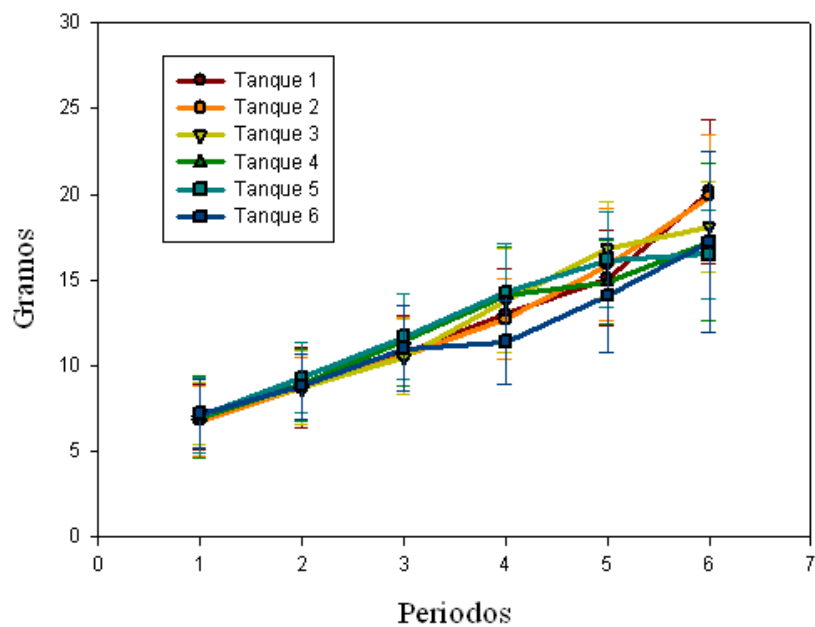
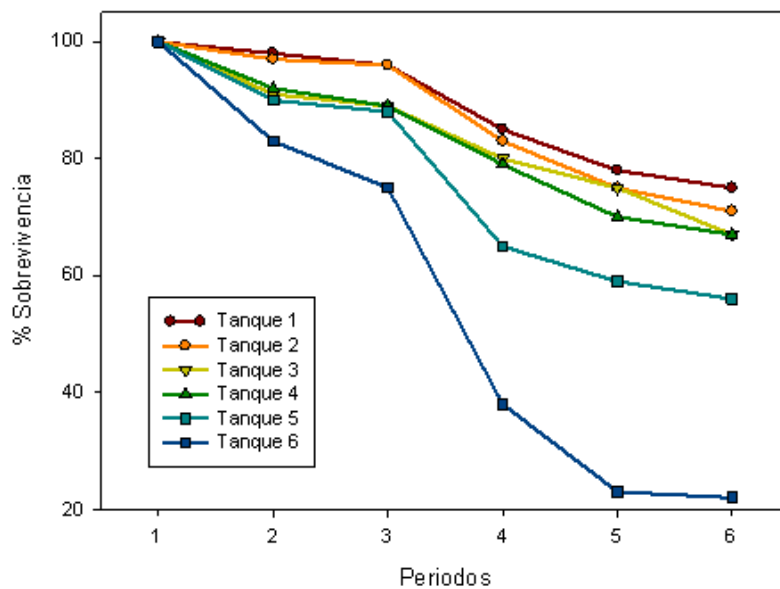


Figura 9. Porcentaje de sobrevivencia por tratamiento (Tanques).



Evaluando los 6 tanques utilizados como unidades experimentales a partir del segundo periodo, el ANOVA de dos vías indica que existen diferencias significativas tanto entre tratamientos como en periodos para la sobrevivencia, donde los porcentajes por periodo de esta variable estuvieron comprendidos en un rango del 75 al 67 % para los primeros 4 tratamientos (más altos), los tratamientos 5 y 6 dieron valores menores al 60% siendo 56 y 22% respectivamente (Figura 9).

La disminución del número de camarones a través del tiempo pudiera considerarse como constante para cada periodo que transcurre, a excepción del tratamiento 6 (control), el cual, después del cuarto periodo la disminución en la cantidad de camarones fue muy superior a los demás, que se ve reflejado en el coeficiente de correlación, dado que de todos los tratamientos es el único que presenta un valor de  $r$  inferior a 0.96 (Figura 9).

Esta situación se vio reflejada en la biomasa promedio por tanque, donde el ANOVA de dos vías muestra diferencias significativas entre tratamientos, con valores de biomasa por periodo muy diversos, donde el tratamiento 6 o control (BFE-NoUV-NoCOMP-BFI-0) resultó con el menor valor (Tabla VI).

Tabla VI. Promedios finales de la sobrevivencia, biomasa y peso individual.

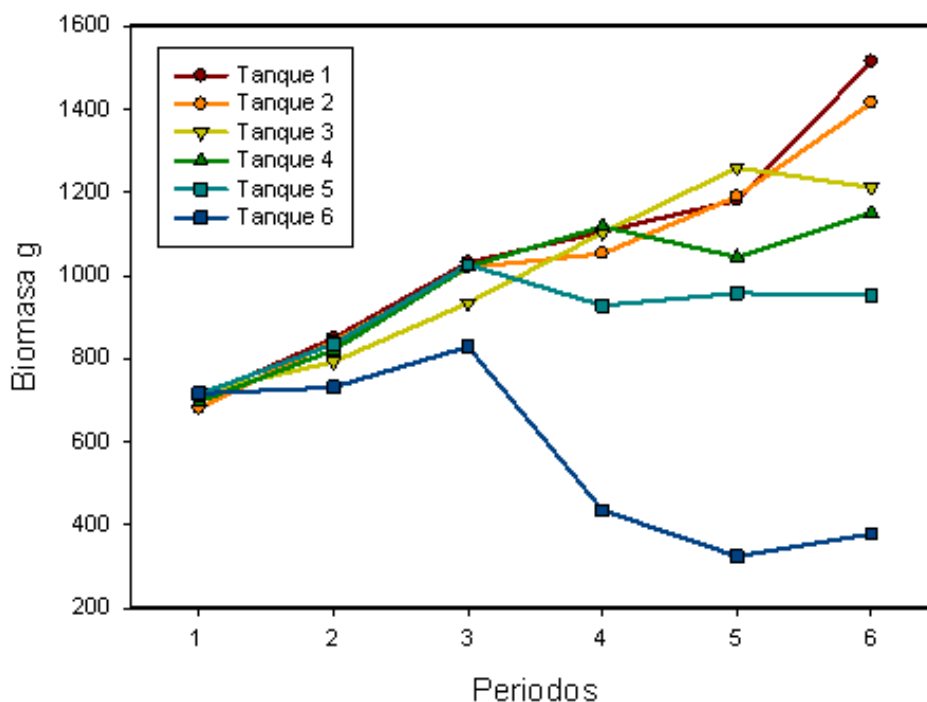
	Tratamientos					
	1	2	3	4	5	6
<b>Sobrevivencia (%)</b>	75 <sup>a</sup>	71 <sup>a</sup>	67 <sup>b</sup>	67 <sup>b</sup>	56 <sup>c</sup>	22 <sup>d</sup>
<b>sd</b>	10.8	12.4	12	13	18.6	33.4
<b>Biomasa (g)</b>	1515 <sup>a</sup>	1413 <sup>a</sup>	1213 <sup>b</sup>	1152 <sup>b</sup>	924 <sup>c</sup>	378 <sup>d</sup>
<b>sd</b>	281	258	224	179	111	214
<b>Peso (g)</b>	20.2 <sup>a</sup>	19.9 <sup>a</sup>	18.1 <sup>ab</sup>	17.2 <sup>b</sup>	16.5 <sup>c</sup>	17.2 <sup>b</sup>
<b>sd</b>	4.2	3.62	2.62	4.6	2.58	5.29

Datos con diferente literal son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ) a la prueba de Duncan.

Las observaciones corregidas (crecimiento individual promedio) de aumento de biomasa por periodos muestran un valor negativo en el caso del tratamiento 5 (-1.0 g) y de -2.7 g para el tratamiento 6 (control). Por otro lado, el aumento corregido de biomasa por semana para los tratamientos 1, 2 y 3 es superior al resto de los tanques. Estos tratamientos mostraron una biomasa superior a 1 Kg y un coeficiente de correlación superior a 0.90, a diferencia de los tanques 5 y 6, en

los cuales el grado de asociación entre la biomasa y el tiempo puede considerarse como pobre, con valores del coeficiente de correlación inferiores a 0.35 (Figura 10).

**Figura 10. Peso de la biomasa por tratamiento (Tanques).**



Los parámetros del agua al inicio fueron: temperatura  $27 \pm 0.5$  °C, el oxígeno disuelto de  $5.3 \pm 0.3$ , el pH  $7.5 \pm 0.2$ , sin presencia de TAN ( $\text{NH}_3$ ), los valores de  $\text{NO}_2^-$  fueron de  $0.05 \pm 0.01$ , el  $\text{NO}_3^-$  de  $2.0 \pm 0.3$ , el  $\text{CaCO}_3$  era  $292 \pm 10$  y la salinidad se estableció en  $15 \pm 0.5$   $\text{g L}^{-1}$ .

Con respecto a los parámetros evaluados en los 6 tanques como unidades experimentales, se observa lo siguiente: Para el caso de la temperatura los valores medios de esta variable fueron iguales para todos los tratamientos, pero no entre los periodos, del inicio hasta el periodo 3, todos los tanques mostraron una temperatura de 27 °C, del 4 al 5 fue de 28 °C y de 28.5 °C para el último periodo, con diferencia estadística no significativa entre ellos.

El análisis de varianza de dos vías no encontró diferencias significativas entre tratamientos ni en entre periodos para la salinidad (inició en 15 en todos los tanques y

terminaron  $20 \pm 1.5 \text{ gL}^{-1}$ ), con una tendencia muy similar de incrementos por periodo de  $1.5 \pm 0.8 \text{ gL}^{-1}$ . Por otro lado, para el oxígeno disuelto (OD) se logran apreciar diferencias estadísticas entre tratamientos, donde los tratamientos 1 y 2 (BFE-UV-COMP-BFI-CO y BFE-UV-COMP-BFI-0) muestran los valores más altos de esta variable, esta misma situación se repite en la evaluación de la cantidad de carbonato ( $\text{CaCO}_3$ ).

Para las concentraciones de Nitrógeno Amoniacal Total (TAN) y Amoniaco ( $\text{NH}_3$ ), los tratamientos 1, 2 y 4 (BFE-NoUV-COMP-BFI-0) mostraron los valores más altos, con diferencias significativas arrojadas por el ANOVA. En contraste, los valores de pH, nitritos ( $\text{NO}_2$ ) y nitratos ( $\text{NO}_3$ ) resultaron ser similares estadísticamente entre tratamientos, aunque no entre periodos, lo que indica que los promedios por periodo para estas variables mostraron una variación significativa durante el transcurso del tiempo (Tabla VII).

Tabla VII. Promedio y desviación estándar por tratamiento de los parámetros.

	Tratamientos					
	1	2	3	4	5	6
<b>OD</b>	5.08 <sup>a</sup>	5.05 <sup>a</sup>	4.97 <sup>b</sup>	4.75 <sup>b</sup>	4.40 <sup>c</sup>	4.50 <sup>c</sup>
<b>sd</b>	0.31	0.54	0.37	0.33	0.49	0.37
<b>pH</b>	7.70	7.70	7.70	7.72	7.62	7.68
<b>sd</b>	0.11	0.11	0.11	0.10	0.16	0.13
<b>TAN</b>	0.125 <sup>a</sup>	0.122 <sup>a</sup>	0.100 <sup>b</sup>	0.142 <sup>a</sup>	0.063 <sup>c</sup>	0.075 <sup>c</sup>
<b>sd</b>	0.027	0.045	0.077	0.097	0.022	0.042
<b>NH<sub>3</sub></b>	0.0038 <sup>a</sup>	0.0033 <sup>a</sup>	0.0028 <sup>b</sup>	0.0042 <sup>a</sup>	0.0015 <sup>c</sup>	0.0018 <sup>c</sup>
<b>sd</b>	0.0017	0.0015	0.0022	0.0029	0.0006	0.0012
<b>NO<sub>2</sub></b>	0.375	0.492	0.300	0.467	0.292	0.283
<b>sd</b>	0.154	0.246	0.089	0.266	0.156	0.264
<b>NO<sub>3</sub></b>	7.3	8.2	7.7	8.7	8.8	9.0
<b>sd</b>	2.3	2.2	2.7	2.1	2.0	2.4
<b>CaCO<sub>3</sub></b>	248.7 <sup>a</sup>	236.7 <sup>a</sup>	219.0 <sup>a</sup>	221.3 <sup>a</sup>	192.7 <sup>b</sup>	198.3 <sup>b</sup>
<b>sd</b>	12.6	26.3	18.7	19.5	37.2	31.4

Datos con diferente literal son estadísticamente diferentes ( $p < 0.05$ ) a la prueba de Duncan.

## **6.2. Sistema Cerrado de Recirculación, alejado de la costa, con cero recambio de agua (SCR-0) para *Litopenaeus vannamei***

### **6.2.1. Parámetros del agua**

Los parámetros del agua durante los periodos de crecimiento de juvenil a pre-adulto (2004 y 2005) mostraron variaciones entre semanas y periodos pero no diferencias significativas ( $p > 0.05$ ), los resultados se detallan en la Tabla VIII.

La temperatura del agua fue  $27.5 \pm 1^\circ\text{C}$  y  $28^\circ\text{C}$  durante 2004 y 2005 respectivamente. Los valores de pH tuvieron variaciones similares, iniciaron en  $7.5 \pm 0.4$  y terminaron en  $7.7 \pm 0.4$  durante los dos años. La salinidad se estableció en  $15 \text{ gL}^{-1}$  en ambos años observándose incrementos graduales muy similares en los dos experimentos terminando en 21 y  $20 \text{ gL}^{-1}$  respectivamente.

El  $\text{NO}_2$  y el  $\text{NO}_3$  tuvo fluctuaciones similares sin diferencias significativas entre semanas ni periodos ( $p > 0.05$ ). Aún cuando el nitrito inició en  $0.05 \text{ mgL}^{-1}$  en ambas evaluaciones mostró incrementos similares llegando al máximo pico en las semanas 6 a la 15 con valores de  $0.68 \pm 0.1 \text{ mgL}^{-1}$  para después descender a mediciones de 0.23 y  $0.28 \text{ mgL}^{-1}$  en 2004 y 2005, respectivamente.

El nitrato mostró incrementos semanales muy similares y constantes, los experimentos iniciaron en 2 y concluyeron en  $9 \pm 1.1 \text{ mgL}^{-1}$  para los dos años. El registro del  $\text{NH}_3$  fue de 0 al iniciar los estudios para concluir en 0.03 y  $0.08 \pm 0.01 \text{ mgL}^{-1}$  respectivamente. La pérdida total de agua por derrame o evaporación fue de un 22 y 25% durante 2004 y 2005, respectivamente.

Durante los periodos de evaluación del crecimiento de la fase de pre-adulto a adulto (2004 y 2005) los parámetros del agua mostraron variaciones pero no se encontraron diferencias estadísticas significativas ( $p > 0.05$ ), las mediciones se muestran en la Tabla IX.



Tabla VIII. Parámetros (promedio) del agua en la fase de desarrollo (juvenil a pre-adulto) de camarón *L. vannamei* durante los periodos 04-05 y 05-06.

Se ma na	Tempera- tura		pH		Salinidad gL <sup>-1</sup>		NO <sub>2</sub> (mgL <sup>-1</sup> )		NO <sub>3</sub> (mgL <sup>-1</sup> )		NH <sub>3</sub> (mgL <sup>-1</sup> )	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2
1	27±0	28±.2	7.5±0	7.5±0	15±1	15±1	.05±0	.05±0	2±0	2±0	0±0	0±0
2	“	28±0	“	“	15±0	15±0	“	“	“	2.3±0	“	“
3	“	28±.2	“	“	15±1	16±1	“	“	“	“	.01±.01	.02±.01
4	“	28±0	7.6±.1	7.6±.1	“	“	“	“	“	“	“	“
5	“	28±.1	7.5±.1	7.5±.1	“	“	.05±.01	“	2.33±.5	2.33±0.5	.02± 0	.02±0
6	“	28±0	7.6±.1	7.6±.1	16±1	17±1	.63±.19	.63±.02	3.67±1.2	3.67±1.2	.01±.01	.04±.01
7	“	28±.1	7.9±0	7.9±0	“	“	“	“	“	3.97±1.2	“	.06±.01
8	27.5±.1	“	7.8±.1	7.8±.1	“	“	.65±.14	.65±.1	4.17±.9	4.37±1	.07±.02	“
9	27.5±.2	28±0	7.9±0	7.9±0	17±0	17±0	.58±.27	.32±.2	5.67±2.3	5.67±2.3	.02±.01	.02±.01
10	28±0	“	“	“	18±0	18±0	“	.58±.3	“	5.97±2.3	“	“
11	“	“	7.7±.1	7.7±.1	“	“	.68±.12	.68±.1	7.33±1.2	7.33±1.2	.04±.01	.04±.01
12	28.5±0	“	7.7±0	7.7±0	18±1	19±1	.58±.25	.58±.2	10±0	10.5±0	“	.05±.01
13	28±0	“	7.6±.1	7.6±.1	19±0	19±0	.68±.12	.68±.1	7.33±1.2	7.83±1.2	.04±.01	.04±.01
14	27.5±.3	“	7.7±0	7.7±0	20±0	20±0	.47±.31	.47±.3	8.17±2.2	8.57±2.2	.05±.03	.06±.01
15	27 ± 0	“	7.7±.1	7.7±.1	21±0	“	.68±.12	.68±.1	7.33±1.2	7.83±1.2	.05±.01	.05±.01
16	“	“	7.7±0	7.7±0	21±1	20±1	.47±.31	.47±.3	8.17±2.2	8.17±2.2	.05±.03	.08±.01
17	“	28±.2	7.7±.1	7.7±.1	“	“	.23±.07	.28±.1	9±1.7	9±1.7	.03±.02	.08±.01

P1 periodo 2004-2005; P2 periodo 2005-2006

Tabla IX. Parámetros (promedio) del agua en la fase de desarrollo (pre-adulto a adulto) de camarón *L. vannamei* durante los periodos 04-05 y 05-06.

Se ma na	Temperatura °C		pH		Salinidad gL <sup>-1</sup>		NO <sub>2</sub> (mgL <sup>-1</sup> )		NO <sub>3</sub> (mgL <sup>-1</sup> )		NH <sub>3</sub> (mgL <sup>-1</sup> )	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2
1	26 ± 0	28 ± 0	8.1 ± 0	8.1 ± 0	32 ± 1	32 ± 1	0.05 ± 0	0.05 ± 0	4.2 ± 0.3	2.9 ± 0.5	0 ± 0	0 ± 0
2	26.5 ± 0.3	28 ± 0.1	“	8.2 ± 0	“	“	“	“	3.3 ± 0.4	“	“	“
3	27 ± 0	28 ± 0	7.8 ± 0	8.3 ± 0	“	“	0.1 ± 0.05	0.2 ± 0.06	3.1 ± 1.1	3.3 ± 0.8	“	“
4	27.5 ± 0.2	“	“	8.2 ± 0	“	33 ± 1	0.3 ± 0.09	0.3 ± 0.09	3.0 ± 1.1	2.8 ± 0.9	0.03 ± 0.01	0.03± 0.01
5	28 ± 0	28 ± 0	7.6 ± 0	7.9 ± 0.1	32 ± 0	33 ± 0	0.6 ± 0.08	0.6 ± 0.08	2.8 ± 0.8	3.3 ± 0.8	0.05 ± 0.01	0.05± 0.01
6	28 ± 0.1	28 ± 0.1	7.8 ± 0	7.9 ± 0.1	33 ± 0	34 ± 0	0.6 ± 0.08	0.6 ± 0.08	2.5 ± 0.5	“	“	“
7	28 ± 0.1	28 ± 0	“	7.8 ± 0.2	34 ± 1	35 ± 1	0.6 ± 0.08	0.7 ± 0.05	2.5 ± 0.8	4.7 ± 0.3	0.05 ± 0.01	“

P1. Periodo experimental 2004-2005; P2. Periodo experimental 2005-2006.

La temperatura fue muy consistente en el periodo 05-06 en 28 °C, en el 04-05 fue de 27 ± 1°C. Los valores del pH iniciaron en igual nivel a 8.1 y mostraron similar comportamiento

de disminución permanente y constante entre las semanas para concluir en 7.8 los dos años de estudio. La salinidad se estableció al inicio de ambos periodos en  $32 \text{ gL}^{-1}$  concluyendo en 34 y  $35 \pm 1 \text{ gL}^{-1}$  (04-05 y 05-06) respectivamente.

El  $\text{NO}_2$  en los dos años de investigación inició en el mismo nivel de  $0.05 \text{ mgL}^{-1}$  mostrando similares incrementos para cerrar en 0.6 and 0.7 sin diferencias entre años de estudio. Por lo que respecta al  $\text{NO}_3$  mostró fluctuaciones similares entre las semanas y entre los años de estudio, aún cuando, iniciaron con valores distintos entre los años (4.2 y 2.9) y mostraron fluctuaciones distintas 04-05 a la baja y 05-06 hacia el incremento, concluyeron en 2.5 y 4.7 respectivamente, estos comportamientos, no mostraron significancia estadística entre periodos ( $p > 0.05$ ).

Los niveles de  $\text{NH}_3$  iniciaron en 0 (los dos años 2004 y 2005) concluyeron de manera similar en  $0.05 \pm 0.01 \text{ mgL}^{-1}$ . La pérdida total de agua por derrame o evaporación fue de un 18 y 19% por año respectivo. El volumen de agua dulce agregada para re-establecer la salinidad antes del inicio de la fase de maduración fue de  $\pm 934$  y  $1,384 \text{ L}$ . Los volúmenes de agua marina para recuperar el nivel de los reservorios agregada fue de  $\pm 2,343$  y  $2,075 \text{ L}$  cada año respectivamente.

Durante la fase de estudio de maduración-reproducción-desove en los dos años (2005 y 2006) los parámetros al igual que en las anteriores fases descritas mostraron comportamientos similares, los cuales se muestran en la Tabla X. No se registraron diferencias significativas entre semanas o año de estudio.

La temperatura fue prácticamente controlada en los mismos rangos en ambos años registrando valores de  $28 \pm 0.5 \text{ }^\circ\text{C}$ . Los valores del pH se mostraron con tendencias muy similares de variaciones por semana hacia el decremento, toda vez que ambos periodos experimentales iniciaron con 8.05 concluyeron muy similares en  $6.3 \pm 0.02$ , sin mostrar diferencias entre periodos o años.

Tabla X. Parámetros del agua en la fase de maduración de camarón *L. vannamei* durante los periodos 2005 y 2006.

Semana	Temperatura		pH		Salinidad gL <sup>-1</sup>		NO <sub>2</sub> (mgL <sup>-1</sup> )		NO <sub>3</sub> (mgL <sup>-1</sup> )		NH <sub>3</sub> (mgL <sup>-1</sup> )	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2
0	28 ± 0	28 ± 0.2	8.05 ± 0.02	8.05 ± 0	32 ± 0.5	32 ± 0	0.5 ± 0	0.6 ± 0	2 ± 0	2 ± 0	0 ± 0	0 ± 0
1	“	28 ± 0	8.02 ± 0.03	“	33 ± 0.5	33 ± 0	0.4 ± 0	0.3 ± 0	“	2.1 ± 0	“	“
2	28 ± 0.3	28 ± 0.2	8.01 ± 0.05	8.01 ± 0	“	“	0.2 ± 0	0.1 ± 0	“	2.2 ± 0	0.01 ± 0.01	0.02 ± 0.01
3	“	28 ± 0	7.9 ± 0.01	7.6 ± 0.1	“	“	0.1 ± 0	0.02 ± 0	“	2.3 ± 0	“	“
4	“	28 ± 0.1	7.5 ± 0.1	7.5 ± 0.1	“	“	0.02 ± 0	“	2.33 ± 0.5	2.9 ± 0.5	0.02 ± 0	0.03 ± 0
5	“	28 ± 0	7.2 ± 0.06	7.2 ± 0.1	“	“	0.04 ± 0.01	0.04 ± 0.02	3.67 ± 1.2	3.1 ± 1.2	0.01 ± 0.01	0.04 ± 0.01
6	28 ± 0.5	28 ± 0.1	7.0 ± 0.04	7.0 ± 0	33 ± 0.9	“	0.05 ± 0.01	0.05 ± 0.02	“	3.5 ± 1.2	“	0.06 ± 0.01
7	28 ± 0.1	“	6.9 ± 0.08	6.9 ± 0.1	34 ± 0.5	“	0.06 ± 0.01	0.06 ± 0.1	4.17 ± 0.9	4.2 ± 1	0.03 ± 0.02	“
8	28 ± 0.2	28 ± 0	6.6 ± 0.05	6.6 ± 0	34 ± 0.8	34 ± 0	0.05 ± 0.1	0.05 ± 0.2	5.67 ± 2.3	4.8 ± 1.3	0.02 ± 0.01	0.02 ± 0.01
9	28 ± 0	“	6.3 ± 0.05	6.3 ± 0	34 ± 0.5	“	0.05 ± 0.2	0.04 ± 0.3	“	5.3 ± 0.3	“	“

P1. Periodo experimental 2005. P2. Periodo experimental 2006.

Durante el inicio de ambos periodos experimentales la salinidad fue establecida en 32 gL<sup>-1</sup> mostró incrementos similares terminando en 34 ± 0.5 gL<sup>-1</sup>, sin encontrar diferencias significativas entre semanas o entre periodos experimentales ( $p > 0.05$ ). El inicio del NO<sub>2</sub> en los periodos experimentales fue de 0.5 y 0.6 mgL<sup>-1</sup>, mostró decrementos semanales muy parecidos concluyendo en 0.05 y 0.04 mgL<sup>-1</sup> respectivamente. Por su parte, el registro de los valores del NO<sub>3</sub> dieron fluctuaciones similares hacia el incremento. Los dos periodos iniciaron en 2 concluyendo en 5.6 y 5.3 mgL<sup>-1</sup> respectivamente. Los niveles de NH<sub>3</sub> iniciaron en ambos experimentos en 0 para concluir de manera muy similar en 0.02 ± 0.01 mgL<sup>-1</sup> durante los dos periodos experimentales. La pérdida total de agua por derrame o evaporación durante cada periodo fue de un 21 y 23%, sin registrarse diferencias estadísticas entre los experimentos ( $p > 0.05$ ).

La concentración iónica de algunos elementos evaluados en el agua marina utilizada en los periodos experimentales 2005 – 2006 son presentados en la Tabla XI. En los resultados del

análisis para significancia estadística, solo se encontraron diferencias entre periodos en el ion Fosforo ( $p < 0.05$ ) pero sin diferencia estadística significativa entre años, los cuales se comportaron con tendencias similares ( $p > 0.05$ ).

Algunos iones, mostraron tendencias de incremento o reducción pero sin diferencia estadística entre periodos o entre años de experimento ( $p > 0.05$ ). Los iones de  $\text{Cl}^-$  y  $\text{Mg}^{+2}$  mostraron una tendencia constante de disminución mientras que el resto de los elementos estudiados mostraron tendencias similares y constantes de incremento en su concentración entre periodos y entre los años de evaluación.

Tabla XI. Composición iónica de los elementos traza durante los periodos 2005 y 2006.

Iones	Control agua sin usar		20 días		40 días		60 días		80 días		100 días	
	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2	P1	P2
<b>Cl<sup>-</sup></b>	20062	20183	20005	20045	19894	19456	19402	19314	19002	18918	18902	18531
<b>Mg</b>	2134	2034	2045	2015	1964	2070	2079	2081	1945	1936	1935	1926
<b>Na</b>	6081	6085	6132	6199	6155	6299	6212.5	6223.	6329.5	6342.3	6452.5	6453
<b>K</b>	1137	1148.	1155	1145	1159	1190	1194	1198	1509.8	1390.3	1499.8	1410
<b>Ca</b>	548.2	544.2	568.1	566.5	645.1	679	690.2	697.3	702.2	707.3	710.5	711.3
<b>B</b>	7.3	7.2	7.4	7.3	7.5	7.4	7.6	7.7	7.8	7.9	8.1	8.3
<b>P</b>	0.3	0.4	3.3	8.3	8.85	12.43	12.87	13.8	14.57	14.2	15.07*	14.9*
<b>Zn</b>	<0.1	<0.1	<0.1	<0.1	0.1	0.2	0.2	0.2	0.3	0.3	0.4	0.3

P1. Periodo experimental 2005. P2. Periodo experimental 2006.

<sup>1</sup> Valores expresados en mg/L. El resto de los elementos traza en ppm.

\* Diferencias entre periodos ( $p < 0.05$ ) no significancia estadística entre años ( $p > 0.05$ )

### 6.2.2. Ganancia de peso y porcentajes de sobrevivencia de los camarones

Los resultados durante los estadios de desarrollo de juvenil a pre-adulto muestran tendencias similares entre los dos periodos de estudio (2004 y 2005) y no se reportan diferencias estadísticas significativas en la ganancia total de peso ( $p > 0.05$ ). Durante el periodo 2004 los camarones obtuvieron mayores ganancias de peso en las semanas 7 y 8 ( $p > 0.05$ ); el periodo 2005 mostró mayores ganancias de peso ( $p > 0.05$ ) en las semanas 14, 15 y 16 (Figura 11).

Figura 11. Ganancia de peso promedio en las fases de juvenil a pre-adulto y de pre-adulto a adulto en los periodos 2004 y 2005.

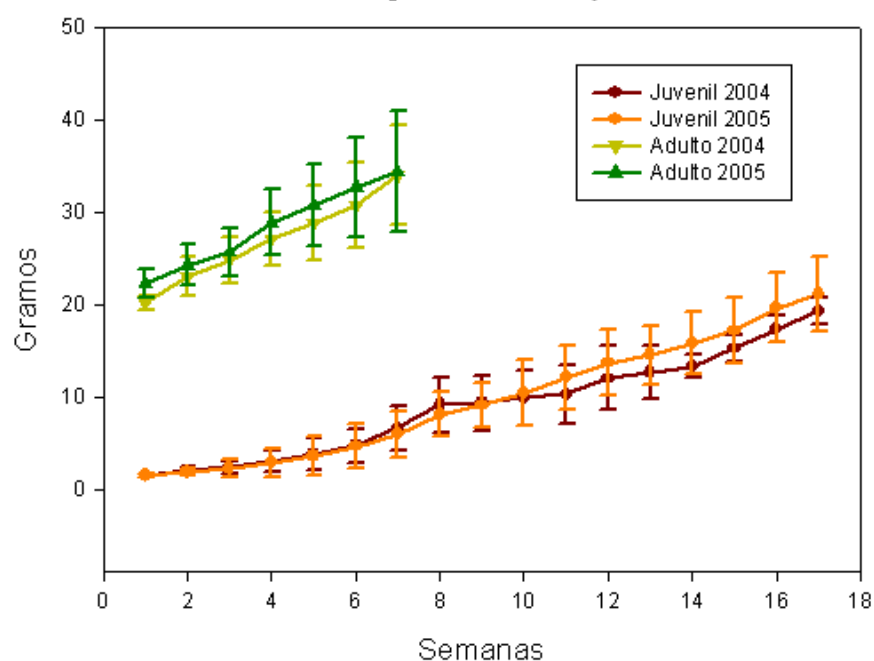
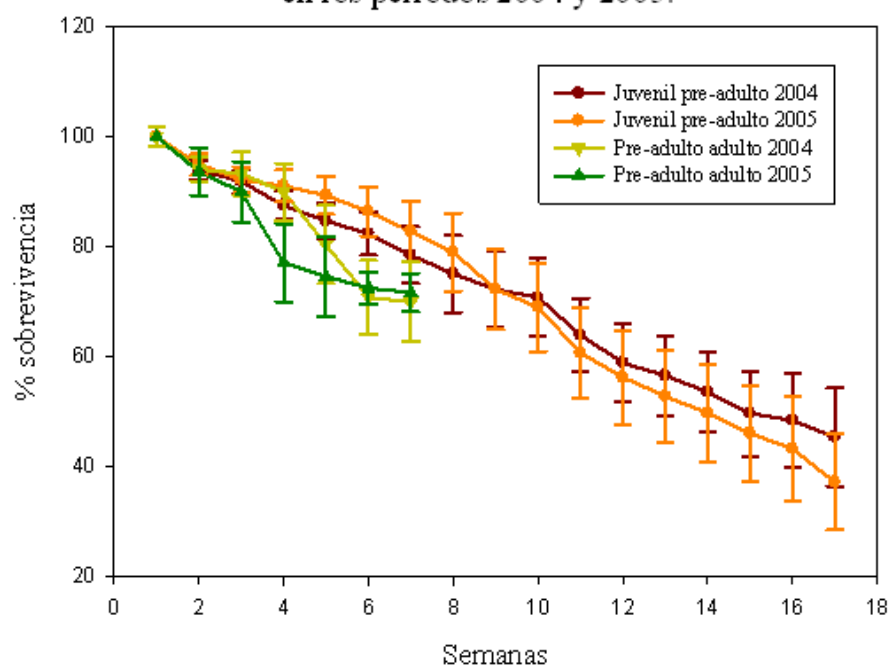


Figura 12. Porcentajes de sobrevivencia en las fases de juvenil a pre-adulto y de pre-adulto a adulto en los periodos 2004 y 2005.



En la fase de pre-adultos a adultos existieron diferencias estadísticas significativas en la selección de los animales al inicio (primer semana) los camarones del 2005 fueron en promedio 2.11 g más pesados que los del 2004 ( $p < 0.05$ ), durante el transcurso de los experimentos se observó que en el periodo 2004 los camarones mostraron ganancias de peso significativas en las semanas 4 y 5 ( $p < 0.05$ ) pero no existieron diferencias estadísticas significativas ( $p > 0.05$ ) en la ganancia total de peso entre los dos periodos experimentales (Figura 11).

Los porcentajes de sobrevivencia entre fases de cultivo y entre periodos de experimentación resultaron sin diferencias estadísticas significantes ( $p > 0.05$ ). Los porcentajes de sobrevivencia para la etapa de juvenil a pre-adulto fue de 45.4 y 37.2% para el 2004 y 2005. Los porcentajes de sobrevivencia para la etapa pre-adulto a adulto fue de 70 y 71.7% para el 04-05 y 05-06, respectivamente (Figura 12).

### **6.2.3. Porcentajes de desove**

Los porcentajes de desoves totales, completos e incompletos se presentan en la Tabla XII. No se encontraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) entre los periodos o años (con ablación 04-05 y sin ablación 05-06). Los porcentajes diarios de desove en el periodo 04-05 promediaron  $10.6 \pm 2\%$  y  $9.1 \pm 3\%$  durante el 05-06. Al inicio del periodo 05-06 (sin ablación) el porcentaje de desoves fue muy bajo (3.2%) comparado con el inicio de las hembras ablacionadas en el 04-05. El porcentaje de desoves completos en el 04-05 resultó 1.3% más alto que las no ablacionadas en el 05-06, pero no se presentaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ). Las variaciones entre periodos en el 05-06 para desoves completos fue más evidente, con rangos del 2.1 a 10.2%.

### **6.2.4. Eclosión**

Los resultados del porcentaje de eclosión entre periodos (04-05 y 05-06) fue similar, cuyos rangos estuvieron entre el 91.7 y el 92.9%. Para la determinación de este valor se consideró la metodología propuesta por Mendoza (1985). No se observó ninguna diferencia significativa entre los periodos de estudio ( $p > 0.05$ ). En ambos casos, los huevos desovados después de 4 a 6 h sufrieron lisis sin eclosionar nauplios viables.

Durante el ensayo 05-06, se colocaron a 6 hembras maduras y fecundadas naturalmente en tanques de desove (los cuales fueron llenados con agua marina a  $32 \text{ gL}^{-1}$  sin usar). En estos, las hembras desovaron un promedio de  $125,000 \pm 38,000$  huevos los que eclosionaron y dieron un promedio de 79,000 nauplios viables por hembra desovada.

Tabla XII. Porcentaje de desoves totales (DT) completos (DC) e incompletos (DI) agrupados en periodos de 10 días durante los experimentos del 2005 y 2006.

Periodo	2005			2006			05 vs 06	05 vs 06
	D T	D C	D I	D T	D C	D I	$p > 0.05$	$p > 0.05$
1	11.83	9.07	2.76	3.2	2.16	1.04	NS	NS
2	7.72	5.65	2.07	10.16	8.27	1.89	NS	NS
3	10.23	7.1	3.13	9.94	5.6	4.34	NS	NS
4	8.81	7.14	1.67	8.02	7.2	0.82	NS	NS
5	13.09	10.71	2.38	11.32	8.75	2.57	NS	NS
6	12.09	10.39	1.7	12.2	10.23	1.97	NS	NS
<b>X</b>	<b>10.63</b>	<b>8.34</b>	<b>2.29</b>	<b>9.14</b>	<b>7.04</b>	<b>2.11</b>	<b>NS</b>	<b>NS</b>
sd	2.077	2.028	0.586	3.235	2.847	1.270	NS	NS

### 6.3. Modelo HACCP para el control de puntos críticos en un SCR-0 para *Litopenaeus vannamei*

Se observó durante los dos periodos de estudio 04-05 y 05-06, que las mayores mortalidades que se presentaron en las etapas de crecimiento de juvenil a pre-adulto, de pre-adulto a adulto ocurrieron en los primeros días así como los días posteriores a la ablación de las hembras (primer periodo, 04-05), por lo que se tomaron muestras y fueron analizadas para determinar si las causas fueron a consecuencia de algún padecimiento viral o bacteriano incorporado al sistema.

Los resultados obtenidos de PCR indicaron que fueron negativos a agentes virales, los de histopatología señalaron como causas posibles la inclusión de agentes bacterianos secundarios producto del estrés y anoxia provocados por el excesivo manejo durante las mediciones, pesaje y toma de fotografías.

Para la elaboración del modelo HACCP se utilizó el modelo HACCP wizard 2.0 del National Marine Fisheries Service, y se determinaron los riesgos potenciales y los puntos críticos dentro y fuera del sistema, el cual se presenta en la Tabla XIII.

Tabla XIII.- Modelo HACCP elaborado.

<b>HACCP Paso 1 - Descripción de la Actividad</b>	
<b>Instalación:</b> Laboratorio de Organismos Acuáticos FMVZ-UAT	<b>Lugar:</b> Cd. Victoria, Tam. México
<b>Coordinador del Proyecto:</b> Abundio González González	<b>Descripción del Proyecto:</b> Maduración reproducción de camarón
<b>Administrador del Lugar:</b> Gilberto J. Gutiérrez Salazar	
<b>Dirección:</b> Carretera Victoria Mante Km. 5.5 Cd, Victoria, Tam. Mex.	
<b>Teléfono:</b> 834-312-10-61	
<b>Descripción del Proyecto: (Quién, Qué, Dónde, Cuándo, Cómo y Por Qué)</b>	
<p>El Laboratorio de Organismos Acuáticos (LOA) de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ) de la Universidad Autónoma de Tamaulipas (UAT) está construido en Ciudad Victoria, Tamaulipas, México. Se ubica al Norte 23° 59', al Sur 23° 24' de latitud Norte; al Este 98° 55' y al Oeste 99° 26' de longitud Oeste, a 145 Km. de la costa del Golfo de México, a una altitud de 342 m sobre el nivel del mar. El LOA, cuenta con un área aislada de 56 m<sup>2</sup> para la maduración – reproducción, con 6 estanques circulares de fibra de vidrio de 2 m de diámetro (Ø) cada uno y una altura de 1 m, con fondo cónico, sistema de descarga central con una pendiente hacia el centro del 1%, un sistema general de tratamiento del agua, así como, con tratamiento individual por estanque. Control de temperatura ambiental y del agua, control de foto-período, y un sistema de aeración continua, producida por dos turbinas con filtración físico-mecánica para aire de ingreso a 15 µm, que funcionan en periodos alternos de 3 h trabajo – 3 h descanso. El tirante de agua fue establecido a 0.70 m para permitir ± 2,200 L por estanque. La temperatura del agua en el sistema, fue controlada a 28 °C con un ± de .5 °C por calentamiento directo o control de la temperatura ambiental de la sala. El sistema de recirculación utilizó agua marina obtenida de un pozo, filtrada por arena de la costa, del litoral del Golfo de México, en La Pesca, Soto la Marina, Tamaulipas, México. Fue transportada en contenedores de plástico de 5,000 L.</p>	
<b>HACCP Paso 2 - Identificación de Riesgos Potenciales</b>	
<b>Vertebrados:</b> No aplica	
<b>Invertebrados:</b> Transfaunación, Parásitos	
<b>Plantas:</b> Algas	
<b>Otros Organismos Biológicos:</b> Bacterias y Virus	
<b>Otros:</b> Agua y Manejo	



<b>HACCP Paso 3 - Diagrama de Flujo</b>	
<b>Trabajo 1</b>	Transporte y suministro de agua Marina.
<b>Trabajo 2</b>	Selección de nauplios de camarón.
<b>Trabajo 3</b>	Tratamiento de agua en recirculación.
<b>Trabajo 4</b>	Selección de alimento para el desarrollo de larvas, juveniles y reproductores.
<b>Trabajo 5</b>	Manejo y control del sistema.
<b>Trabajo 6</b>	Eliminación de biológicos, detritus, elementos de filtración y agua del sistema.

<b>HACCP Paso 4 - Hoja para Análisis de Riesgos</b>					
<b>Trabajo</b>	<b>Riesgo</b>	<b>Probable</b>	<b>Justificación</b>	<b>Medidas de Control</b>	<b>Punto Control Crítico</b>
Transporte y suministro de agua Marina	Transfaunación	No	El agua marina es obtenida de un pozo en la costa que es filtrada por la arena de la playa a $\pm 40 \mu$ .	No aplica de momento	No
	Algas	Sí	La filtración por la arena no asegura la eliminación del riesgo.	Tratamiento físico - químico del agua al incorporarse al sistema.	Sí
	Bacterias	Sí	La filtración del agua por la arena no elimina el riesgo.	Tratamiento físico - químico del agua al incorporarse al sistema.	Sí
	Parásitos	Sí	La filtración del agua por la arena no elimina este riesgo.	Tratamiento físico - químico del agua al incorporarse al sistema.	Sí
	Virus	Sí	La filtración del agua por la arena no elimina este riesgo.	Tratamiento físico - químico del agua al incorporarse al sistema.	Sí
	Agua	Sí	Es el medio de permitir el desarrollo del proyecto en el LOA (alejado de la costa).	Tratamiento físico biológico del agua para asegurar la calidad y permitir el desarrollo de los organismos.	No
	Manejo	No	En este momento no representa riesgo.	No aplica de momento	No
Selección de nauplios de camarón	Transfaunación	No	Los nauplios son transportados en contenedores, en caso de fuga no sobreviven.		No
	Algas	No	Los nauplios son obtenidos de laboratorio, transportados en agua tratada.		No
	Bacterias	Sí	Los nauplios pueden estar contaminados.	Cuarentenar, realizar muestreo para determinar si los	Sí

				organismos se encuentran libres de bacterias patógenas conocidas.	
	Parásitos	Sí	Los nauplios podrían estar contaminados.	Cuarentenar, realizar muestreos y determinar parasitados.	Sí
	Virus	Sí	Los organismos podrían estar infectados.	Cuarentenar, muestrear para determinar si existe contaminación, destruir en caso positivo a cualquier enfermedad viral conocida.	Sí
	Agua	No	El agua es tratada física y químicamente, el volumen de traslado es muy reducido y los contenedores son a prueba de fugas aún en caso de accidente.		No
	Manejo	No	Los organismos no son manejados en el transporte.		No
Tratamiento de agua en recirculación	Transfaunación	No	El LOA, cuenta con mecanismos que impiden la salida de nauplios, juveniles o reproductores.		No
	Algas	Sí	Los nauplios y estadios larvarios requieren suministro de algas para su alimentación.	Filtración a distintos gradientes y tratamiento físico con luz UV para reducir el crecimiento de microorganismos.	No
	Bacterias	Sí	El tratamiento del agua utiliza bacterias para mantener la calidad del agua, por lo que podrían desarrollarse bacterias patógenas.	Tratamiento físico con UV, monitoreo del agua en caso de contaminación con bacterias patógenas, tratar con medios químicos o eliminar.	Sí
	Parásitos	Sí	Se manejan organismos vivos, se incorpora alimento al sistema que podría estar contaminado.	Monitoreo de ingredientes y organismos, en caso de contaminación tratar con medios químicos o eliminar.	Sí
	Virus	Sí	Los organismos podrían estar contaminados.	Monitorear utilizando medios de detección de padecimientos virales, eliminar en caso de contaminación.	Sí
	Agua	No	El agua está contenida en un sistema cerrado sin posibilidades de salir al ambiente.		No
	Manejo	No	El manejo no representa		No

			riesgo en este momento.		
Selección de alimento para desarrollo larval, juveniles y reproductores	Transfaunación	No	El sistema no es afectado por este riesgo de momento.		No
	Algas	Sí	Los nauplios y larvas utilizan algas para su alimentación.	Monitorear y eliminar en caso de contaminación.	No
	Bacterias	Sí	Se utiliza alimento vivo, seco y/o fresco.	Monitorear analizar y eliminar en caso de contaminación.	Si
	Parásitos	Sí	Se utiliza alimento seco y fresco.	Monitorear evaluar y eliminar en caso de contaminación	Sí
	Virus	Sí	Se utiliza alimento seco y fresco. Los ostiones pueden ser portadores de agentes virales, por sus hábitos de filtradores.	Monitorear, evaluar y eliminar en caso de contaminación.	Sí
	Agua	No	El sistema es de recirculación no existe posibilidad de salida de agua al medio.		No
	Manejo	Sí	El alimento es manejado manualmente por operarios del sistema.	Los operarios deberán observar las medidas de control para impedir la incorporación de agentes contaminantes al sistema.	Si
Manejo y control del sistema	Transfaunación	Sí	Los organismos vivos podrían salir del sistema.	Asegurar que el sistema de recirculación se mantenga cerrado.	No
	Algas	Sí	El sistema permite el desarrollo y crecimiento de estos organismos en el medio.	Mantener y asegurar que los mecanismos de tratamiento físico del agua en recirculación operen adecuadamente.	Sí
	Bacterias	Sí	El sistema permite el crecimiento y desarrollo de estos organismos.	Mantener y asegurar que el tratamiento físico del agua opere. Monitoreo de los animales para evitar la propagación.	Sí
	Parásitos	Sí	El sistema podría permitir que se desarrollen.	Asegurar que los mecanismos de tratamiento operen adecuadamente.	Sí
	Virus	Sí	El alimento o el personal podrían incorporar estos organismos.	Asegurar y mantener las medidas de control, eliminar mediante tratamiento químico e incineración, el agua y los organismos infectados. Desinfectar y cerrar el establecimiento por un año.	Sí
	Agua	Sí	Es el medio de sostén de los organismos.	Mantener y asegurar la operación correcta de los	Sí

				medios de tratamiento físico para asegurar la calidad del agua, impedir la fuga hacia el ambiente.	
	Manejo	Sí	La operación es manual, requiere de la participación de personal que podría incorporar organismos o incumplir con los métodos de control y prevención.	Mantener y asegurar el cumplimiento de los mecanismos de control, tratamiento y seguridad dentro y fuera de la instalación.	Si
Eliminación de material biológico y agua del sistema	Transfaunación	Sí	Los organismos vivos podrían ser incorporados al medio.	Asegurar que los organismos no salgan al medio, desechar los reproductores mediante tratamiento químico e incineración.	Si
	Algas	Sí	El sistema lo permite.	Tratamiento químico, físico e incineración antes de su disposición, según corresponda.	Si
	Bacterias	Sí	El sistema lo permite.	Tratamiento Químico antes de su disposición.	Si
	Parásitos	Sí	El sistema lo podría permitir.	Tratamiento químico antes de su disposición.	Si
	Virus	Sí	El sistema lo podría permitir.	Tratamiento físico, químico e incineración según corresponda, antes de su disposición.	Si
	Agua	Sí	El sistema está contenido en este medio.	Tratamiento químico y/o físico antes de su disposición.	Si
	Detritus, mudas, organismos muertos	Si	El sistema lo permite.	Tratamiento físico, químico e incineración según corresponda, antes de su disposición.	Si
	Material de filtración y limpieza.	Si	El sistema lo permite.	Tratamiento físico, químico e incineración según corresponda, antes de su disposición.	Si

### HACCP Paso 5 - Formulario del Plan HACCP

**Punto Crítico de Control #1:** Trabajo 1: Transporte y suministro de agua Marina.

**Riesgo (s) Significativo (s):** Algas.

**Límites para cada Medida de Control:** Conteo de células <  $10 \times 10^5$  UFC/ml (Unidades Formadoras de Colonias por ml).

**Control - Qué:** Conteo de células de microorganismos.

**Control - Cómo:** Se toma muestra del agua previo al tratamiento, luego es tratada por medios físicos para reducir y/o eliminar microorganismos.

<b>Control - Frecuencia:</b> Después de cada ciclo de paso del total del agua incorporada al sistema, hasta asegurar conteos mínimos de microorganismos. Por experiencia práctica con el recirculado y tratado del agua por 48 h se elimina este riesgo.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de calidad del agua.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Tratamiento del agua con medios químicos como el cloro.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Resultados del conteo de células de microorganismos presentes por campo de microscopio emitidos por el laboratorio de calidad del agua.
<b>Punto Crítico de Control #2:</b> Trabajo 1: Transporte y suministro de agua Marina.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Bacterias.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Conteo de células < 10 X 10 <sup>5</sup> UFC/ml
<b>Control - Qué:</b> Conteo de células de microorganismos.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma muestra del agua previo al tratamiento, luego es tratada por medios físicos para reducir o eliminar microorganismos.
<b>Control - Frecuencia:</b> Después de cada ciclo de paso del total del agua incorporada al sistema, hasta asegurar conteos mínimos de microorganismos.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de calidad del agua.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Tratamiento del agua con medios químicos como el cloro.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Resultados del conteo de células de microorganismos presentes por campo de microscopio emitidos por el laboratorio de bacteriología.
<b>Punto Crítico de Control #3:</b> Trabajo 1: Transporte y suministro de agua Marina.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Parásitos.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Conteo de huevecillos < 10 X /ml.
<b>Control - Qué:</b> Conteo de huevecillos de microorganismos.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma muestra del agua previo al tratamiento, luego es tratada por medios físicos para reducir o eliminar huevecillos.
<b>Control - Frecuencia:</b> Después de cada ciclo de paso del total del agua incorporada al sistema, hasta asegurar conteos mínimos de microorganismos.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de calidad del agua.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Tratamiento del agua con medios químicos como el cloro.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Resultados del conteo de células de huevecillos presentes por campo de microscopio emitidos por el laboratorio de parasitología.
<b>Punto Crítico de Control #4:</b> Trabajo 1: Transporte y suministro de agua Marina.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Virus.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> No aplica.
<b>Control - Qué:</b> No aplica.
<b>Control - Cómo:</b> No aplica.
<b>Control - Frecuencia:</b> No aplica.
<b>Control - Quién:</b> No aplica.

<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Tratamiento del agua con medios químicos como el cloro.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> No aplica.
<b>Punto Crítico de Control #5:</b> Trabajo 2: Selección de nauplios de camarón.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Bacterias.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de bacterias.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los nauplios no presenten signos o síntomas de afectación por bacterias.
<b>Control - Cómo:</b> Observación microscópica de los organismos.
<b>Control - Frecuencia:</b> Antes de su transporte y al llegar, antes de ser incorporados al sistema.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Eliminación de organismos mediante tratamiento con cloro e incineración.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Bacteriología.
<b>Punto Crítico de Control #6:</b> Trabajo 2: Selección de nauplios de camarón.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Parásitos.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de Parásitos.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los nauplios no presenten signos o síntomas de infestación por parásitos.
<b>Control - Cómo:</b> Observación microscópica de los organismos.
<b>Control - Frecuencia:</b> Antes de su transporte y al llegar, antes de ser incorporados al sistema.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Eliminación de organismos mediante tratamiento con cloro e incineración.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Parasitología.
<b>Punto Crítico de Control #7:</b> Trabajo 2: Selección de nauplios de camarón.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Virus.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de virus.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los nauplios no presenten signos o síntomas de afectación por virus.
<b>Control - Cómo:</b> Observación microscópica de los organismos. Realizar pruebas de PCR.
<b>Control - Frecuencia:</b> Antes de su transporte y al llegar antes de ser incorporados al sistema, monitoreo constante durante el desarrollo y fase de maduración.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Eliminación de organismos mediante tratamiento con cloro e incineración.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Biología Molecular. Certificado de que los reproductores provienen de animales libres de patógenos virales, reportes de él (los) monitoreo (s) efectuado (s) para asegurar la libertad de infecciones virales.

<b>Punto Crítico de Control #8:</b> Trabajo 3: Tratamiento de agua en recirculación.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Bacterias.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Conteo de células < 1 X 10 <sup>5</sup> UFC/ml de bacterias distintas a las coliformes fecales.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los organismos no presenten signos o síntomas de afectación por bacterias patógenas.
<b>Control - Cómo:</b> Observación microscópica de los organismos en histopatología.
<b>Control - Frecuencia:</b> Monitoreo constante durante el desarrollo y fase de maduración.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura y Jefe del área de maduración.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Incrementar el proceso de tratamiento físico del agua del sistema mediante la utilización de un equipo alterno. Tratamiento de organismos mediante productos químicos o destrucción por incineración.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de bacteriología e Histopatología
<b>Punto Crítico de Control #9:</b> Trabajo 3: Tratamiento de agua en recirculación.
<b>Riesgo(s) Significativo(s):</b> Parásitos.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de parásitos.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los organismos no presenten signos o síntomas de afectación por parásitos.
<b>Control - Cómo:</b> Observación microscópica de los organismos.
<b>Control - Frecuencia:</b> Monitoreo constante durante el desarrollo y fase de maduración.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura y Jefe del área de maduración.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Tratamiento de los organismos mediante productos químicos o eliminación con cloro e incineración. Incrementar el proceso de tratamiento físico del agua del sistema mediante la utilización de un equipo alterno.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Parasitología
<b>Punto Crítico de Control #10:</b> Trabajo 3: Tratamiento de agua en recirculación.
<b>Riesgo(s) Significativo(s):</b> Virus.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de virus.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los organismos no presenten signos o síntomas de afectación por virus.
<b>Control - Cómo:</b> Observación microscópica de los organismos. Realizar pruebas de PCR.
<b>Control - Frecuencia:</b> Monitoreo constante durante el desarrollo y fase de maduración.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura y Jefe del área de maduración.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Eliminar organismos mediante uso de cloro e incineración, desinfectar el agua con cloro, incrementar el proceso de tratamiento físico del agua del sistema mediante la utilización de un equipo alterno. Eliminar por incineración los materiales utilizados, desecar y cerrar el establecimiento por un año.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Biología Molecular.
<b>Punto Crítico de Control #11:</b> Trabajo 4: Selección de alimento para desarrollo larvario, juveniles y

reproductores.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Bacterias.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de bacterias distintas a las coliformes.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los alimentos no presenten signos u olores que manifiesten descomposición.
<b>Control - Cómo:</b> Analizar mediante cultivo en laboratorio de Bacteriología.
<b>Control - Frecuencia:</b> Monitoreo mensual y cada ocasión en que se adquiere nuevo volumen de alimento.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura y Jefe del área de maduración.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Rechazar o eliminar el alimento mediante incineración.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Bacteriología.
<b>Punto Crítico de Control #12:</b> Trabajo 4: Selección de alimento para desarrollo larvario, juveniles y reproductores.
<b>Riesgo(s) Significativo(s):</b> Parásitos.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de huevecillos.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los alimentos no presenten huevecillos.
<b>Control - Cómo:</b> Muestrear los alimentos y realizar pruebas de conteo de huevecillos en laboratorio de parasitología.
<b>Control - Frecuencia:</b> Monitoreo mensual y cada ocasión que se incorpora un nuevo volumen de alimento.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura y Jefe del área de maduración.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Rechazar o eliminar el alimento mediante incineración.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Parasitología.
<b>Punto Crítico de Control #13:</b> Trabajo 4: Selección de alimento para desarrollo larvario, juveniles y reproductores.
<b>Riesgo(s) Significativo(s):</b> Virus.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de virus.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los alimentos no presenten reacción positiva en pruebas de PCR.
<b>Control - Cómo:</b> Realizar pruebas de PCR.
<b>Control - Frecuencia:</b> Monitoreo mensual y cada ocasión que se incorpora un nuevo volumen de alimento.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del área de larvicultura y Jefe del área de maduración.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Eliminar alimento mediante incineración. Eliminar por incineración los materiales utilizados.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Biología Molecular.
<b>Punto Crítico de Control #14:</b> Trabajo 4: Selección de alimento para desarrollo larvario, juveniles y reproductores.
<b>Riesgo(s) Significativo(s):</b> Manejo.



<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de organismos patógenos.
<b>Control - Qué:</b> Verificación de que los alimentos sean manipulados de manera higiénica, el personal no haya estado en contacto con productos que pudieran representar riesgos potenciales. Utilizar botas y equipo de uso exclusivo para la instalación, mantener el tapete sanitario siempre en acción.
<b>Control - Cómo:</b> Cumpliendo con el manual de procedimientos y control de riesgos y puntos críticos.
<b>Control - Frecuencia:</b> Observación diaria y monitoreo constante durante todo el tiempo por el Director del Proyecto para asegurar el cumplimiento de las disposiciones de control y seguridad.
<b>Control - Quién:</b> Coordinador del Proyecto.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Señalar fallas al personal, utilizar los procedimientos de estímulos y sanciones según corresponda o despedir por negligencia o actos de desacato deliberado.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reportes del Coordinador del Proyecto y Departamento de Personal.
<b>Punto Crítico de Control #15:</b> Trabajo 5: Manejo y control del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Algas
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Conteo de células < 100 X 10 <sup>5</sup> CFU/ml.
<b>Control - Qué:</b> Conteo de microorganismos.
<b>Control - Cómo:</b> Se toman muestras en la descarga de agua posterior al tratamiento.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada semana.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Incrementar el proceso de tratamiento físico del agua del sistema mediante la utilización de un equipo alterno.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de control de calidad del agua.
<b>Punto Crítico de Control #16:</b> Trabajo 5: Manejo y control del sistema
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Bacterias.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Conteo de células < 10 X 10 <sup>5</sup> CFU/ml.
<b>Control - Qué:</b> Conteo de bacterias distintas a las coliformes.
<b>Control - Cómo:</b> Se toman muestras en la descarga de agua posterior al tratamiento.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada semana.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Incrementar el proceso de tratamiento físico del agua del sistema mediante la utilización de un equipo alterno.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de bacteriología.
<b>Punto Crítico de Control #17:</b> Trabajo 5: Manejo y control del sistema
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Parásitos.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Evaluación de animales en el sistema.
<b>Control - Qué:</b> Presencia de parásitos.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra de los animales en el sistema.

<b>Control - Frecuencia:</b> Cada mes.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Incrementar el proceso de tratamiento físico del agua del sistema mediante la utilización de un equipo alterno y/o tratamiento mediante productos químicos de los animales.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de parasitología.
<b>Punto Crítico de Control #18:</b> Trabajo 5: Manejo y control del sistema
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Virus.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero presencia de reactores a PCR.
<b>Control - Qué:</b> Presencia de reactores positivos en PCR.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra de los pleópodos de 6 de los animales en el sistema.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada mes.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Eliminar los animales, tratar con métodos químicos el sistema y cerrar por 6 meses.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de biología molecular.
<b>Punto Crítico de Control #19:</b> Trabajo 5: Manejo y control del sistema
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Agua.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Niveles de los parámetros de la calidad del agua en sus mínimos o máximos de ocurrencia.
<b>Control - Qué:</b> Los niveles de nitritos, nitratos, amonio, oxígeno, salinidad, pH, temperatura.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra en la descarga de agua posterior al tratamiento en el sistema.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada semana.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos, utilizar mecanismo alterno de tratamiento.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Calidad del agua.
<b>Punto Crítico de Control #20:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Transfaunación.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero animales vivos por accidente fuera del sistema.
<b>Control - Qué:</b> Los organismos para salir vivos del sistema, deberán contar con previa autorización del Coordinador del Proyecto con un destino asegurado y con certificado de no presencia de agentes patógenos.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra y es analizada por los laboratorios de histopatología, parasitología, bacteriología y biología molecular.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada posible movimiento.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA y Coordinador del Proyecto
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos, impedir fugas del sistema

cerrado.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte de los laboratorios.
<b>Punto Crítico de Control #21:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Algas.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero descarga al medio ambiente.
<b>Control - Qué:</b> El uso de algas es única y exclusivamente para fines alimenticios de los estadios larvarios, en el caso de requerir extraer cepas de algas puras con fines de desarrollo en otros laboratorios o fines de investigación deberán contar con previa autorización del Coordinador del Proyecto con un destino asegurado.
<b>Control - Cómo:</b> Supervisión y control.
<b>Control - Frecuencia:</b> Diario.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA Y Director del Proyecto.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos, impedir la fuga del sistema cerrado.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Calidad del agua.
<b>Punto Crítico de Control #22:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Bacterias.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero descarga al medio ambiente.
<b>Control - Qué:</b> El uso de bacterias es única y exclusivamente para fines de tratamiento de la calidad del agua, en el caso de requerir extracción con fines de desarrollo en otros laboratorios o de investigación deberán contar con previa autorización del Director del Proyecto con un destino asegurado.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra en la descarga de agua posterior al tratamiento en el sistema.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada semana.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos, impedir la fuga del sistema cerrado.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Calidad del agua.
<b>Punto Crítico de Control #23:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Parásitos.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero descarga al medio ambiente.
<b>Control - Qué:</b> En el caso de organismos o alimentos infestados con parásitos serán desechados.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra y son analizados para determinar infestación.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada semana.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos, tratar los animales o desechar por tratamiento químico e incineración.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de parasitología.

<b>Punto Crítico de Control #24:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Virus.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero descarga al medio ambiente.
<b>Control - Qué:</b> En el caso de organismos o alimentos infectados con agentes virales serán desechados del sistema y tratados con medios químicos y posterior incineración.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra y son analizados mediante PCR.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada semana.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA, Responsables de Larvicultura, y Maduración.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos, eliminar los animales por incineración tratar con métodos químicos el sistema y cerrar por 12 meses.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del laboratorio de Biología molecular.
<b>Punto Crítico de Control #25:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Agua.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero descarga al medio ambiente.
<b>Control - Qué:</b> No se permitirá la descarga de agua, salvo cuando el sistema requiera de ser renovado, previo tratamiento químico y físico del agua.
<b>Control - Cómo:</b> Se toma una muestra en la descarga de agua posterior al tratamiento en el sistema, se analiza mediante los procedimientos de control de calidad del agua, revisión de que no se presentaron eventos de contaminación por patógenos en el sistema, el agua será tratada con productos químicos como el cloro, mantenida en tratamiento físico por 48 h, se enviarán muestras a los laboratorios de calidad del agua, parasitología, bacteriología y biología molecular, una vez obtenida la respuesta de no agente patógeno presente, podrá ser desechada.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cada ocasión que se requiera.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos, utilizar mecanismo alternativo de tratamiento.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte de los laboratorios.
<b>Punto Crítico de Control #26:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.
<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Detritus, mudas, organismos muertos.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero descarga al medio ambiente.
<b>Control - Qué:</b> Todo el detritus, mudas y organismos muertos serán desechados del sistema y tratados con medios químicos y posterior incineración según corresponda.
<b>Control - Cómo:</b> No aplica.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cuando ocurra.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA, jefes de áreas.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del área de incineración.
<b>Punto Crítico de Control #27:</b> Trabajo 6: Eliminación de material biológico y agua del sistema.

<b>Riesgo (s) Significativo (s):</b> Material de filtración.
<b>Límites para cada Medida de Control:</b> Cero descarga al medio ambiente.
<b>Control – Qué:</b> Todo el material de filtración y limpieza en desuso, serán desechados del sistema y tratados con medios químicos y posterior incineración según corresponda.
<b>Control - Cómo:</b> No aplica.
<b>Control - Frecuencia:</b> Cuando ocurra.
<b>Control - Quién:</b> Jefe del LOA, jefes de áreas.
<b>Evaluación y Acción (es) Correctiva (s):</b> Revisión de procedimientos.
<b>Documentación de Apoyo (si la hay):</b> Reporte del área de incineración.

## 7. DISCUSIÓN

La presente investigación fue planeada para establecer un SCR-0 en el que se pudieran integrar distintos componentes, por medio de los cuales, el agua en recirculación pudiera ser utilizada por largos periodos, sin tener necesidad de sustituirla o con mínima reposición.

Según Van Wyk *et al.* (1999), las condiciones mínimas en cuanto a compuestos nitrogenados para camarones son: para el amonio ( $\text{NH}_4^-$ )  $\leq 0.03 \text{ mg/L}^{-1}$  para nitritos ( $\text{NO}_2^-$ )  $\leq 1 \text{ mg/L}^{-1}$  y para nitratos ( $\text{NO}_3^-$ )  $\leq 60 \text{ mg/L}^{-1}$  (Tabla II). Los resultados del presente trabajo revelaron valores dentro de los rangos registrados por otros autores para estos compuestos (Wickins, 1983; Boyd, 1990; Kunen *et al.*, 1992; Robertson y Kuenen, 1992; Wheaton *et al.*, 1994).

Se probaron algunos sustratos para el soporte de las bacterias nitrificantes, así como el efecto de la luz UV en el mantenimiento de los parámetros del agua en circulación. Conforme a los resultados obtenidos, el uso de material filtrante (fibra sintética) en particular la fibra de nylon como sustrato para la fijación de bacterias y medios de clarificación como la zeolita y el carbón activado, integrados en un solo sistema, permitieron mantener los parámetros del agua con la calidad suficiente para el buen desempeño en crecimiento y sobrevivencia de los camarones (Morales, 1982; Wheaton, 1977; Losordo y Timmons, 1991; Losordo *et al.*, 1992).

De acuerdo a la literatura revisada, el empleo de biofiltros sumergidos o por goteo brinda la posibilidad de reducir los niveles de amonio y otros productos catabólicos (King y Kelly, 1971; Hsu *et al.*, 1975; Muir, 1976; Muir *et al.*, 1991; Kamstra *et al.*, 1998; Lobo *et al.*, 1999; Weirich *et al.*, 2003). Esto, pudo ser comprobado en este estudio, ya que el control (C) fue el que mostró mayores niveles de amonio, consecuentemente esto originó mortalidad. Por otra parte, el tratamiento 5 (BFE-NoUV-NoCOMP-BFI-CO) mostró menores niveles de amonio y mayor sobrevivencia que el control.

De manera general, la nitrificación resultó satisfactoria para todos los tratamientos, lo que probablemente ocurrió al establecerse el equilibrio por pérdida de biomasa en los tanques. Cabe destacar que, los tratamientos BFE con UV, tuvieron los valores de peso promedio, biomasa y sobrevivencia más altos. Así como, la reducción en la carga biológica (microorganismos) de los tanques, resultó ser similar a lo mencionado en otros reportes (Spotte y Adams, 1981; Gratzek *et al.*, 1983; Liltved *et al.*, 1995; Øye y Rimstad, 2001; Pan *et al.*, 2001; Becker y Speare, 2004; Cohen *et al.*, 2005; Sharrer *et al.*, 2005; Viitasalo *et al.*, 2005; Gill, 2006).

Es importante señalar, que la turbidez del agua (medición que no se consideró en el diseño experimental) fue mayor en los tratamientos 5 y 6 (BFE-NoUV-NoCOMP-BFI-CO y Control) y los que no contaron con el efecto de la luz UV (BFE-NoUV-COMP-BFI-CO y BFE-NoUV-COMP-BFI-0) la menor turbidez se mostró en los tratamientos con el efecto germicida de la luz UV (1 y 2). Sin embargo, en estos últimos se observó una mayor sobrevivencia.

El cultivo en SCR trae como consecuencia la reducción de la productividad primaria del medio, lo que se traduce en una menor disponibilidad de alimento para los camarones en crecimiento (Otoshi *et al.*, 2003). El empleo de luz UV reduce aún más la presencia de fitoplancton y zooplancton (Sharrer *et al.*, 2005) como alimento potencial para los camarones. En el sistema propuesto en esta investigación, al suministrar alimento a razón del 3% del peso de la biomasa en el tanque, esta reducción de productividad primaria pudo ser contrarrestada, lo que también ha sido reportado por otros autores con similares porcentajes de dotación de alimento o aún mayores (Mcintosh, 2000; Cuzon *et al.*, 2004; Galindo *et al.*, 2004).

Lo anterior, se pone de manifiesto al analizar los resultados obtenidos en el presente trabajo, ya que en aquellos tratamientos con luz UV y todos los componentes del biofiltro (BFE-UV-COMP-BFI-CO y BFE-UV-COMP-BFI-0), no solo se observaron mayores ganancias de peso y biomasa, sino que además mostraron un mayor porcentaje de sobrevivencia comparados con el control. Estos resultados, son comparables a los obtenidos por Teichert-Coddington y Rodríguez (1995) Artiles (2000) y Fraga *et al.* (2002).

El crecimiento observado de los camarones en la etapa de juvenil a pre-adulto exhibió tendencias similar entre los ensayos (2004-2005). No hubo diferencias estadísticas para el aumento de peso total. Aumentos similares o menores a los obtenidos en este informe, son reportados por Kaiser *et al.* (1998); Cytryn *et al.* (2003); Delabbio *et al.* (2003); Copeland *et al.* (2005); Gandy (2004); Gandy *et al.* (2007); Kuhn *et al.* (2007) en sistemas relacionados o con distintos manejos de reposición del agua.

En este experimento, el desarrollo de juvenil a pre-adulto fue de 119 días de cultivo, el peso promedio individual alcanzado fue de  $19.26 \pm 1.44$  y  $21.06 \pm 4.02$  (2004 y 2005) respectivamente, promedios similares a éstos han sido reportados por Tacon *et al.* (2002) evaluando el efecto del sistema de cultivo en el crecimiento del camarón y por Green (2008) en el crecimiento del camarón en agua dulce ajustada en estanques de tierra fuera de la costa.

En este trabajo, en la fase de pre-adulto a adulto hubo diferencias estadísticas en la selección en la semana 1 ( $p < 0.05$ ) los camarones del 2005 eran 2.11 g más pesados que los del 2004 y mostraron ganancias de peso más alto ( $p < 0.05$ ) en las semanas 4 y 5 (figura 11), pero no se dio diferencia significativa en el aumento total del peso entre el 2004 y 2005 ( $33.91 \pm 5.3$  y  $34.38 \pm 6.4$  respectivamente) después de 49 días de cultivo. Resultados similares de aumento promedio de peso diario, se han reportado por Kaiser *et al.* (1998); Cytryn *et al.* (2003); Delabbio *et al.* (2003); Otoshi, *et al.* (2003) y Gandy (2004). El porcentaje de sobrevivencia del camarón en las diversas etapas o ensayos no fue diferente a lo divulgado previamente por otros autores (Otoshi *et al.*, 2003; Gandy, 2004).

Generalmente, en los SCR, los productos de desecho nitrogenados ( $\text{NO}_3$ ,  $\text{NO}_2$ ,  $\text{NH}_3$ ), se utilizan como indicadores de la calidad del agua (Kungvankij *et al.*, 1986; Kaiser *et al.*, 1998; Decamp *et al.*, 2007). Su presencia o acumulación, además de afectar el crecimiento de los camarones y la sobrevivencia, son un indicador de fallas en el sistema de tratamiento biológico (Kungvankij *et al.*, 1986; Boyd, 2001). La incorporación de filtros físicos, los biofiltros y el tratamiento con luz UV en un SCR-0 constituyen un alternativa para eliminar desechos sólidos, productos nitrogenados y la presencia en el sistema de microorganismos nocivos (Cytryn *et al.*, 2003; Sharrer *et al.*, 2005; Decamp *et al.*, 2007). Durante este estudio, los niveles de  $\text{NO}_2$  y  $\text{NH}_3$  durante toda la fase experimental oscilaron de 0.05 a 0.68 y 0.0 a 0.7  $\text{mgL}^{-1}$  respectivamente. Las concentraciones fueron más bajas que los niveles reportados como



tóxicos para los camarones en desarrollo de juvenil a pre-adulto, o en las etapas de maduración, de acuerdo a diferentes autores (Kungvankij *et al.*, 1986; Wajsbrodt *et al.*, 1990; Boyd, 2001; Magallon-Barajas *et al.*, 2006; Mishra *et al.*, 2008; Perez-Velazquez *et al.* 2008).

La temperatura óptima para el crecimiento y maduración de diversas especies de camarón (*L. vannamei*, *F. paulensis*, y *F. aztecus*) ha sido reportada entre 25 y 30°C (Wyban *et al.*, 1995; Boyd, 2001; Peixoto *et al.*, 2005; Gandy *et al.*, 2007; Kuhn *et al.*, 2007), en el presente SCR-0, la temperatura observada durante el periodo experimental fue de 27 a 28.5°C, por lo que se podría asumir que la temperatura no tuvo efecto negativo en este experimento.

Los niveles óptimos de pH que se han reportado, para el cultivo y maduración de los camarones, oscilan entre 7 y 8.3 (Van Wyk *et al.*, 1999; Shimote, 2001; Avnimelech, 2005; Cohen *et al.*, 2005). En este trabajo, dadas las estrictas condiciones de cero intercambio de agua que se establecieron, el pH para crecimiento, maduración, reproducción, desove y eclosión se presentó en niveles por debajo de estos rangos, ya que inició en 8.3 y concluyó a 6.3. Lo anterior, para el desarrollo de juveniles a adultos pudiera no constituir una amenaza, no obstante, en las fases de desove y eclosión podría representar un riesgo que debe ser tomado en consideración. De la misma manera, Chen *et al.* (1991), encontraron bajas tasas de eclosión a un pH similar (6.8), pero Gandy (2004), menciona haber logrado madurar, reproducir, desovar y obtener nauplios viables de camarón café en un pH de  $7.75 \pm 0.5$ , lo cual contrasta con este experimento.

En este trabajo, algunos elementos traza evaluados, como son: Ca; Cl; B; Mg; P y Zn, mostraron niveles distintos a los encontrados en el agua de mar. Estos, podrían desempeñar un papel importante en el crecimiento (ciclo de muda), reproducción y sobrevivencia de los camarones mantenidos en SCR-0 por largos periodos (Hopkins *et al.*, 1995; Burford *et al.*, 2003; 2004). Se ha señalado, que la relación de iones bivalentes ( $Ca^{+2}$ ,  $Mg^{+2}$ ) con los iones monovalentes ( $Na^+$ ,  $K^+$ ) es crítico para los camarones cultivados a salinidad baja (HBOI, 2006). Otros autores han estudiado los efectos causados por el desequilibrio de iones de  $Mg^{+2}$ ,  $Na^+$  y P, en el camarón (Pillard *et al.*, 1999; Cuson *et al.*, 2004; Cheng-Kung *et al.*, 2005; Izquierdo *et al.*, 2007; Rojas y Alfaro, 2007; Roy *et al.*, 2007; Partridge y Lymbery, 2008).

Los resultados del porcentaje de desove y eclosión de este estudio, en ambos periodos fueron similares  $91.7 \pm 2.028$  a  $92.9 \pm 2.847\%$  (2005 y 2006, respectivamente) sin encontrarse diferencias significativas ( $p > 0.05$ ). Un aspecto interesante fue que en ambos años, los huevos desovados después de 4 a 6 h sufrieron lisis, lo que impidió la obtención de nauplios viables. Para comprobar que se trataba de alguna anomalía en la composición del agua, durante el ensayo del 2006, se colocaron 6 hembras maduras y fecundadas naturalmente, en tanques de desove con agua marina a  $32 \text{ gL}^{-1}$  sin usar, en estos, las hembras desovaron un promedio de  $125,000 \pm 38,000$  huevos, los que eclosionaron y dieron un promedio de 79,000 nauplios viables por hembra desovada.

Existe poca evidencia sobre la obtención de maduración y desoves fértiles en camarones desarrollados en un CRS-0 desde poslarvas. Otsoshi *et al.* (2003), mencionan que existe muy vaga o escasa información sobre el comportamiento reproductivo de los camarones cuando son desarrollados en SCR. Ellos, compararon el comportamiento en ganancia de peso y desarrollo reproductivo, utilizando camarones de talla comercial ( $\pm 20 \text{ g}$ ), los cuales fueron desarrollados hasta alcanzar tallas reproductivas ( $\pm 40\text{--}60 \text{ g}$ ). Unos, en un sistema de recirculación y los otros en un sistema de recambio en estanques de tierra. Así mismo, reportan que los camarones desarrollados hasta reproductores en ambos sistemas, no tuvieron diferencias significativas en el comportamiento reproductivo, pero el cruzamiento, desove y eclosión fue completada en un sistema de recambio tradicional.

No se han encontrado reportes hasta el momento de lisis en los huevos de camarón *L. vannamei* mantenidos en SCR-0. Sin embargo, en *Penaeus aztecus*, la deficiencia de magnesio ( $\text{Mg}^{+2}$ ) en el agua de mar, inhibe a los precursores desencadenantes de la vitelina en los huevos. Esta vitelina, protege al cigoto temprano contra las condiciones del ambiente y sus componentes químicos podrían actuar como agentes anti-bacterianos o como repelentes a otros microorganismos (Lynn y Clark, 1987).

Se ha reportado, que la fase final en la maduración del huevo de los camarones, está caracterizada por la aparición de blastómeros en la periferia de la membrana plasmática del oocito (Bradfield *et al.*, 1989; Clark *et al.*, 1990). Estos blastómeros, se alinean y crecen en la membrana de vitelina que se forma dentro del huevo antes del desove (Bradfield *et al.*, 1989; Khayat *et al.*, 2001). El contacto directo de los huevos desovados con el agua de mar, provoca

la expulsión de las criptas donde los blastómeros se alojan, los cuales, deben estar cubiertos o protegidos por una corona o capa de vitelina que se forma inmediatamente después del desove (Clark et al., 1980; 1990; Pillai y Clark, 1988; 1990). Esta capa de vitelina, es la única protección que el embrión tiene, toda vez, que la membrana embrionaria en este momento, se encuentra incompleta (Clark et al., 1990; Khayat *et al.*, 2001). Por lo que, si en el agua donde se produce el desove, existieran condiciones inhibitorias de los precursores desencadenantes de la vitelina (Lynn y Clark, 1987), podría ser la explicación de la lisis, que los los huevos sufrieron, como ha sido reportado en el presente trabajo.

Los niveles de micro elementos como:  $\text{Ca}^{+2}$ ,  $\text{Mg}^{+2}$ ,  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ , Fe, Z, P, Cu y Mn, han sido evaluados por varios autores (Harrison, 1990; Méndez et al., 1997;) y señalan que un inadecuado aporte de estos micro elementos en la dieta o un desequilibrio en el medio, pueden alterar la composición y calidad de los huevos (Abdu, et al., 2002).

Lindsay *et al* (1992) y Goudeau y Goudeau (1996), demostraron que el  $\text{Mg}^{+2}$  extracelular, provoca un incremento en los niveles intracelulares de  $\text{Ca}^{+2}$  en el huevo de los crustáceos, el cual, regula la entrada del esperma en el oocito. Así mismo, Pongtippatee-Taweepreda *et al.* (2004), señalan que la formación de la membrana de vitelina, ocurre un minuto después del desove, y que ésta, posteriormente conforma la envoltura embrionaria, la que una vez formada, impide la entrada adicional de esperma. Por su parte, Shaobo et al. (2004), encontraron que, para obtener desoves diarios con alto porcentaje de fertilización y eclosión de nauplios viables se requiere suplementar cantidades extras de ácido ascórbico.

Cuson *et al.* (2004), reportan que con reproductores de *L. stylirostris* y de *L. vannamei*, desarrollados desde juveniles en un SCR, las hembras después de la ablación no mostraron maduración, atribuyendo esta incapacidad a un inadecuado balance de los nutrientes, así como, a la falta de macro minerales y elementos traza, no proporcionados por la dieta artificial (Shigeno, 1975). Gandy (2004), desarrolló desde juvenil hasta talla reproductiva camarones cafés (*Farfantepenaeus aztecus*) en un SCR, y obtuvo desoves fértiles, pero no manifiesta información precisa, de que se haya conseguido este resultado en un SCR-0 como el reportado en este trabajo.

En materia de sanidad, en este SCR-0, los resultados obtenidos por PCR muestran que la mortalidad no tuvo relación con agentes virales o bacterianos. La pérdida de individuos en el tiempo de estudio, según reportes de histopatología, obedecieron al excesivo manejo durante el proceso de medición, pesaje, ablación, fotografía del estado de desarrollo gonadal, así como al estrés al que se les sometió.

En materia de reposición de agua, en esta investigación, se agregó el 10.9% en promedio por cada año de estudio, lo que representa tan solo el 0.03% de agua por día, a diferencia del 0.3% diario, reportado por Otoshi *et al.* (2003) en un SCR. Lo que contrasta, muy significativamente con la mayoría de los sistemas abiertos de producción de poslarvas de camarón, donde se utilizan recambios muy variados, los que van del 50 al 200% diario de agua, con los problemas ambientales que esta descarga de efluentes representa (Masser *et al.*, 1992; Lee, 2000). La bioseguridad es una de las ventajas primarias en este SCR-0, debido al uso reducido de agua costera que podría estar contaminada (Courtland, 1999).

## 8. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

El filtro biológico con todos sus componentes integrados en una misma unidad: BFE material filtrante (fibra sintética) fibra de nylon como sustrato para la fijación de bacterias y medios de clarificación como la zeolita y el carbón activado; BFI con concha de ostión como sustrato para la fijación de bacterias, permiten la degradación de los desechos tóxicos producidos por los camarones; el empleo de luz UV permite una menor carga de microorganismos, lo que propicia un mejor desarrollo de los camarones hasta alcanzar talla y peso comercial de  $\pm 20$  g con una sobrevivencia aceptable ( $> 77\%$ ) en cultivo intensivo de 133 animales por  $m^3$  de agua bajo SCR-0. Por lo anterior, se utilizó esta conformación de biofiltros en la siguiente fase del estudio.

En los dos años siguientes de estudio, el SCR-0 propuesto en este trabajo, mostró un alto grado de repetitividad. La consistencia en los resultados de los parámetros del agua y los porcentajes de sobrevivencia así como los aumentos de peso de los camarones desde juvenil hasta alcanzar la maduración gonadal son promisorios.

El SCR-0 para la maduración de camarón, resultó tener un mejor desempeño que el sistema que se emplea aún en algunos laboratorios comerciales, dado que la tasa de desove por noche en este tipo de empresas es del 4 al 6% en promedio, valores inferiores a los aquí presentados, además de que en el sistema propuesto, se utilizaron solo 3 ingredientes alimenticios; 2 de ellos frescos y el otro seco, a diferencia de los sistemas abiertos que utilizan hasta 6 ingredientes por día, lo que finalmente representa un hito más en la reducción de los costos de producción. Pero lo que más resulta promisorio, es la reducción de posibilidades en la incorporación de agentes patógenos al sistema.

Los resultados aquí reportados, para las etapas de juvenil a pre-adulto y de pre-adulto a adulto de *L. vannamei* sugieren la posibilidad de obtener resultados similares en calidad del agua y crecimiento en SCR-0. También, abren la posibilidad de usar este sistema en la creación de áreas bio-seguras para el desarrollo de camarones SPF o de líneas genéticas específicas desde nauplios hasta reproductores en la investigación o la producción comercial de camarones.

Por lo anterior, parece que hay un nicho de oportunidades para trabajar en el desarrollo, maduración, reproducción, desove y eclosión de los camarones y completar el “ciclo de vida” en un SCR-0 alejado de la costa, con cero recambio y mínima reposición de agua marina. Los pobres resultados de eclosión y la no-obtención de nauplios viables en este trabajo, podrían ser motivados por un desequilibrio entre los iones de algunos elementos traza, propiciado por el deterioro del agua, como consecuencia del tiempo en que fue utilizada. Así mismo, a un inadecuado suministro de nutrientes en la dieta proporcionada, la que podría compensar este desequilibrio.

Dados los pobres resultados en materia de obtención de nauplios, es recomendado continuar investigando alternativas que permitan cerrar el ciclo de vida del camarón *L. vannamei* en SCR-0, toda vez que, es factible la obtención de nauplios viables, si es que agua marina con todos sus constituyentes (sin usar) es utilizada, durante el desove. O bien, estas deficiencias de micro-elementos podrían ser subsanadas utilizando la adición de estos directamente en el agua o mediante la dieta.

## LITERATURA CITADA

Abdu, U., C. Davis, I. Khalaila y A. Sagi. 2002. The vitellogenin cDNA of *Cherax quadricarinatus* encodes a lipoprotein with calcium binding ability, and its expression is induced following the removal of the androgenic gland in a sexually plastic system. *General and Comparative Endocrinology*. 127. Pp. 263–272.

Aguirre-Guzmán, G., R. Vázquez-Juárez y F. Ascencio-Valle. 2001. Differences in the susceptibility of American white shrimp larvae substages (*Litopenaeus vannamei*) to four *Vibrio* species. *Journal of Invertebrate Pathology*. 78: 215-219.

Aktaş, M. y M. Kumlu. 1999. Gonad maturation and spawning of *Penaeus semisulcatus* (Penaeidae: Decapoda). *Turk. J. of Zoology*. 23:61-66.

Aktaş, M., M. Kumlu y O.T. Eroldoğan. 2003. Off-season maturation and spawning of *Penaeus semisulcatus* by eyestalk ablation and/or temperature-photoperiod regimes. *Aquaculture*, 228:361-370.

Aktaş, M. y M. Kumlu. 2005. Gonadal Maturation and Spawning in *Penaeus semisulcatus* de Hann, 1844 by Hormone Injection. *Turk J Zool*. 29:193-199.

Alava, V.R., A. Kanazawa, S. Teshima y S. Koshio. 1993. Effect of dietary phospholipids and n-3 highly unsaturated fatty acids on ovarian development of Kuruma prawn. *Nippon Suisan Gakkaishi* 59 (7):345-351.

Alfaro, J., 1996. Effect of 17 alpha methyl testosterone and 17 alpha hydroxyprogesterone on the quality of white shrimp *Penaeus vannamei* spermatophores. *J. World Aquaculture. Soc.* 27:487-492.

APT. 2006. Aquaculture Production Technology Ltd. Israel. [http://www.aquaculture.co.il/Markets/S\\_markets.html](http://www.aquaculture.co.il/Markets/S_markets.html)

Aquacop. 1975. Maturation and spawning in captivity of penaeid shrimp: *Penaeus merguensis* (de Man), *P. japonicus* (Bate), *P. aztecus* (Ives), *Metapenaeus ensis* (de Haan) and *P. semisulcatus* (de Haan). *Proc. World Maricul. Soc.* 6: p. 123-132.

Aquacop. 1979. Penaeid rearing broodstock: closing the cycle on *Penaeus monodon*, *P. Vannamei* and *P. stylirostris*. *Proc. World Mariculture Soc.* 10. p. 445-452.

Aquacop. 1983. Constitution of broodstock, maturation, spawning and hatching systems for penaeid shrimps in the Centre Océanologique du Pacifique. In: J.P. McVay (ed) *Handbook of Mariculture V. I: Crustacean Aquaculture*. p. 105-121.

Araneda, M. E.P. Pérez y E. Gasca-Leyva. 2008. White shrimp *Penaeus vannamei* culture in freshwater at three densities: Condition state based on length and weight. Aquaculture Article in Press, Corrected Proof.

Arcos, G.F., A.M. Ibarra, C. Vazquez-Boucard, E. Palacios e I.S. Racotta. 2003. Haemolymph metabolic variables in relation to eyestalk ablation and gonad development of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* Boone. *Aquaculture Research*. Vol. 34 Issue 8:629-635.

Arena, L., L. Jiménez, A. Brito, C. Maldonado, D. Hernández, L. Soto, G. Cuzon y G. Gaxiola. 2006. Growth performances, specific activities and isoforms variations of  $\alpha$ -amylase in *Litopenaeus vannamei* undergoing feed alterations. *Congrés de génétique et aquaculture*. Montpellier, Jul.06.

Ariño, A. y A. Herrera. 1993. Biotoxinas en los productos de la pesca. (I). Ictiotoxismos. *Alimentaria* 248: 35-41. (II). Intoxicaciones por moluscos bivalvos. *Alimentaria* 248:43-47.

Artiles, M. 2000. Engorde intensivo de camarón blanco (*Litopenaeus schmitti*) en estanques de tierra de 0.4 HA. *Memorias del 5to Congreso de Ciencias del Mar*. La Habana Cuba, del 4 al 8 de Diciembre del 2000.

Avnimelech, Y. 1999. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*. 176:227-235.

Avnimelech, Y. 2005. Using the pond as a Biofilter: Review of Theory and Practice. *International Journal of Recirculating Aquaculture* 6:1-17.

Bachère, E. 2000. Shrimp immunity and disease control. *Aquaculture*. Vol. 191:3-11. (Resumen) Publicado por Elsevier Science @ Direct.

Balasubramanian, C.P., S.M. Pillai y P. Ravichandran. 2005. Zero-water exchange shrimp farming systems (extensive) in the periphery of Chilka lagoon, Orissa, India. *Aquaculture International*. Vol. 12, (6) pp.555-572.

Barbier, E.B., y J.C. Burgess. 2001. The economics of tropical deforestation. *J. of Economic Surveys*. 15(3) pp. 413-432.

Barnes, R.D. 1989. *Zoología de los invertebrados*. 5ta. Edición Interamericana. McGraw-Hill.

Beard, T.W., J.F. Wickins y D.R. Arnstein. 1977. The breeding and growth of *Penaeus merguensis* de Man in laboratory recirculating systems. *Aquaculture*. 10:275-289.

Becker, J.A. y D.J. Speare. 2004. Ultraviolet light control of horizontal transmission of *Loma salmonae*. *Journal of Fish Diseases*. 27:177-180.



Benzie, J.A.H. 1997. A review of the effect of genetics and environment on the maturation and larval quality of the giant tiger prawn *Penaeus monodon*. *Aquaculture*, 155:69-85.

Boyd, C.E. 1979. *Water quality in warm water fish ponds*. Auburn University, Craftermaster Printers Inc. (Opelika), Alabama, USA, 359 p.

Boyd, C.E. 1990. *Water Quality in Ponds for Aquaculture*. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Auburn, AL.

Boyd, C.E. 1996. Chlorination and water quality in aquaculture ponds. *World Aquaculture* 27(3): 41-45.

Boyd, C.E. 1998. *Codes of Practice for Responsible Shrimp Farming*. Global Aquaculture, Alliance, St. Louis, MO.

Boyd, C.E. 2001. Consideraciones sobre la calidad del agua y del suelo en cultivos de camarón. *In: Métodos para mejorar la camaronicultura en Centroamérica*. Haws M.C., Boyd C.E. (Ed.). Traductor, Ochoa-Moreno E. Ed. Imprenta. 1<sup>er</sup> edición. Managua, Nicaragua.

Boyd, C.E. y G. Tucker. 1998. Water Quality and soil management in pond. *Aquaculture*. 160: 879-885.

Boyd, C.E., T. Thunjai y M. Boonyaratpalin. 2002. Dissolved salts in water for inland low-salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate* 5:40-45.

Bradfield, J.Y., R.L. Berlin, S.M. Rankin y L.L. Keeley. 1989. Cloned cDNA and antibody for an ovarian cortical granule polypeptide of the shrimp *P. vannamei*. *Biol. Bull.* 177:344-349.

Bray, W.A. y A.L. Lawrence. 1992. Reproduction on *Penaeus* species in captivity. *In: Fast A.W. and Lester L.J. (Ed). Marine shrimp culture: principles and practices. Developments in aquaculture and fisheries science. Vol. 23. Elsevier Sci. Publisher B.V., The Netherlands. pp. 93-170.*

Bromage, N., C. Randall, B. Davies, M. Thrush, J. Duston, M. Carrillo y S. Zanuy. 1993. Photoperiods and the control of reproduction and development in farmed fish. *In: Aquaculture: Fundamentals and Applied Research. B. Lahlou and P. Vitiello (eds.): pp. 81-102. American Geophysical Union. Wash., EUA.*

Bromage, N. 1995. Broodstock management and seed quality. General considerations. *In: Broodstock Management and Egg and Larval Quality. Bromage and R.J. Roberts (eds.): pp. 1-24. Blackwell Sci. Pub. Oxford, U.K.*

Bomirski, A. y E. Klek-Kawinska. 1976. Stimulation of oogenesis in the sand shrimp, *Crangon crangon* by human gonadotropin. *Gen. Comp. Endocrin*, 30:239-242.

Browdy, C.L. 1988. Recent developments in penaeid broodstock and seed production technologies; improving the outlook for superior captive stocks. *Aquaculture*. 164:3-21.

Browdy, C. 1992. A review of the reproductive biology of *Penaeus* species: Perspectives on controlled shrimp maturation systems for high quality nauplii production. In: Proc. of Special Session on Shrimp Farming. J. Wyban (Ed) World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana.

Browdy, C.L., A. Hadani, T.M. Samocha e Y. Loya. 1989. An evaluation of frozen *Artemia* as a dietary supplement for the stimulation of reproduction in penaeid shrimp. In: *Aquaculture. Biotechnology in progress*. Bredene, Belgium, European Aquaculture Society. pp. 617-623.

Burford, M.A., J.P. Thompson, P.R. McIntosh, H.R. Banuman y C.D. Pearson. 2003. Nutrient and microbial dynamics in high intensity, zero exchange shrimp pond in Belize, *Aquaculture* 219:393-411.

Burford, M.A., P.J. Thompson, R.P. McIntosh, R.H. Bauman y D.C. Pearson. 2004. The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system, *Aquaculture* 232 (1-4):525-537.

Bye, V.J. 1987. Environmental management of marine fish reproduction in Europe. In: *Reproductive Physiology of Fish. Proc. of the 3rd International Symposium on Reproductive Physiology of Fish*. D.R. Idler y L.W. Crim (Eds.): pp. 289-298.

Cahu, C.L., J.C. Guillaume, G. Stephan y L. Chim. 1994. Influence of phospholipids and highly unsaturated fatty acids on spawning rate and egg tissue composition in *Penaeus vannamei* fed semi-purified diets. *Aquaculture* 126:159-170.

Cahu, C.L., G. Cuzan y P. Quazuguel. 1995. Effect of highly unsaturated fatty acids, alpha-tocopherol and ascorbic acid in broodstock diet on egg composition and development of *Penaeus indicus*. *Comp. Biochem. Physiol.* 112(3-4):417-424.

Caillouet, C.W., 1972. Ovarian maturation induced by eyestalk ablation in pink shrimp, *Penaeus duorarum*. *Burkenroad. Proc. World Maricult. Soc.*, 3:205-225.

Carrillo, M., S. Zanuy, F. Prat, J. Cerdá, E. Mañanós, N. Bromage, J. Ramos y O. Kah. 1995. Nutritional and photoperiodic effects on hormonal cycles and quality of spawning in sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Neth. J. Zool.* 45:204-209.

Castille, F.L. y A.L. Lawrence. 1989. Biochemical composition of the gonads and digestive glands of the shrimp *Penaeus aztecus* Ives and *Penaeus setiferus*. *Journal of the crustacean Biology* 9 (2):201-211.

Cervantes, P., V. Mennecart, C. Robert, M.R. de Roubin y J.C. Joret. 1999. Persistence of viable but non-culturable bacteria during the production and distribution of drinking water. In *The Microbiological Quality of Water* (Ed. D.W. Sutcliffe), pp. 19-27, Freshwater Biological Association, Ambleside.

Chamberlain, G.W. y A.L. Lawrence. 1981. Effect of the light intensity and male and female eyestalk ablation on reproduction of *Penaeus stylirostris* and *Penaeus vannamei*. *Journal of World Mariculture Society* 12 (2):357-372.

Chamberlain, G.W. 1985. Biology and control of shrimp reproduction. In: Chamberlain, G.W., Haby, M.G. and Miget, R.J. (Eds.) *Texas Shrimp Farming Manual*. An update on current technology. Texas Agricultural Extension Service, Texas A&M University, Corpus Christi, Tx. USA. pp. 1-41.

Chen, F., B. Reid y C.R. Arnold. 1991. Maturing, spawning, and egg collecting on the white shrimp *Penaeus vannamei* Bone in a recirculating system. *Journal of the World Aquaculture Society*. 22:167-172.

Cheng-Kung, M., C.-Q. Hu, Y.-N. Liu, S.-X. Zheng y X.-J. Qi. 2005. Dietary magnesium requirement and physiological responses of marine shrimp *Litopenaeus vannamei* reared in low salinity water. *Aquaculture Nutrition* 11 (5):385-393.

Chiba K. 1980. Effective utilization of water in various fish culture methods. A fish culture and water supply. *Jpn. Sci. Fish. Soc.*, 30-46.

Cisneros Burga, R.E. 2002. Producción semi-intensiva de biomasa de artemia Franciscana Kellogg 1906 (cepa Virrilá, Perú) utilizando diferentes dietas. Tesis de Posgrado. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Facultad de Ciencias Biológicas. Perú. [http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtual/tesis/Basic/Cisneros\\_B\\_R/Cisneros\\_B\\_R.htm](http://sisbib.unmsm.edu.pe/bibvirtual/tesis/Basic/Cisneros_B_R/Cisneros_B_R.htm).

Clark, W.H., J.W. Lynn, A.I. Yudin y H.O. Persyn. 1980. Morphology of the cortical reaction in the eggs of *Penaeus aztecus*. *Biol. Bull.* 158: pp. 175-186.

Clark, W.H., A.I. Yudin, J.W. Lynn, F.J. Griffin y M.C. Pillai. 1990. Jelly layer formation in Penaeid shrimp eggs. *Biol. Bull.* 178: pp. 295-299.

Cohen, J.M., T.M. Samocha, J.M. Fox, R.L. Gandy y A.L. Lawrence. 2005. Characterization of water quality factors during intensive raceway production of juvenile *Litopenaeus vannamei* using limited discharge and biosecure management tools. *Aquaculture Engineering*. Vol. 32. (3-4):425-442.

Colberg, P.J. y A.J. Lingg. 1978. Effect of ozonation on the microbial fish pathogens, ammonia, nitrate, nitrite and BOD in simulated re-use hatchery water. *J. Fish. Res. Bd. Can.* 35:1290-1296.

CONA. 2005. Boletín Informativo del Consejo Nacional Agropecuario, A.C. Núm. 20, Febrero 28. <http://www.cna.org.mx/Prueba%20HTML/EnContacto28feb2k5.htm>

Conover W.J. 1980. *Practical Nonparametric Statistics*. John Wiley & Sons (Ed.). New York. 495 pp. 222

Copeland K.A., W.O. Watanabe y C.E. Dumas. 2005. Economic evaluation of a small-scale recirculating system for ongrowing of captive wild black sea bass *Centropristis striata* in North Carolina. *Journal of the World Aquaculture Society*. 36: pp. 489-497.

Courtland, S. 1999. Recirculating system technology for shrimp maturation. *The Advocate*: pp. 74-77. [www.aquaneer.com/article.pdf](http://www.aquaneer.com/article.pdf)

Cripe, G.M. 1994. Induction of maturation and spawning of pink shrimp, *Penaeus duorarum* by changing water temperature, and survival and growth of young. *Aquaculture*, 128: pp. 255-260.

Crococ, P.J. y J.D. Kerr. 1997. Seasonal and age variability in the reproductive performance of *Penaeus semisulcatus*: optimizing broodstock selection. *Aquaculture*. 155: pp. 55-67.

Cuzon, G. y J. Guillaume. 1997. Protein Energy in shrimp. *Book on Crustacea Nutrition. International Working Group on Crustacea Nutrition. World Aquaculture Society*: pp. 51-70.

Cuzon, G., L. Arena, J. Goguenheim, E. Goyard, Aquacop. 2004. Is it possible to raise, offspring of the 25th generation of *Litopenaeus vannamei* (Boone) and 18th generation *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson) in clear water to 40 g? *Aquaculture Research* 35: pp. 1244-1252.

Cytryn E., I. Gelfand, Y. Barak, J. Van Rijn y D. Minz. 2003. Diversity of microbial communities correlated to physiochemical parameters in a digestion basin of a zero discharge mariculture system. *Environ. Microbiol.* 5: pp. 55-63.

Davis, A. y C.R. Arnold. 1998. The design, management and production of a recirculating raceway system for the production of marine shrimp. *Aquacultural Engineering*. 17: pp. 193-211.

Decamp, O.E, C.A. Ootshi, S.M. Moss. 2006. Protozoans and meiofauna inhabiting a bead filter: preliminary investigation of their role as potential bioindicators of shrimp production system health. *Journal of the World Aquaculture Society*. Vol. 37 (4), pp. 481-489.

Decamp, O.E, L. Conquest, J. Cody, I. Forster y A.G.J. Tacon. 2007. Effect of shrimp stocking density on size-fractionated phytoplankton and ecological groups of ciliated protozoa within zero-water exchange shrimp culture systems. *J. World Aqua. Soc.* 38: pp. 395-406.

Delabbio, J., B.R. Murphy, G.R. Johnson y E.M. Hallerman. 2003 Characteristics of the recirculation sector of finfish aquaculture in the United States and Canada. *International Journal of Recirculating Aquaculture* 4: pp. 5-23.

Drennan, D.G., W. Golz, H. Ahmed y R.F. Malone. 1995. Clarification abilities of floating bead filters used in recirculating aquaculture systems. In: *Aquaculture Engineering and Waste Management, Proceedings from the Aquaculture Exposition VIII and Aquaculture Mid-Atlantic Conference, Washington, D.C., June 24-28*, pp. 256-267.

Duddler, G.A., y S.E. Richardson. 1973. Application of plastic media trickling filters biological nitrification systems. Environmental protection technology series EPA R2-73-199, Wash., D. C. pp. 112.

Duronslet, M., A.I. Yudin, R.S. Wheller y W.H. Clark, Jr. 1975. Light and fine structural studies of natural and artificially induced egg growth of penaeid shrimp. Proc. World Maricul. Soc. 6: pp. 105-122.

Emmerson, W.D. 1980. Induced maturation of Prawn *Penaeus indicus*. Mar. Ecol. Prog. Ser. 2: pp. 121-131.

Erickson, H.S. y D.V. Lightner. 2002. Identification of a novel variant of TVS in Mexico and assignment of Tawra Syndrome Virus (TVS) electropherotype and "serotype" designations. In: Aquaculture America 2003. (Resumen) World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA. pp. 87.

Erro, E. 2002. Introducción al Análisis de Puntos Críticos de Control (HACCP). Consultoría & Asesoría. Membership International HACCP Alliance. pp. 1-11.

FAO. 1995. Anteproyecto de código de prácticas para el pescado y los productos pesqueros. <http://www.fao.org/docrep/meeting/008/j1682s/j1682s05.htm>

FAO. 2003. Gestión de riesgos biológicos en la alimentación y la agricultura: Ámbito de aplicación e importancia. Consulta técnica sobre la gestión de riesgos biológicos en la alimentación y la agricultura. Bangkok, Tailandia, 13-17 de enero. 2003. pp. 3-5.

FAO/OIEA. 2003. Manual Sobre la Aplicación del Sistema de Análisis de Peligros y de Puntos Críticos de Control (APPCC) en la Prevención y Control de las Micotoxinas. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/005/Y1390S/y1390s00.HTM>

FAO Fisheries Department. 2006. The State of World Fisheries and Aquaculture. Disponible en: <http://www.fairtradefish.org/FAO%20state%20of%20fishing%202006%20world.pdf>

Fegan, D. 2001. Update: Shrimp farming in Southeast Asia. The Global Aquaculture Advocate, 4(2): pp. 81-91.

Fegan, D. y H.C. Clifford III. 2001. Health management for viral diseases in shrimp farms. In: Browdy, Craig L. and Jory, Darryl, E. Editors. The New Wave, Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Culture, Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana.

Fegan, D. y R. Wouters. 2004. Technical Considerations in the Development of Feeds for Shrimp Larvae and Broodstock. In: Cruz Suarez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto. López, M.G., Villareal, D., Scholz, U. y González, M. 2004. Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. 16-19 Noviembre, 2004. Hermosillo, Sonora, México.

Fish Info. 2008. Fish Info Network Market Report on Shrimp. Disponible en internet: <http://www.eurofish.dk/indexSub.php?id=3572>

FishStat. 2007. World capture and aquaculture production. Disponible en internet: <http://www.globefish.org/files/AUDUNSPLITsupply-256.ppt#397>

Flower, E.M., L. Shauli y A. Neori. 2002. Biofilters of the seaweed *Ulva lactuca* in integrated mariculture biofilters: what aeration really does to nutrient uptake, yield and protein contents? *The Israeli Journal of Aquaculture-Bamidgeh* 54(2). pp. 51-63.

Foster, J.R.M. 1974. Studies on nitrification in marine biological filters. *Aquaculture*, 4. pp. 387-397.

Fraga, I., J. Galindo, M. de Arazoza, A. Sánchez, B. Jaime y S. Álvarez. 2002. Evaluación de niveles de proteína y densidades de siembra en el crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus schmitti*. *Rev. Investigaciones Marinas*. 23(2): pp. 141-147.

Galindo, J., I. Fraga, E. Pelegrín y E. Regueira. 2004. Manejo del alimento en el engorde del Camarón Blanco *Litopenaeus schmitti*: II. Evaluación de esquemas de alimentación. *CIVA 2004* (<http://www.civa2004.org>): pp. 540-546.

Gandy, R.L. 2004. Investigations into the reproductive performance and larval rearing of the Brown Shrimp, *Farfantepenaeus aztecus*, using closed recirculating systems. Ph D. Thesis. Texas A&M University.

Gandy, R.L., T.M. Samocha, M.P. Masser, J.M. Fox, A.M.S. Ali, D.M. Gatlin y M. Speed. 2007. The effect of unilateral eyestalk ablation and diet on the reproductive performance of wild-caught *Farfantepenaeus aztecus* (Ives, 1891) using a closed recirculating maturation system. *Aquaculture research*, 38: pp. 580-587.

Garriques, D. y G. Arevalo. 1995. An evaluation of the production and use of a live bacterial isolate to manipulate the microbial flora in the commercial production of *Penaeus vannamei* postlarvae in Ecuador. In: *Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming of the World Aquaculture Society (Aquaculture '95)*, Feb/95, San Diego California, pp: 53-59.

Garza-Aguirre, M. del C. y E. Aguirre-Hinojosa. 1999. Reevaluación del potencial acuacultural del camarón azul *Penaeus stylirostris*. 1: Evaluación de la respuesta reproductiva de un lote de progenitores infectado con el virus IHHN. *DICTUS-UNISON*. Informe interno.

Gaxiola, G., A. Brito, C. Maldonado, Y. Jiménez, E. Guzmán, L. Arena, R. Brito, L.A. Soto y G. Cuzon. 2006. Nutrición y domesticación de *Litopenaeus vannamei*. *Avances en Nutrición Acuícola VIII*. VIII Simposio Internacional de Nutrición Acuícola. 15-17 de Nov. 2006. UANL, México.

Ge, C-j., H-m. Yu, W-h. Tang, T-l. Tang y X-x. Yan. 2008. Intensive aquaculture wastewater treatment by photochemical recovery technology for pollutant removal and water recycling. *The 2nd International Conference on Bioinformatics and Biomedical Engineering*. pp. 3199-3202.

Gelfand I., Y. Barak, Z. Even-Chen, E. Cytryn, J.V. Rijn, M.D. Krom y A. Neori. 2003. A novel zero discharge intensive seawater recirculating system for the culture of marine fish. *J. World Aqua. Soc.*, 34: pp. 344-358.

Gill, T.A. 2006. Waste from processing aquatic animals and animal products: Implications on aquatic animal pathogen transfer. <http://ecoport.org/ep?SearchType=earticleView&earticleId=137&page=-2>

Golburg, R. y T. Triplett. 1997. Murky waters: environmental effects on aquaculture in the U.S.A. In: *The Environment Defense Fund. EDF Publications, Wash. DC.* pp. 196.

Golz, W.J. 1997. A theoretical Model of Nitrification in Floating Bead Filters. M.Sc. Thesis, Louisiana State University, Baton Rouge, LA.

Golz, W.J., R.F. Malone y S. Chen. 1995. Reducing the environmental impact of high density fish production: An integrated approach to solids treatment for Recirculating Aquaculture Systems using expandable granular biofilters. In *water effluent and quality, with special emphasis on finfish and shrimp aquaculture: Proceedings of the Twenty-Fourth U.S.-Japan Aquacul. Panel Symposium*, pp. 157-164.

Golz, W.J., K.A. Rusch y R.F. Malone. 1996. Developing Backwash Protocols for Floating-Bead Filters: A Model of Solids-Loading and Biofilm-Retention Effects on Nitrification. In *Aquacultural Engineering Society Proceedings II: Successes and Failures in Commercial Recirculating Aquaculture*. pp. 196-205.

Golz, W.J., K.A. Rusch y R.F. Malone. 1997. "Modeling the Effects of Solids Accumulation on Oxygen Demand and Transport in Floating-Bead Filters." Presented at *World Aquaculture 97, the Annual Conference and Exposition of the World Aquacultural Society*, February 20-23, Seattle, Washington.

Golz, W.J., K.A. Rusch y R.F. Malone. 1999. Modeling the Major Limitations on Nitrification in Floating-Bead Filters. *Aquacultural Engineering*, 20: pp. 43-62.

González-Alanís, P., M. Hernández-Acosta, E.E. Sicairos-Ruelas, A. González-González, F.M. Guzmán-Sáenz, D.V. Lightner y K.M. Fitzsimmons. 2007. Susceptibility of the White Spot Syndrome Virus (WSSV) to Ultraviolet (UV) Light in a Recirculation System Type Raceway. *The World Aquaculture Society. The CD of the Aquaculture 2007 Abstracts (San Antonio, Texas, USA, February/March 2007)*.

González-Félix, M.L., D.M. Gatlin, A.L. Lawrence y M. Pérez-Velazquez. 2003. Nutritional evaluation of fatty acids for the open thelycum shrimp, *Litopenaeus vannamei*: II. Effect of dietary n-3 and n-6 polyunsaturated and highly unsaturated fatty acids on juvenile shrimp growth, survival, and fatty acid composition. *Aquaculture Nut.* 9 (2): pp. 115 -122.

Goudeau, M. y H. Goudeau. 1996. External  $Mg^{2+}$  triggers oscillations and a subsequent sustained level of intracellular free  $Ca^{2+}$  correlated with changes in membrane conductance in the oocyte of the prawn *Palaemon serratus*. *Dev Biol.*; 177 (1): pp. 178-89.

Gratzek, J.B., J.P. Gilbert, A.L. Lohr, E.B. Shotts Jr. y J. Brown. 1983. Ultraviolet light control of *Ichthyophthirius multifiliis* Fouquet in a closed fish culture recirculation system. *Journal of Fish Diseases* 6: pp. 145-153.

Green, B.W. 2008. Stocking strategies for production of *Litopenaeus vannamei* (Boone) in amended freshwater in inland ponds. *Aquaculture Research*. 39: pp. 10 -17.

Greiner, A.D., y N.B. Timmons. 1998. Evaluation of the nitrification rates of microbead and trickling filters in an intensive recirculating tilapia production facility. *Aquacultural Engineering*. pp. 189-200.

Grievies, R.B. 1966. Foam separation processes for industrial waste treatment: phenol, phosphate and hexavalent chromium. *Proceedings of the 21st Industrial Waste Conference*, part 1. *Engineering Extension Series No. 121*, pp. 192-202.

Grievies, R.B. y J.L. Bewley. 1972. Continuous foam separation and activated carbon filtration to clarify dilute colloidal suspensions. *Canadian Journal of Chemical Engineering*, 50: pp. 261-265.

Guerediaga, J. y J.M. Melón. 2000. Agua de diálisis. Calidad, controles. Creación propia del ácido y bicarbonato de diálisis. Desinfección del Sistema. *Asoc. Española de Ingeniería Hospitalaria*. <http://www.aeih.org/CentroDocumental/Congresos/cuerpo-Melon.asp>

Gutierrez-Wing, M.T. y R.F. Malone. 2006. Biological filters in aquaculture: Trends and research directions for freshwater and marine applications. *Aquacultural Engineering Volume 34: (3)*, pp.163-171.

Guzmán Torres, E., A. Rodríguez Matos, M. Otero Fernández y O. Moreno Sánchez. 2005. El análisis de peligros y puntos críticos (HACCP) como instrumento para la reducción de los peligros biológicos.- *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET*®, ISSN 1695-7504, Vol. VI, nº 09, Septiembre/2005. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n090905.html>

Hall, M.R., N. Young y M. Kenway. 2002. AIMS. Manual for the determination of egg fertility in *Penaeus monodon*. Australian Institute of Marine Science. No 3, Townsville Mail Centre Qld 4810, Australia 2002. <http://www.aims.gov.au/pages/research/mdef/mdef-00.html>

Hansford, S.W. y G.E. Marsden. 1995. Temporal variation in egg and larval productivity of eyestalk ablated spawners of the prawn *Penaeus monodon* from Cook Bay, Australia. *J. World Aquaculture. Soc.* 26(4): pp. 396-405.

Harrison, K.E. 1990. The role of nutrition in maturation, reproduction and embryonic development of decapods crustaceans: a review. *Journal of Shellfish Res.* 9: pp. 1-28.

Harrison, K.E. 1997. Broodstock nutrition and maturation diets. In: *Crustacean Nutrition*, the World Aquaculture Soc. 6: pp. 390-408.

HBOI. 2006. Harbor Branch Oceanographic Institution, Florida State University and USDA's Agricultural Research Service. <http://www.hboi.edu/aqua/sustainable.html>.



Heimowitz, P. 2001. Review of impacts of aquatic exotic species: What's a risk? Marketing and Shipping live aquatic products. <http://nsgd.gso.uri.edu/aku/akuw99003.pdf#page=266>

Herrera, A. 1996. El análisis de peligros, la evaluación de riesgos y la identificación de puntos críticos (ARCPC), arma eficaz en el autocontrol de las empresas alimentarias. Documentos técnicos 3, Diputación General de Aragón.

Hirayama, K. 1974. Water control by filtration in closed culture systems. *Aquaculture*. 4: pp. 369-385.

Hirayama, K., H. Mizuma, e Y. Mizue. 1988. The accumulation of dissolved organic system closed recirculation cultures. *Aquacultural Engineering* 7: pp. 73-87.

Hoff, F. y T. Snell. 1993. Plankton culture manual. Third edition. Florida Aquafarms, Inc. pp. 91-109.

Holmes, R. 2005. Protein Skimming: How it works. <http://mops.on.ca/articles/marine04.htm>

Hopkins, J.S., M.R. DeVoe, P.A. Sandifer, A.F. Holland y C.L. Browdy. 1995. "The Environmental Impacts of Shrimp Farming with Special Reference to the Situation in the Continental US." *Estuaries*. 18: pp. 25-42.

Hovanec, T.A., L.T. Taylor, A. Blakis, y E.F. DeLong. 1998. Nitrospira-like bacteria associated with nitrite oxidation in freshwater aquaria. *Applied and Environmental Microbiology*. 64: pp. 258-264.

Hsu, H.H.; K.B. Wang y T.L. Fan. 1975. Oxygen transfer and absorption efficiencies in bubble columns. *Water and Sewage Works*, 122 (2): pp. 34-37.

Huang, C.S. y E.H. Ninnian. 1974. Nitrification rate in biological processes. *Journal of the Environmental Engineering Division, American Society of Civil Engineering*. 2: pp. 409-421.

ICES (International council for exploration of the sea). 1998. Code of practice to reduce risks of adverse effects arising from introduction of non-indigenous marine species. *In*: Sinderman C.J., Lightner D.V. (Eds). Proceedings of the 1979 statutory meeting of the International council for exploration of the sea. Eds. Elsevier Publishing Company, New York.

IICA. 1999. Guía general de análisis de riesgos y control de puntos críticos / ed. por Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura y Agencia Española de Cooperación Internacional. San José. C.R. 56 p. (Series Agroalimentarias. Cuadernos de Calidad / IICA, ISSN 1561-9834; no. AI/SC-99-01).

Izquierdo, M., I. Forster, S. Divakaran, L. Conquest, O. Decamp y A. Tacon. 2007. Effect of green and clear water and lipid source on survival, growth and biochemical composition of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture Nutrition*. 12: pp. 192-202.

Jahncke, M.L., C.L. Browdy, M.H. Schwarz, A. Segars, J.L. Silva, D.C. Smith, y A.D. Stokes. 2002. Application of Hazard Analysis Critical Control Point (HACCP) principles as a Risk Management Tool to control Viral Pathogens at Shrimp Aquaculture Facilities. <http://www.was.org/main/NewWave.html#Contents>

Jahncke, M.L. y M.H. Schwarz. 2002. Application of Hazard Analysis Critical Control Point (HACCP) principles in Biosecurity for a Non – Native Oyster Hatchery. (Citado en: Jahncke *et al* 2002)

Jayaprakas, V. y C. Sambhu. 1998. Impact of dietary human chorionic gonadotropin on growth and body composition of white prawn, *Penaeus indicus* (M. Edwards). *Mahasagar*, 27: pp. 131-138.

Jiménez, G.M. y J.L. Balcázar. 2003. Uso de filtros biológicos en larvicultura de *Litopenaeus vannamei*: Principios Generales. *Revista Aquatic*, N° 18: pp. 11-14.

Johnson, C.N., S. Barnes, J. Ogle, D.J. Grimes, J.J. Chang, A.D. Peacock y L. Kline. 2008. Microbial community analysis of water, foregut, and hindgut during growth of Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in Closed-System Aquaculture. *Journal of the World Aquaculture Society*. Vol. 39 (2), pp. 251-258.

Jones, W., B. Saliling, P.W. Westerman y T.M. Losordo. 2007. Wood chips and wheat straw as alternative biofilter media for denitrification reactors treating aquaculture and other wastewaters with high nitrate concentrations. *Aquacultural Engineering*. 37: pp. 222-233.

Jory, D.E. 1997. Penaeid Shrimp Hatcheries: Part III, Larval Rearing. *Aquaculture Magazine*, 23(1):67-75. <http://www.ctu.edu.vn/colleges/aquaculture/shrimp/shrimp1.htm>

JSA. 1997. (Joint Subcommittee on Aquaculture Shrimp Virus Work Group). An evaluation of potential shrimp virus impacts on cultured shrimp and wild populations in the Gulf of Mexico and Southeastern U.S. Atlantic coastal waters. Report to the Joint Subcommittee on Aquaculture. [www.nmfs.noaa.gov/trade/jsash16.pdf](http://www.nmfs.noaa.gov/trade/jsash16.pdf)

Kaiser H., T.G. Paulet y F. Endemann. 1998. Water quality fluctuations in a closed recirculating system for the intensive culture of the guppy, *Poecilia reticulata* (Peters). *Aquaculture Research*, 29: pp. 611-615.

Kamstra, A., J.W. Van der Heul y M. Nijhof. 1998. Performance and optimization of trickling filters on eel farms. *Aquacultural Eng*. 29: pp. 175-192.

Katzenelson, E. y H.I. Shuval. 1975. Studies on the disinfection of water by ozone: viruses and bacteria in First International Symposium on Ozone for water and wastewater treatment. International Ozone Institute, Waterbury, Conn. pp. 296-316.

Kawai, A., Y. Yoshida y M. Kinata. 1965. Biochemical studies on the bacteria in aquarium with circulating system. II. Nitrifying activity of the filter sand. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 3: pp. 65-71.

Kawahigashi, D.K. 1998. Overview of commercial maturation technology in the Western hemisphere. In: Recife Brazil LAC WAS Conference Proc. Anais de Aquicultura. Brazil. pp. 381-392.

Kelley, J.R. 1973. An improved cage design for use in culturing channel catfish. *The progressive fish-culturist*. 35 (3): pp. 167-169.

Khayat, M., P.J. Babin, B. Funkenstein, M. Sammar, H. Nagasawa, A. Tietz y E. Lubzens. 2001. Molecular characterization and high expression during oocyte development of a shrimp ovarian cortical rod protein homologous to insect intestinal Peritrophins. *Biology of Reproduction*. 64, pp. 1090-1099.

King, J.E. 1948. A study of the reproductive organs of the common marines shrimp, *Penaeus setiferus* (Linnaeus) *Biology Bulletin* 94 (3): pp. 244-262.

King, J.M., y W.E. Kelley. 1971. Air-lift pumps and the efficiency of undergravel filters. *Sea Scope*, 2: pp. 5-6.

Kitimasak, N., P. Aranyakananda y P. Menasveta. 1998. Comparisons of rotating Bio-Drum and submerged bio-filter in closed, sea water recirculating systems with black tiger shrimp (*Penaeus monodon*) and sea bass (*Lates calcalifer*). *Marine Biotechnology Research*. University Bangkok, Thailand.

Kuhn D.D., G.D. Boardman, S.R. Craig, G.J. Flick y E. McLean. 2007. Evaluation of tilapia effluent with ion supplementation for marine shrimp production in a recirculating aquaculture system. *J. of the World Aquaculture Society*. 38: pp. 74-84.

Kumlu, M. y D.A. Jones. 1994. Salinity tolerance of hatchery-reared postlarvae of *Penaeus indicus* (H. Milne Edwards) originated from India. *Aquaculture* 130. pp. 287-296.

Kumlu, M, Eroldogan, O.T, Aktas, M. 2000. Effects of temperature and salinity on larval growth, survival and development of *Penaeus semisulcatus*. *Aquaculture* 188: pp. 167-173.

Kuenen, J.G., L.A. Robertson y O.H. Tuovinen. 1992. The genera *Thiobacillus*, *Thiomicrospira* and *Thiosphaera*. Chapter 138, "The Prokaryotes", edited by A. Balows, et al., Vol. III, 2nd Edition. <http://www.spaceship-earth.de/REM/THIOBAC.htm>

Kungvankij P., C.Thia-Eng, B.J. Pudadera, G. Corre, G. Borlongan, E. Alava, L.B. Tiro, I.O. Potestas, G.A. Taleon y J.N. Paw. 1986. Shrimp culture: pond design, operation and management. NACA Training Manual Series No. 2. FAO.

Lawrence, A.L., Y. Akamine, B.S. Middleditch, G.W Chamberlain y D. Hutchins. 1980. Maturation and reproduction of *Penaeus setiferus* in captivity. *Proc. World Mariculture Society* (11): pp. 481-487.

Lawrence, A.L., W. More, W.A. Bray y M. Royo. 2001. (Resumen) Successful intensive culture of *Litopenaeus vannamei* on a White Spot Syndrome virus contaminated

farm in Panama. In: Browdy, Craig L. and Jory, Darryl, E. (ed.) the New Wave, Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Culture, Aquaculture 2001. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana.

Lawson T.B. 1995. Fundamentals of Aquaculture Engineering. New York, NY: Chapman and Hall Ed. pp. 45-58.

Le Moullac, G., B. Klein, D. Sello y A. Van Wormboundt. 1996. Adaptation to trypsin, chymotrypsin and  $\alpha$ -amylase to casein level and protein source in *Penaeus vannamei* (Crustacea Decapoda). J. Exp. Mar. Biol. Ecol. 208: pp. 107-125.

Lee, P.G. 2000. Biosecurity and the Development of Closed Recirculating Systems. Global Aquaculture Advocate 3(5): pp. 49-61.

Legube, B. J.P. Croue, D.A. Recklow y M. Dore. 1986. Ozonation of organic precursors: effects of bicarbonate and bromide. In: R. Perry and A.E. McIntyre (Eds.) Proc. Int. Conf. Role of Ozone in Water and Wastewater Treatment, Selper Ltd., London. pp. 73-86.

Li, P., R.S. Gates, M.D. Montross, J. H. Tidwell y M.B. Timmons. 2008. Evaluation of water evaporation and energy fluxes in controlled environmental saltwater shrimp production system. Published by the American Society of Agricultural and Biological Engineers, St. Joseph. Michigan. [www.asabe.org](http://www.asabe.org)

Liao, I.C. y Y. Chen. 1983. Maturation and spawning of penaeid prawns in Tungkang marine laboratory, Taiwan. In: J.P. McVay (Ed) Handbook of Mariculture V. I: Crustacean Aquaculture CRC Press Inc., Boca Raton Fl. pp. 155-160.

Lightner, D.V. 2003. Exclusion of specific pathogens for disease prevention in a penaeid shrimp biosecurity program. In: Lee, C.S, and O'Bryen, P.J. (Eds.) Biosecurity in Aquaculture Production Systems: Exclusion of Pathogens and Other Undesirables. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, USA. pp. 81-116.

Lightner, D.V. 2005. Biosecurity in shrimp farming: Pathogen exclusion through use of SPF stock and routine surveillance. J. World Aquaculture Society, Vol. 36, No. 3, pp. 229-248.

Lightner, D.V. y R.M. Redman. 1998. Strategies for the control of viral disease of shrimp in the Americas, Fish Pathology, 33: pp. 165-180.

Lightner, D.V., S.V. Durand, R.M. Redman, L.L. Mohny y K. Tang-Nelson. 2002. Qualitative and quantitative studies on the relative virus load of tails and heads of shrimp acutely infected with WSSV: implications for risk assessment. Disponible en Internet: <http://www.was.org/main/NewWave.html#Contents>

Liltved, H., H. Hektoen y H. Efraimsen. 1995. Inactivation of bacterial and viral fish pathogens by ozonation or U.V. irradiation in water of different salinity. Aquacultural Eng. 14: pp. 107-122.

Lin, Y.C. y J.C. Chen. 2003. Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels, *Aquaculture*. 224: pp. 193-201.

Lindsay, L.L., P.L. Hertzler y W.H. Clark. 1992. Extracellular  $Mg^{2+}$  induces an intracellular  $Ca^{2+}$  wave during oocyte activation in the marine shrimp *Sicyonia ingentis*. *Dev Biol*. 152 (1): pp. 94-102.

Lobo R., S. Revah y G. Viveros. 1999. An analysis of a trickle bed bioreactor: Carbon disulfide removal. *Biotechnol. Bioeng*. 63. 1: pp. 98-109.

Losordo, T.M. y M.B. Timmons. 1991. An introduction to water reuses systems. In: *Aquaculture Water reuse systems: Engineering design and management* Elsevier Science, Amsterdam. pp. 6-22.

Losordo T.M., M. Masser y J. Rakocy. 1992. Recirculating aquaculture tank systems. Southern Regional Aquaculture Center (SRAC) Pub. pp. 1-8.

Losordo, T.M., M.P. Masser y J. Rakocy. 1998. Recirculating aquaculture tank production systems: An overview of critical considerations. SRAC Publication 453, pp. 2-4. <http://aqua.ucdavis.edu/dbweb/outreach/aqua/451RFS.PDF>

Lotz J.M. y J.T. Ogle. 1994. Reproductive performance of the white-legged shrimp *Penaeus vannamei* in recirculating seawater systems. *Journal of the World Aquaculture Society* 25: pp. 477-482.

Lovett, D.L. y D.L. Felder. 1990. Outogenic changes in enzyme distribution and midgut function in developmental stages of *Penaeus setiferus* (Crustacea Decapoda Penaeidae). *Biol. Bukk*. 178: pp. 160-174.

Lumare, F. 1981. Artificial reproduction of *Penaeus japonicus* Bate as a basis for the mass production of eggs and larvae. *Journal of the World Mariculture Society* 12 (2): pp. 335-344.

Lynn, J.W. y W.H. Clark Jr. 1987. Physiological and Biochemical investigations of the egg jelly release in *Penaeus Aztecus*. *Biol. Bull*. 173: pp. 451-460.

Mackay, W.G., L.T. Gribbon, M.R. Barer y D.C. Reid. 1999. Biofilms in drinking water systems: a possible reservoir for *Helicobacter pylori*. *J. Appl. Microbiol*. 85 (Suppl. S), 52S-59S.

Magallón-Barajas, F., R. Servín-Villegas, G. Portillo-Clark, J. García-Mosqueda y B. López-Moreno. 2006. Daily variation in short-term static toxicity of unionized ammonia in *L. vannamei* (Boone) postlarvae. *Aquaculture Research* 37 (14): pp.1406-1412.

Makinouchi, S. y J.H. Primavera. 1987. Maturation and spawning of *Penaeus indicus* using different ablation methods. *Aquaculture*, 62: pp. 73-81.

Mallo, J.C. y J.L. Fenucci. 2004. Alimentación de protozoas de langostino *Pleoticus muelleri* Bate, utilizando diferentes microencapsulados y especies de microalgas. Rev. de Biol. Marina y Oceanografía. 39:01. pp. 13-19. <http://redalyc.uaemex.mx/redalyc/pdf/479/47939102.pdf>

Malone, R.F. y A.A. de los Reyes, Jr. 1997. Categories of Recirculating Aquaculture Systems. In: M.B. Timmons and T. Losordo (Eds) Advances in Aquacultural Engineering. Aquacultural Engineering Society (AES) Proceedings III, ISTA IV, Orlando, FL, November 9-12, NRAES New York, pp. 197-208.

Malone, R.F. y K.A. Rusch. 1998. Using the bead filter in your koi pond (Second Edition). Louisiana Sea Grant College Program. Pp. 50-98.

Malone, R.F. y L.E. Beecher. 2000. Use of floating bead filters to recondition recirculating waters in warm water aquaculture production systems. Aquacultural Engineering 22: pp. 57-73.

Marsden, G.E., J.J. McGuren y S.W. Hansford. 1997. A moist artificial diet for prawn broodstock: its effect on the variable reproductive performance of wild caught *Penaeus monodon*. Aquaculture 149: pp. 145-156.

Martosubroto, P. 1974. Fecundity of pink shrimp, *Penaeus duorarum* (Burkenroad). Bull. Mar. Sci. 24: pp. 606-627.

Masser, M.P., J. Rakocy y T.M. Losordo. 1992. Recirculating Aquaculture Tank. Production Systems Management of Recirculating Systems. SRAC Publication No. 452. Disponible en: <http://www.wildlife.tamu.edu/publications/452FS.PDF>

McCrimmon, H. y A. Berst. 1960. A water recirculation unit for use in fishery laboratories. The Progressive Fish Culturist. 28. pp. 165-170.

McIndoe, R.W. 1969. Diatomaceous earth filtration for water supplies II. Water and Wastes Engineering. 6 (11): pp. 48-52.

McIntosh, R.P. 2000. Changing paradigms in shrimp farming: IV. Low protein feeds and feeding strategies. Global Aquaculture Advocate, 3: pp. 44-50.

Méndez, L., B. Acosta e I.S. Racotta. 1997. Mineral concentrations of *Penaeus vannamei* broodstock in a hatchery. IV symposium on aquaculture in Central America: focusing on shrimp and tilapia, Tegucigalpa, Honduras, Asociacion Nacional de Acuicultores de Honduras and the Latin American Chapter of the World Aquaculture Society, pp. 163-165.

Mendoza Alfaro, R. 1985. Observaciones sobre la producción de nauplios a partir de poblaciones cultivadas silvestres y mixtas de camarón azul (*Penaeus stylirostris*). Tesis. Ciencias Biológicas. UNAM.

Mendoza, R. 1997. *Penaeus stylirostris* nauplii production from wild cultured and mixed populations. Journal of Applied Aquaculture 7, pp. 41-50.

Mendoza, R., A. Revol, C. Fauvel, J. Patrois y J.C. Guillaume. 1997. Influence of squid extracts on the triggering of secondary vitellogenesis in *Penaeus vannamei*. *Aquaculture Nutrition* 3: pp. 55-63.

Ministerio de la Industria Pesquera (MIP) Cubana. Colectivo de Autores. 2002. Calidad y tecnología de productos pesqueros. Selección de temas para la capacitación.

Mishra, J.K., T. M. Samocha, S. Patnaik, M. Speed, R.L. Gandy y A. Abdul-Mehdi. 2008. Performance of an intensive nursery system for the Pacific white shrimp, *L. vannamei*, under limited discharge condition. *Aquacultural Engineering*. 38: pp. 2-15.

Mock, C.R. 1971. Larval culture of Penaeid shrimp at the Galveston Biological Laboratory. *Proc. Annual. Workshops World Mariculture Soc.*: pp. 143-156.

Molina-Poveda C. y M.E. Morales. 2004. Use of a mixture of barley-based fermented grains and wheat gluten as an alternative protein source in practical diets for *Litopenaeus vannamei* (Boone). *Aquaculture Research*. 35: pp. 1158-1165.

Morales, C.J. 1982. *Aquiculture Marina Animal*. Thesis for Ph. D. in Biology, Massachusetts Institute of Technology. 670 pp.

Morales Sabio, A. 2006. Espumadores. *Revista Española de Acuarofilia*. 12. (01) pp. 145-148.

Moss, S.M., S.M. Arce, B.J. Argue, C.A. Otoshi, F.R.O. Calderon, y A.G.J. Tacon. 2002. Greening of the blue revolution: Efforts toward Environmentally responsible Shrimp culture. In: Browdy, C.L., Jory, D.E. (Eds.). *The new wave*, *Proc. of the Special Session on Sustainable Shrimp Culture*, *Aquaculture*: 1-19. <http://www.was.org/main/NewWave.html#Contents>

Moss, D.R., S.M. Arce, C.A. Otoshi, R.W. Doyle y S.M. Moss. 2007. Effects of inbreeding on survival and growth of Pacific white shrimp *Penaeus (Litopenaeus vannamei)*. *Aquaculture*. 272 (1): pp. S30-S37. (Supplement: Genetics in Aquaculture IX).

Muangkeow, B., K. Ikejima, S. Powtongsook y Y. Yi. 2007. Effects of white shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone), and Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L., stocking density on growth, nutrient conversion rate and economic return in integrated closed recirculation system. *Aquaculture* Vol. 269, (1-4), pp. 363-376.

Muir, F.J. 1976. *How Filters Improve Water Quality for Fish Farmers*. Strathclyde University, Glasgow, Scotland. pp. 35-38.

Muir, P.R., D.C. Sutton y L. Owens. 1991. Nitrate toxicity to *Penaeus monodon* protozoa, *Marine Biol*. 108: pp. 67-71.

Naessens, E., P. Lavens, L. Gomez, C. Browdy, K. McGovern-Hopkins, A. Spencer, D. Kawahigashi y P. Sorgeloos. 1997. Maturation performance of *Penaeus vannamei* co-fed Artemia biomass preparations. *Aquaculture* 155: pp. 87-101.

Nascimento, L.A., W.A. Bray, J.R. Leung, A. Trujillo y A.L. Lawrence. 1991. Reproduction of ablated and unablated *Penaeus schmitti* in captivity using diets consisting of fresh-frozen natural and dried formulated feeds. *Aquaculture*, 99: pp. 387-398.

Ogle, J.T. 1991. Maturation of *Penaeus vannamei* based upon a survey. *Gulf Res. Report*. 8 (3): pp. 295-297.

Ogle, J.T., J.M. Lotz. 2001. A zero exchange maturation system for marine shrimp. In: Browdy, C.L., Jory, D.E. (Eds.), *the new wave, Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Culture, Aquaculture 2001*. The World Aquaculture Society: pp. 76-83.

Okumura, T. y K. Sakiyama. 2004. Hemolymph levels of vertebrate-type steroid hormones in female kuruma prawn *Marsupenaeus japonicus* (Crustacea: Decapoda: Penaeidae) during natural reproductive cycle and induced ovarian development by eyestalk ablation. *Fisheries Science* 70(3): pp. 372-380.

Okumura, T., K. Yoshida, y H. Nikaido. 2004. Ovarian development and hemolymph vitellogenin levels in laboratory-maintained protandric shrimp, *Pandalus hypsinotus*: measurement by a newly developed time-resolved fluoroimmunoassay (TR-FIA). *Zoological Science*. 21(10): pp. 1037-1047.

Okumura, T., T. Ohira, H. Katayama y H. Nagasawa. 2005. In vivo effects of a recombinant molt-inhibiting hormone on molt interval and hemolymph ecdysteroid level in the kuruma prawn, *Marsupenaeus japonicus*. *Zoological Science*. 22: pp. 317-320.

Otoshi, C.A., S.M. Arce y S.M. Moss. 2003. Growth and reproductive performance of broodstock shrimp reared in a biosecure recirculating aquaculture system versus a flow-through pond. *Aquacultural Engineering*. Vol. 29. 3:93-107.

Otsu, T. 1963. Bio-hormonal control of sexual cycle in the freshwater crab, *Potamon dehaani*. *Embryology*. 8: pp. 1-20.

Ottogalli, L., C. Galine y D. Goxe. 1988. Reproduction in captivity of *Penaeus stylirostris* over ten generations in New Caledonia. *Journal of Tropical Aquaculture*. (3): pp. 111-125.

Owsley, D.E. 1991. Ozone for disinfecting hatchery rearing water. In J. Colt and R.J. White (Eds.). *Fisheries Bioengineering Symposium*, American Fisheries Soc. Symposium 10, Bethesda, Maryland. pp. 417-420.

Øye, A.K. y E. Rimstad. 2001. Inactivation of infectious salmon anaemia virus, viral haemorrhagic septicaemia virus and infectious pancreatic necrosis virus in water using UV irradiation. *Diseases of Aquatic Organisms* 48: pp. 1-5.

Pan, C.H., Y.H. Chien y J.H. Cheng. 2001. Effects of light regime, algae in the water, and dietary Astaxanthin on pigmentation, growth, and survival of Black Tiger Prawn *Penaeus monodon* post-larvae. *Zoological Studies*. 40. (4): pp. 371-382.



Panouse, J.B. 1943. Influence de l'ablation du pédoncule oculaire sur la croissance de l'ovaire chez la crevette *Leander serratus*. C.R. Acad. Sci., Paris, T 217: pp. 553-555.

Partridge, G.J. y A.J. Lymbery. 2008. The effect of salinity on the requirement for potassium by barramundi (*Lates calcarifer*) in saline groundwater. *Aquaculture*. 278, 4: pp. 164-170

Peixoto, S., R. Olivera-Cavalli y W. Wasielesky. 2005. Recent developments on broodstock maturation and reproduction of *Farfantepenaeus paulensis*. *Braz. Arch. Biol. Technol.* Vol.48. 6: pp. 997-1006.

Pérez, M. e I. Urquiaga. 1999. La inocuidad de los alimentos: premisa para la industria alimentaria. *Rev. Normalización*, (3): pp. 9-14, Cuba.

Perez-Farfante, I. 1969. Western Atlantic shrimps of the genus *Penaeus*. *Fishery Bulletin* 67(3): pp. 461-591.

Pérez-Velázquez, M., M.L. González-Félix, S. Gómez-Jiménez, D. Allen-Davis y N. Miramontes-Higuera. 2008. Nitrogen budget for a low-salinity, zero-water exchange culture system: II. Evaluation of isonitrogenous feeding of various dietary protein levels to *Litopenaeus vannamei* (Boone). *Aquaculture Research*. (Article on line 09 Apr. 2008).

Pillai, M.C. y W.H. Clark. 1988. Hatching envelope formation in shrimp (*Sicyona ingentis*) ova: origin and sequential exocytosis of cortical vesicles. *Tissue Cell*. 20: pp. 941-952.

Pillai, M.C., y W.H. Clark. 1990. Development of cortical vesicles in *Sicyona ingentis* ova: their heterogeneity and role in elaboration of the hatching envelope. *Mol Reprod. Dev.* 26: pp. 78-89.

Pillard, D.A., D.L. DuFresne, D.D. Caudle, J.E. Tietge y J.M. Evans. 1999. Predicting the toxicity of major ions in seawater to mysid shrimp (*Mysidopsis bahia*), sheepshead minnow (*Cyprinodon variegatus*), and inland silverside minnow (*Menidia beryllina*). *Environmental Toxicology and Chemistry*. Vol. 19. (1): pp. 183-191.

Ponce-Palafox, J., C.A. Martínez-Palacios y L.G. Gross. 1997. The effects of salinity and temperature on the growth and survival of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. *Aquaculture* 157 (1, 2): pp. 107-115.

Pongtippatee-Taweepreda, P., J. Chavadej, P. Plodpai, B. Pratoomchart, P. Sobhon, W. Weerachayanukul y B. Withyachumnarnkul. 2004. Egg activation in the black tiger shrimp *Penaeus monodon*. *Aquaculture*, Vol. 234, (1-4) pp. 183-198.

Primavera, J.H. 1978. Induced maturation and spawning in five month old *Penaeus monodon* by eyestalk ablation. *Aquaculture* (13): pp. 355-359.

Primavera, J.H. 1985. A review of maturation and reproduction in closed thelycum penaeids. In: Proc. of the First International Conference of Culture of Penaeids Prawns and Shrimps. Philippines. pp. 47-64.

Pruder, G.D. 2001. Bio-secure Zero-Exchange System: Maturation and Growout of Marine Animals. The Oceanic Institute, Waimanalo, Hawaii. Disponible en Internet: <http://www.nps.ars.usda.gov/static/arsoibiotecws2001/contributions/Pruder.htm>

Ramos-Cruz, S. 2000. Composición por tallas, edad y crecimiento de *Litopenaeus vannamei* (Natantia: Penaeidae), en la laguna Mar Muerto, Oaxaca-Chiapas, México. Rev. Biol. Trop. 48. 4: pp. 873-882.

Ramos, J., L. Rodríguez, S. Zanuy y M. Carrillo. 2002. Influencia del fotoperiodo sobre la aparición de la primera madurez sexual, comportamiento reproductivo y calidad de puestas en hembras de lobina *Dicentrarchus labrax*. Bol. Inst. Esp. Oceanogr. 18 (1-4): pp. 175-182.

Revallec-Ple, R., C. Charlot, C. Pires, V. Braga, I. Batista, A. van Wormhoudt, Y. Le-Gal y M. Fouchereau-Peron. 2001. The presence of bioactive peptides in hydrolysed prepared from processing waste sardine (*Sardina plichardus*). J. Sci. Food Agric. 81 (11): pp. 1120-1125.

Ricque, D., M.I. Abdo, L.E. Cruz, G. Cuzon, M. Cousin, Aquacop e I.H. Pike. 1998. Raw material freshness, a quality criterion for fish meal fed to shrimp. Aquaculture. 165: pp. 95-109.

Robertson, L.A., W. Bray, y A.L. Lawrence. 1991. Reproductive response of *Penaeus stylirostris* to temperature manipulation. Journal of the world Aquaculture. Soc. 22 (2): pp. 109-117.

Robertson, L.A. y J.G. Kuenen. 1992. The use of natural bacterial populations for the treatment of sulfur-containing wastewater. Biodegradation 3: pp. 239-254. [CrossRef]

Robin, J.H. 1995. The importance of n-6 fatty acids in the culture of marine fish larvae. ICES mar. Sci. Symp., 201: pp. 106-111.

Rodríguez, L., I. Begtashi, S. Zanuy y M. Carrillo. 2000. Development and validation of an enzyme immunoassay for testosterone: Effects of photoperiod on plasma testosterone levels and gonadal development in male sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). Fish Physiol. Biochem. 23 (2): pp. 141-150.

Rojas, E. y J. Alfaro. 2007. *In vitro* manipulation of egg activation in the open thelycum shrimp *Litopenaeus*. Aquaculture. 264: pp. 469-474.

Romero, T. 1999. Aspectos generales del cultivo de microalgas y su vinculación con la nutrición animal. I Curso Internacional en Alimentación y Nutrición en Acuicultura, 14 al 25 de junio de 1999, La Habana, Cuba. Centro de Investigaciones Pesqueras. pp. 9.

Rosenberry, B., 2001. World Shrimp Farming, Number 12. Shrimp News International. San Diego, Ca.

Rosenthal, H. y G. Krumer. 1985. Treatment efficiency of an improved ozonation unit applied to fish culture situations. *Ozone: Science and Engineering* 1: pp. 319-327.

Roy, L.A., D.A. Davis, I.P. Saoud y R.P. Henry. 2007. Supplementation of potassium, magnesium and sodium chloride in practical diets for the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, reared in low salinity waters. *Aquaculture Nutrition* 13 (2): pp. 104-113.

Saeki, A. 1958. Studies on fish culture in filtered closed-circulation aquaria. I. Fundamental theory and system design standards. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 23; 684-695. (Trans. E.R. Hope, Dir. Sci. Inf. Ser., Def. Board Can., issued Jan. 1964.). En Spotte, S., 1979. *Fish and Invertebrate Culture. Water Management In Closed Systems Second Edition.* A Willey-Interscience publication, Canada.

Samocha, T.M., L. Hamper, C.R. Emmerson, A.D. Davis, D. McIntosh, A.L. Lawrence y P.M. Van Wyk. 2001. Review of some recent developments in sustainable shrimp farming practices in Texas, Arizona, and Florida. *J. of Applied Aquaculture.* Vol. 12 (1): pp. 573-585.

Samocha, T.M., I.M. Lopez, E.R. Jones, S. Jackson y A.L. Lawrence. 2004. Characterization of intake and effluent waters from intensive and semi-intensive shrimp farms in Texas. *Aquaculture research.* 35: pp. 321-339.

Santiago, A.C. 1977. Successful spawning of cultured *Penaeus Monodon* Fabricius after eyestalk ablation. *Aquaculture.* 11: pp. 185-196.

Santos, C.A. 1997. The possible use of HACCP in the prevention and control of foodborne trematode infections in aquacultured fish. In: F. Shahidi, Y. Jones y D. Kitts, (Ed.) *Seafood Safety, Processing and Biotechnology.* Technomic Publishing Co. Lancaster, PA, USA. pp. 53-64.

Sarojini, R., R. Nagabhushanam y M. Fingerman. 1995. Mode of action of the neurotransmitter 5- hydroxytryptamine in stimulating ovarian maturation in the red swamp crayfish, *Procambarus clarkii*: An in vivo and in vitro study. *J. Exp. Zoology.* 271: pp. 395-400.

Saucier, B., S. Chen y S. Zhu. 2000. "Nitrification Potential and Oxygen Limitation in Biofilters" presented at the Third International Conference on Recirculating Aquaculture.

Scelzo, M.A. 1998. Efecto del EDTA (ácido etilendiaminotetracético) sobre los desoves y larvas del camarón *Artemisa longinaria* (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) Frente Marítimo 17 Sec. C: pp. 115-120.

Sellars, M.J., J.G. Munten, C.J. Jackson. 2005. Development of a bacterial denitrification filter for sand-based recirculating saltwater, *Penaeus japonicus*, shrimp culture systems. *Journal of Applied Aquaculture.* Vol: 17 (3) pp. 61-75.

Serna, R.F. 1975. A modular nitrification filters design based on a study of the kinetics of nitrification of marine bacteria. Proceedings of the Sixth Annual Workshop World Mariculture Society; Seattle, Washington. pp. 463-478.

Shan, H. y J. Obbard. 2001. Ammonia removal from prawn aquaculture water using immobilized nitrifying bacteria. Applied Microbiology and Biotechnology. pp. 791-798.

Shaobo, D., H. Chaoqun y Q. Shen. 2004. Effect of dietary ascorbic acid levels on reproductive performance of shrimp, *Litopenaeus vannamei*, broodstock. Journal of Shellfisheries Research (Resumen).

Sharrer, M.J., S.T. Summerfelt, G.L. Bullock, L.E. Gleason y J. Taeuber. 2005. Inactivation of bacteria using ultraviolet irradiation in a recirculating salmonid culture system. Aquacultural Engineering. 33. (2): pp. 135-149.

Shigeno K. (1975) Shrimp culture in Japan. Association for International Technical Promotion, Tokyo, 153pp (Citado por Cuzon, *et al.*, 2004).

Shimote, K. 2001. Oceanic Institute in Makapuu. Disponible en Internet <http://starbulletin.com/2001/07/31/news/story6.html>

Sinderman, C.J. y D.V. Lightner. 1988. Code of practice to reduce risks of adverse effects arising from introduction of non-indigenous marine species. In: Proceedings of the 1988 Statutory Meeting of the International Council for Exploration of the Sea (ICES). (Eds.) Elsevier Publishing Company, New York.

Sorokin, D.Y., A.M. Lysenko, L.L. Mityushina, T.P. Tourova, B.E. Jones, F.A. Rainey, L.A. Robertson y J.G. Kuenen. 2001. *Thioalkalimicrobium aerophilum*, *Thioalkalimicrobium sibericum*, *Thioalkalivibrio versutus*, *Thioalkalivibrio nitratis* and *Thioalkalivibrio denitrificans*, novel obligately alkaliphilic and obligately chemolithoautotrophic sulfur-oxidizing bacteria from soda lakes. *Int J Syst Evol Microbiol* 51: pp. 565-580.

Speece, R.W. 1973. Trout metabolism characteristics and rational design of nitrification facilities for water reuse in hatcheries. Transactions of the American Fisheries Society, 102 (2): pp. 323-334.

Spotte S. 1979. Fish and invertebrate culture. John Wiley & Sons, U.S.A. pp. 179.

Spotte, S. y G. Adams. 1981. Pathogen reduction in closed aquaculture systems by U.V. radiation: Fact or artifact? Mar. Ecol. Prog. Ser. 6: pp. 295-298.

Stewart, J. 2002. Cálculo, Trascendentes Tempranas. 4 ed. Trad. de Andrés Sestier. México, Ed. Thomson, 1151 pp.

Stuck, K.C. y S.Y. Wang. 1996. Establishment and persistence of *Baculovirus penaei* infections in cultured Pacific white shrimp *Penaeus vannamei*. J. Invertebr. Pathol., 68: pp. 59-64.

Subramaniam, K., R.L. Aungst y N.E. TanWong. 2006. Pioneering a commercial production of SPF black tiger shrimp. *Aqua Culture Asia Pacific* (Editor/Publisher, Zuridah Merican). Vol.2. (6) pp. 28-35.

Summerfelt, S.T. y J.N. Hochheimer. 1997. Review of ozone processes and applications as an oxidizing agent. *Prog. Fish Culturist* 59: pp. 94-105.

Tacon, A.G.J., J.J Cody, L.D Conquest, S Divakaran, I.P Forster, O.E Decamp. 2002. Effect of culture system on the nutrition and growth performance of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed different diets. *Aquaculture Nutrition* 8 (2): pp. 121-137.

Tang, K.F.J. y D.V. Lightner. 2002. (Resumen). High genetic variation among isolates of Infectious Hypodermal and Hematopoietic Necrosis Virus (IHHNV) collected from Southeast Asia, Madagascar and East Africa. In: *Aquaculture America*. 2002. World Aquaculture Society. pp. 328.

Teichert-Coddington, D.R. y R. Rodriguez. 1995. Semi-intensive commercial grow-out of *Penaeus vannamei* fed diets containing differing levels of crude protein during wet and dry seasons in Honduras. *J. World Aquaculture. Soc.* 26: pp. 72-79.

Theisen, D.D., D.D. Stansell y C. Woods, 1998. Disinfection of nauplii of *Artemia franciscana* by ozonation. *Prog. Fish. Culturist*. 60: pp. 149-151.

Timor K., N. Eden, D. Angel, A. Tsemel, S. Breitstein, A. Yurman y E. Spanier. 2002. Use of solid substrates and biofiltration to reduce mariculture effluents to surrounding waters - preliminary results from the Gulf of Eilat. *The Israeli Journal of Aquaculture – Bamidgeh* 54 (2): pp. 51-63.

Tiu, S.H.K., J.H.L. Hui, J.G. He, S.S. Tobe y S.M. Chan. 2006. Characterization of vitellogenin in the shrimp *Metapenaeus ensis*: Expression studies and hormonal regulation of MeVg1 transcription in vitro. *Mol. Reprod. Dev.* (Ed) Wiley-Liss, Inc. 19: 73. pp. 424-436.

Tizol, R. 1994. Uso de la levadura torula (*Torulopsis utilis*) en la obtención de biomasa de Artemia. *An. Inst. Invest. Mar. Punta Betín, Santa Marta Colombia*. 23: pp. 165-171.

Tomoda T., H. Fushimi y H. Kurokura. 2005. Performance of a closed recirculation system for larviculture of red sea bream, *Pagrus major*. *Fisheries Science* 71: pp. 1179-1181.

Torrentera L. y A. Tacon. 1989. La producción de alimento vivo y su importancia en acuicultura. Documento de campo N° 12, Proyecto Aquila, FAO. pp. 89.

Treece, G.D. y J.M. Fox. 1993. Design, Operation and Training Manual for an Intensive Culture Shrimp Hatchery. Texas A&M University Sea Grant College Program. Publication: TAMU-SG-93-505: pp. 187-201.

Treece, G.D. 1999. Shrimp Maturation and Spawning. In Proceedings of the 28<sup>th</sup> US-Japan Natural Resources Aquaculture Panel. UJNR Technical Report No. 28. Pp 121-134.

Trejo-Aguilar, G., S. Revah y R. Lobo-Oehmichen. 2005. Hydrodynamic Characterization of a Trickle Bed Air Biofilter. *J. of Chem. Eng.* 113: pp. 145-152.

Tsukimura, B., Kamemoto, F.I., 1991. In vitro stimulation of oocytes by presumptive mandibular organ secretions in the shrimp, *Penaeus vannamei*. *Aquaculture* 92: pp. 59-66.

USEPA (United States Environmental Protection Agency), 2004. Technology selection and system design. USEPA Arsenic Removal Technology Demonstration Program Round 1. Office of Research and Development. EPA/600/R-05/001.

Vaca, A.A. y J. Alfaro. 2000. Ovarian maturation and spawning in the white shrimp *Litopenaeus vannamei*, by serotonin injection. *Aquaculture*. 182: pp. 373-385.

Valenti, W.C. y W. Daniels. 2000. Recirculation hatchery systems and management. In M.B. New & W.C. Valenti, (Eds.) *Freshwater prawn culture: the farming of Macrobrachium rosenbergii*. Blackwell Science: pp. 69-90.

Valles-Jimenez, R., P.M. Gaffney y R. Perez-Enriquez. 2006. RFLP analysis of the mtDNA control region in white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) populations from the eastern Pacific. *Marine Biology*. Vol. 148 (4) pp. 867-873.

van Rijn, J., Y. Tal y H.J. Schreier. 2005. Denitrification in recirculating systems: Theory and applications. *Aquacultural Engineering*. Vol. 34 (3) pp. 364-376.

Van Wormhoudt, A., G. Bourreau y G. Le Moullac. 1995. Amylase polymorphism in Crustacea Decapoda: electrophoretic and immunological studies. *Biochem. Syst. Ecol.* 23 (2): pp. 139-149.

Van Wyk, P., M. Davis-Hodgkins, R. Laramore, K.L. Main, J. Mounintain y J. Scarpa. 1999. Farming Marine shrimp in recirculating freshwater systems. Harbor Branch Oceanographic Institution. pp. 220-231.

Vegas, M., L. Ruiz, A. Vega y S. Sánchez. 1981. El camarón *Cryphiops caementarius* (Palaemo nidae): desarrollo embriológico, contenido estomacal y reproducción controlada. Primeros resultados. *Rev. Lat. Acui.* 19: pp. 11-23.

Viacava, M., R. Aitken y J. Llanos. 1978. Estudio del camarón de río en el Perú. 1975-1976. *Bol. Inst. Mar Perú*, 3(35): pp. 161-232.

Viitasalo, S., S. Jukka, J. Rttkonen y E. Leppakoski. 2005. Ozone, Ultraviolet Light, Ultrasound and Hydrogen Peroxide as Ballast Water Treatments-Experiments with Mesozooplankton in Low-Saline Brackish Water. *Environmental Engineering*. 8. (1): pp. 36-46.

Villarreal, H., P. Hinojosa y J. Naranjo. 1994. Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *Penaeus vannamei* postlarvae. *Comp. Biochem. Physiol.* 108: pp. 331-336.

Wajsbrodt, N., A. Gasith, M.D. Krom y T.M. Samocha. 1990. Effect of dissolved oxygen and the molt stage on the acute toxicity of ammonia to juvenile green tiger prawn *Penaeus semisulcatus*, Environ. Toxicol. Chem. 9 (4): pp. 497-504.

Waterman, T. 1960. Chapter 9. Osmotic and ionic regulation. The physiology of crustacean. Vol. 1 Metabolism and growth. pp. 317-339.

Weirich, C.R., D. Bratvold, C.L. Browdy y B.J. McCabe. 2003. (Resumen) Preliminary evaluation of emerging water treatment technologies for use in minimal exchange super-intensive Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* culture systems. In: Aquaculture America Conference. pp. 318-332.

Wheaton, W.F. 1977. Aquacultural Engineering, Agricultural engineering. Department/University of Maryland. A Wiley-Interscience Publication. pp. 26-39.

Wheaton, W.F., N.J. Jochheimer y E.G. Kaiser. 1991. Fixed film nitrification filters for aquaculture. In: Aquaculture and Water Quality. Clemson University and the South Carolina Agricultural Experiment Station. USA. pp. 89-111.

Wheaton, W.F., N.J. Jochheimer, E.G. Kaiser, J.M. Krones, S.G. Libey y C.C. Easter. 1994. Nitrification Filter Principles. Aquaculture Water Reuse System, Engineering Design and Management: Editor M.B. Timmons and T. M. Losordo, USA. pp. 100-125.

Whitehead, J. y C.G. Field. 2001. Risk analysis and food: the experts view. Rev. Alimentación, Nutrición y Agricultura. 28: 15-18.

Wickins, J.F. 1976. The tolerance of warm water prawns to recirculated water, Aquaculture. 9: pp. 19-37.

Wickins, J.F. 1983. Studies on Marine Biological Filters. Ministry of Aquaculture, Fisheries and Food Administration. Fisheries Research Experimental Station, Conway. Water Res. 17: pp. 1769-1780.

Wickins, J.F. 1985. Ammonia production and oxidation during the culture of marine prawns and lobsters in laboratory recirculation systems. Aquacultural Engineering. 4: pp. 155-174.

Wouters, R., L. Gómez, P. Lavens y J. Calderón. 1999. Feeding enriched Artemia biomass to *Penaeus vannamei* broodstock: Its effect on reproductive performance and larval quality. Journal of Shellfish Research 18: pp. 651-656.

Wouters, R., X. Piguave, L. Bastidas, J. Calderón y P. Sorgeloos. 2001. Ovarian maturation and haemolymphatic vitellogenin concentration of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone) fed increasing levels of total dietary lipids and HUFA. Aquaculture Research. 32: pp. 573-582.

Wurts, W.A. y R.R. Stickney. 1984. A hypothesis on the light requirements for spawning penaeid shrimp, with emphasis on *Penaeus setiferus*. Aquaculture, 41: 93-98.

Wyban, J.A., S.L. Cheng, J.N. Sweeney y W.K. Richards. 1987. Observations on development of a maturation system for *Penaeus vannamei*. Journal of the World Aquaculture Society. 18(3): pp. 188-200.

Wyban, J.A. y J.N. Sweeney. 1991. (Resumen) Intensive shrimp production technology. In: The Oceanic Institute Shrimp Manual. The Oceanic Institute, Honolulu, HI. USA.

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

Xiongfei W., Z. Zhidong, L. Deshang, C. Kangmei, T. Zhuanshang, S. Liegang, X. Kaichong y G. Bailin. 2005. Closed recirculating system for shrimp-mollusk polyculture. Chinese Journal of Oceanology and Limnology. 23: pp. 461-468.

Yang, W.T. 1975. A manual for large-tank culture of penaeid shrimp to postlarval stages. Sea Grant Technical Bulletin no. 31. University of Miami Sea Grant, USA. pp. 94-99.

Yano, I. 1985. Induced ovarian maturation and spawning in greasy back shrimp, *Metapenaeus ensis*, by progesterone. Aquaculture, 47: pp. 223-229.

Yano, I., B. Tsukimura, J.N. Sweeney y J.A. Wyban. 1988a. Induced ovarian maturation of *Penaeus vannamei* by implantation of lobster ganglion. J. World Aquaculture. Soc. 19(4): pp. 204-209.

Yano, I., R.A. Kanna, R.N. Onama y S.A. Wyban. 1988b. Writing behavior in the penaeid shrimp *Penaeus vannamei*. Mar. Biol. 97: pp. 171-175.

Yano, I. y J.A. Wyban. 1993. Induced ovarian maturation of *Penaeus vannamei* by injection of lobster brain extract. Bull. Natl. Res. Inst. Aquaculture. 21: pp. 1-7.

Zhu, S. y S. Chen. 1999. "An experimental study on nitrification biofilms performances using a series reactor system". Aquacultural Engineering. 23: pp. 245 -259.

Zkowska, A.M. 1981. Effect of hypophyseal gonadotropins (FSH, LH) on the ovaries of the sand shrimp, *Crangon crangon*. Marine Biology. 63(3): pp. 241-247.



## RESÚMEN BIOGRÁFICO

Abundio González González

Candidato para el grado de Doctor en Ciencias

- Tesis: EVALUACIÓN DE UN SISTEMA CERRADO DE RECIRCULACIÓN CON CAMARONES (*Litopenaeus vannamei*), PARA ESTABLECER UN MODELO DE ANÁLISIS DE RIESGOS Y CONTROL DE PUNTOS CRÍTICOS (HACCP)
- Datos personales: Nacido en Hacienda Guadalupe, Marín, Nuevo León, el 14 de Febrero de 1954, hijo de Abundio González González y Marina González Caballero.
- Educación:
- Profesional: Universidad Autónoma de Tamaulipas Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (1977).
- Posgrado: Southern Illinois University (1978 - 1980) Grado: Master of Science (Animal Production)
- Distinciones: Nombramiento de Investigador Nacional Titular del Sistema Nacional de Investigadores. (1991)  
Auditor Ambiental Forestal y de Fauna Silvestre (ONU 2001)  
Nombramiento de Profesor Emérito de la UAT. (2002)
- Actividad: Sub-Director General de Servicio Social de la Universidad A. de Tamaulipas. (76-77)  
Ayudante del Director de Investigación Animal en Southern Illinois University, E.U.A. (78)  
Secretario Administrativo de la Fac. de MVZ de la UAT. (80-81)  
Jefe de la División de Estudios de Posgrado de la Fac. de MVZ de la UAT. (81-87)  
Director del Centro de Investigaciones Acuícolas y Pecuarias de la UAT. (87-91)  
Delegado Federal en Tamaulipas, Secretaría de Desarrollo Urbano y Ecología. (91-92)  
Delegado en Tamaulipas, Procuraduría Federal de Protección al Ambiente. (92-02)  
Director de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UAT. (02-06)  
Profesor Investigador de la Fac. de MVZ de la UAT de 1980 a la fecha.