

DICIEMBRE 2008

AÑO. 11 Vol. IV No. 44

BACTERIAS DE PECES QUE AFECTAN LA SALUD HUMANA

*Maria de la Paz Tijerina Fernando Jiménez Guzmán
y Feliciano Segovia Salinas*

Universidad Autónoma de Nuevo León

Los peces son la fuente primaria de proteína animal. En países en desarrollo, la utilización de peces mejora la dieta de la mayoría de la población mientras que en países desarrollados el aumento en el consumo se debe principalmente a razones de salud ya que es fácilmente digerible contiene una gran proporción de ácidos grasos monoinsaturados y poliinsaturados los cuales se asocian con la reducción del riesgo de enfermedades cardiovasculares al disminuir los niveles altos de colesterol en sangre y la formación de placas en las arterias.

Con tantos beneficios asociados con el consumo de peces, es importante señalar que también existen riesgos potenciales para la salud con los que podría estar asociado que deben ser tomados en cuenta.

En muchos lugares de México, las pesquerías consisten en capturar los peces y al día siguiente revisar y preparar las piezas sin haber sido conservadas adecuadamente con el consecuente deterioro de la calidad del producto debido a los procesos naturales de descomposición.

Con la acuicultura, los peces cultivados son procesados inmediatamente utilizando técnicas modernas que aseguran la frescura y calidad del producto y su distribución a diversos lugares manteniendo la calidad.

Las enfermedades de peces causadas por bacterias pueden afectar la salud humana de diversas maneras. Ya sea produciendo enfermedad directamente o indirectamente a través del efecto de los residuos antimicrobianos utilizados para tratar la enfermedad en el pez.

La salud del hombre puede ser afectada por el consumo de peces de diversas maneras: reacciones inmunológicas (Marea roja, antibióticos) y anafilaxia sustancias tóxicas en el ambiente derivados de la acción de las bacterias en el pez, como por ejemplo *Clostridium* sp. y otros microorganismos que pueden afectar la calidad del producto, y desde luego bacterias que pueden afectar directamente la salud del hombre.

La importación de peces para consumo humano de otros países como Asia puede tener riesgo en todos estos factores.

Una enfermedad directa causada al hombre por bacterias de peces es aquella en la que las bacterias pueden afectar tanto al pez como al hombre, y generalmente provienen del medio o del mal manejo poscosecha. En otros casos las bacterias pueden producir sustancias en el músculo del pez que son tóxicas al hombre.

Las causas del deterioro en la calidad de la carne en peces se deben principalmente a mal manejo poscosecha y almacenamiento inadecuado. La flora bacteriana de los peces se deriva

principalmente del ambiente acuático, puede variar por factores ambientales y estacionales, pero también es afectada por el clima, las condiciones de procesamiento posteriores a la captura y tipo de almacenamiento.

La tasa de deterioro puede disminuirse almacenando a bajas temperaturas y removiendo piel, vísceras y cabeza.

Las infecciones humanas causadas por bacterias de peces pueden producir diversas enfermedades especialmente a nivel gastrointestinal. La gastroenteritis se debe principalmente a diversas especies de *Salmonella*, *Vibrio* y *Clostridium* algunos serotipos de *Escherichia coli* y *Compylobacter jejuni* (Tabla 1).

También se puede presentar intoxicación debido principalmente a la acción de ciertas bacterias sobre el músculo del pez produciendo histamina.

Tabla 1. Bacterias de importancia como patógenos humanos aisladas de peces o de su medio ambiente

BACTERIA	EFECTOS ADVERSOS
<i>Salmonella spp</i>	Intoxicación
<i>Shigella spp</i>	Intoxicación
<i>Compylobacter jejuni</i>	Gastroenteritis
<i>Plesiomonas shigelloides</i>	Gastroenteritis
<i>Edwarsiella tarda</i>	Diarrea
<i>Aeromonas hydrophila</i>	Diarrea, Septicemia
<i>Pseudomonas spp</i>	Infección de heridas
<i>Mycobacterium marinum</i>	Micobacteriosis
<i>Erysiphilotrix sp.</i>	Erisipela
<i>Leptospira interrogans</i>	Leptospirosis
<i>Clostridium botulinum</i>	Botulismo
<i>C. perfringes</i>	
<i>Staphylococcus aureus</i>	
<i>Bacillus cereus</i>	

El riesgo de frecuencia de infecciones bacterianas de origen ictiológico es limitado debido principalmente a las diferencias en la flora bacteriana de peces y del hombre. Muchas bacterias

comensales y patógenas de peces son psicrofilas y no pueden crecer a la temperatura del cuerpo humano. Por ejemplo *Aeromonas salmonicida*, su temperatura óptima es más baja que la humana, algunas especies crecen bien en ambos, humano y pez y pueden causar enfermedad. *Vibrio parahemoliticus* puede causar vibriosis en peces e intoxicación en humanos. Aunque ha habido casos de infecciones localizadas por ejemplo por *Pseudomonas* a través de piel dañada o erisipela debido a *Erysypelothrix rusopathiae*, la mayoría de las infecciones son debido a consumo de pescado o mariscos de mar contaminados.

El riesgo a la salud pública aumenta si se multiplican las cepas toxigénicas debido al manejo y almacenamiento inadecuado.

El deterioro es rápido debido a la acción autoenzimática y a la degradación bacteriana.

Los peces y mariscos filtradores son mucho más vulnerables para adquirir y albergar patógenos que afectan a humanos derivados de aguas negras no tratadas o inadecuadamente tratadas, también pueden adquirir especies de *Vibrio* y *Aeromonas* del ambiente acuático.

Crecimiento de bacterias en peces de consumo humano

El proceso relacionado con la descomposición del pescado involucra aspectos microbiológicos y no microbiólogos. El deterioro no microbiológico es causado por enzimas endógenas proteolíticas que se encuentran en vísceras y cabeza y que atacan órganos y tejidos circundantes después de la muerte. En el pez vivo los microorganismos se encuentran en órganos externos, después de la muerte se difunden y aumentan en número. El deterioro se puede retrasar eliminando cabeza, piel y vísceras y manteniendo a bajas temperaturas.

El deterioro debido a altas temperaturas es un problema grave en países subdesarrollados especialmente cuando las instalaciones para el procesado y la refrigeración son deficientes, por otro lado, más de la mitad de todo el pescado y mariscos que se obtienen proviene de los trópicos.

La situación respecto a la acuicultura es mas critica con 85% por volumen y 78% por valor de la producción global en Asia y el Pacífico (FAO 1998). Los métodos de conservación utilizados son hielo, enlatado, conservadores químicos y otros.

La flora bacteriana de los peces deriva del ambiente acuático (Word, 1953). Y de factores ambientales y estacionales (Shewan 1969, 1971). También es afectado por el tipo de almacenamiento y procesamiento que sigue a la captura. Los peces de aguas subtropicales tienen un alto contenido de mesófilos tales como *Bacillus*, *Corineformes* y *Micrococcus* mientras que peces capturaos en aguas frías tienen especies de *Pseudomonas*, *Achromobacter* y *Flavobacterium* (Shevan 1961 y Shevan 1962).

Con el almacenamiento a bajas temperaturas, las especies de *Pseudomonas* aumentaran en numero hasta el 60-90% del total de bacterias de peces de agua fría (Shevan *et al*, 1960), mientras otras disminuirán en numero o permanecerán constantes. En peces en salmuera, predominaran *Micrococcus* y *corineformes* hasta un 90% de la flora total.

Pseudomonas, *Aeromonas* y especies relacionadas son consideradas causantes del mayor porcentaje de daño. Son capaces de crecer activamente a bajas temperaturas (cerca de 0° C) atacando aminoácidos y tiaminas para producir sulfuro de hidrógeno y otros sulfuros volátiles. Los métodos utilizados para determinar la calidad del pescado son número de bacterias totales y la presencia de indicadores químicos

específicos por ejemplo: acumulación de trimetil amina a partir de óxido de trimetil amina para valorar el grado de riesgo a la salud pública. Las bacterias que presentan un riesgo a la salud pública crecen mejor a 35-37° C, mientras que las bacterias de la descomposición tienen una temperatura óptima más baja para el crecimiento. La cuenta total de bacterias en la muestra cuando se incubaba a la temperatura alta da un indicador del grado de contaminación con bacterias potencialmente dañinas.

La determinación de la incidencia de *Escherichia coli* y coliformes indica contaminación fecal algunas veces puede ser útil investigar la presencia de patógenos específicos tales como *Staphylococcus aureus* y *Streptococcus coagulasa* positivos. Los niveles elevados de histamina son indicadores de la calidad bacteriana y del riesgo de intoxicación escombroide.

Implicaciones a la salud humana por la utilización de agentes antimicrobianos para el control de enfermedades bacterianas en peces

Naturaleza del riesgo asociado con agentes antimicrobianos

Los agentes antimicrobianos son usados ampliamente a través del mundo para tratar enfermedades bacterianas. Los peces cultivados intensivamente están sujetos a infecciones epizoóticas y por lo tanto a las medidas de control, vacunación y quimioterapia. En común con la agricultura, todos los países requieren que sea llevado a cabo un riguroso programa de pruebas para demostrar seguridad, calidad y eficacia de un agente quimioterapéutico antes de ser usado en acuicultura. El rango de agentes quimioterapéuticos disponibles varía considerablemente de país a país dependiendo de las especies acuáticas cultivadas y los requerimientos legales individuales del país en cuestión.

Naturaleza del riesgo asociado con agentes antimicrobianos

Los agentes antimicrobianos han sido ampliamente usados por muchos años en diversas formas de cultivo masivo, por ejemplo en: cerdos, aves y ganado para tratar enfermedades y como promotores de crecimiento. Los riesgos asociados con estas prácticas han sido considerados por la Junta Comité para el Uso de Antibióticos en Cría de Animales y Medicina Veterinaria 1969.

Swann Camillen y Camilles publicaron un reporte que identificó algunos de estos peligros:

Aumento de la resistencia a antibióticos en las bacterias entéricas de origen animal.

Ingestión por el hombre de tales bacterias resistentes (Ejemplo: *Salmonella*) y como resultado infección humana.

Ingesta de residuos de antibióticos con consecuencias tóxicas y/o alérgicas.

Emergencia de cepas resistentes a drogas humanas esenciales, específicamente al valor de Cloramfenicol en el tratamiento de *Salmonella* en el hombre el cual se vuelve indeterminado debido a su amplio uso en animales.

El género *Aeromonas* patógeno potencial

El género *Aeromonas* ha sido reconocido como agente etiológico de enfermedades en varias especies de peces y ocasionalmente en otros grupos de vertebrados tanto homeotermos como poiquilotermos (mamíferos, aves, reptiles y anfibios) Algunas especies de *Aeromonas* han emergido como un problema de salud pública para la población humana ya que se ha comprobado que producen infecciones intestinales y extraintestinales.

El género *Aeromonas* ha adquirido importancia clínica ya que es capaz de

producir problemas gastrointestinales, infecciones de heridas e infecciones respiratorias.

Los miembros de este genero se consideran enteropatógenos y causantes de infecciones cutáneas diseminadas, principalmente en personas inmunodeprimidas pero también en pacientes sin deficiencias inmunológicas aparentes. Estos microorganismos considerados autóctonos del medio acuático se encuentran ampliamente distribuidos en hábitats naturales como suelo, agua potable, aguas negras, agua contaminada, ríos lagos y el mar.

Se han descrito diversas especies del género *Aeromonas* asociadas a numerosas patologías de peces de interés en acuicultura que provocan pérdidas económicas considerables. *A. salmonicida* es el principal agente etiológico de furunculosis en diferentes especies de peces como salmón, trucha, pez blanco etc., causando una elevada mortalidad. *A. hydrophila* y *A. jandaei* son causantes de aeromoniasis en anguilas y bagres.

En estudios realizados en pescado congelado destinado al consumo humano en la Ciudad de México, se reportaron aislamientos de *A. salmonicida* (69%) y *A. bestiarum* (14%) utilizando técnicas genéticas.

Otros estudios en México incluyen los de tipificación de géneros de *Aeromonas*, aislamiento a partir de agua potable y de agua tratada.

Los reportes de efectos adversos a la salud humana por consumo de pescado o por presencia de residuos de antibióticos son escasos o nulos. Es necesario el desarrollo de técnicas sensibles de bajo costo para ayudar al monitoreo en el sitio de producción.

CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA DEL CAMARÓN BLANCO *Litopenaeus vannamei* CULTIVADO EN JAULAS FLOTANTES EN MÉXICO

*Martha Zarain Herzberg, Rodolfo Rodríguez C., Fabio Montoya M.
Evin Real S. y Rosario Pacheco M.*
Centro de Ciencias de Sinaloa

INTRODUCCIÓN

La producción pesquera mundial por captura se ha estabilizado y las tendencias sugieren que para el año 2020, la producción por cultivo la habrá sobrepasado (FAO 2006). Este rápido incremento de la actividad acuícola ha propiciado que su crecimiento sea a costa de los sistemas costeros, lo que ha favorecido que las descargas de los estanques de camarón generen un exceso de nutrientes en estos ecosistemas (Boyd y Tucker, 1998; Páez-Osuna *et al.*, 1999). Además, actualmente se conocen diferentes enfermedades virales en el camarón cultivado, posiblemente favorecidas por el deterioro de la calidad del agua (Lightner, 2001).

Por otra parte, recientemente, el cultivo de camarón en jaulas flotantes es una biotecnología innovadora en el mundo. Los organismos en estos sistemas se cultivan en condiciones naturales; sin embargo, es importante una selección adecuada del sitio, con una buena circulación de agua suficiente para remover desechos sólidos y nutrientes (heces, nitrógeno, fósforo), también con un adecuado sistema de alimentación, es posible el cultivo con otras especies (macroalgas o bivalvos) (Neori *et al.*, 2004; Sim *et al.*, 2005), y utilizar postlarvas de laboratorio, certificadas sanitariamente (OIE, 2000).

La biomasa obtenida de un cultivo está en función de la densidad, la supervivencia y la tasa de crecimiento (Sandifer *et al.*, 1987; Wyban y Sweeney, 1991), de la especie a cultivar. En estudios anteriores se ha experimentado la producción del camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* (Decapoda: Penaeidae) en jaulas flotantes (Paquette *et al.*, 1998;

Lombardi *et al.*, 2006; Zarain *et al.*, 2006).

En esta investigación el objetivo fue evaluar el efecto de la densidad de siembra en la etapa de precría y engorda sobre el crecimiento y supervivencia de *L. vannamei*, en modelos experimentales de jaulas flotantes de dimensiones diferentes y el seguimiento sanitario del cultivo.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El cultivo se efectuó en la Bahía de Navachiste, Guasave, Sinaloa México (25° 35' 12" y 25° 21' 19" latitud Norte y 109° 02' 41" y 108° 38' 40" longitud Oeste) que posee una superficie aproximada de 220 km², con dos comunicaciones directas al mar. La investigación se realizó durante el ciclo de cultivo de abril a agosto del año 2006.

Organismos experimentales

Se experimentó con postlarvas (PL) de *L. vannamei* (20 y 28 días) certificadas sanitariamente, adquiridas de un laboratorio de producción local 'Larvisin'. Se cuantificaron y aclimataron antes de la siembra para ajustar las variables del agua a las del sitio de cultivo; temperatura 25 °C, salinidad 35‰ y pH 8.

Diseño de jaulas

Las jaulas de precría se elaboraron de 3x3x1 metros de profundidad (9 m²) con una estructura de sostén y flotación compuesta de tubería de PVC y redes de poliéster recubiertas de PVC (Sansuy®) con luz de malla de 1.5x2.5mm. Para la etapa de engorda se utilizaron jaulas 9 m² y jaulas de 16 m de diámetro x 1.5 de profundidad (~200 m²) fabricadas con tubería de polietileno de alta densidad

(HDPE), herrajes de acero galvanizado y redes (Sansuy®) con luz de malla de 5x5mm (Figura 1).



Figura 1. Cultivo de camarón en jaulas flotantes

Diseño experimental

Etapa de precría. Se realizó la siembra de *L. vannamei*, en ocho jaulas de precría de 9 m² en las densidades de 950, 1300, 1600 y 2700 PL/m², por duplicado. El traslado de los camarones se efectuó cuando lograron de 0.5-1 g de peso promedio.

Etapa de engorda. La engorda se efectuó en cuatro jaulas de 200 m². Las densidades de siembra probadas en estas jaulas fueron de 45 y 180 camarones/m² (Sandifer *et al.*, 1987), manteniendo el cultivo por 62 días. También se probaron por triplicado las densidades de 200, 250 y 300 pequeños juveniles/m² (Zarain *et al.*, 2006) en jaulas de engorda de 9 m², por 58 días.

Registro de crecimiento y estado sanitario

Semanalmente se evaluó el crecimiento por peso de 50 a 100 camarones tomados al azar de cada jaula, después de ser pesados son regresados a sus respectivas jaulas (Figura 2). El estado general de salud de los camarones se estableció por la selección de organismos a través de muestreos semanales no aleatorios (OIE,

2006). La detección de las enfermedades virales del Síndrome de Taura (TSV) y la Mancha Blanca (WSSV), se efectuó por la técnica histológica (Bell and Lightner, 1998) y por amplificación genética utilizando la PCR (Polymerase Chain Reaction) de acuerdo a lo indicado por el fabricante en el kit IQ2000® (Farming IntelliGene Tech Corp, Taiwán). El porcentaje de supervivencia se evaluó como el número final de camarones/número inicial x 100.



Figura 2. Biometría de los organismos cultivados en jaulas flotantes

Alimentación

Para las precrías se utilizó alimento comercial Malta Cleyton® 40% de proteína, en una proporción del 5% del peso fresco, para la etapa de engorda se administró alimento Malta Cleyton® 35% de proteína en una proporción de 3% del peso fresco, a través de charolas de alimentación al amanecer y al anochecer. El factor de conversión alimenticia (FCA) se determinó como: el total de alimento suministrado (Kg)/biomasa final (Kg).

Variables de calidad de agua

Diariamente se registraron parámetros como salinidad, temperatura, pH, y oxígeno disuelto, al amanecer y al anochecer. La temperatura, y el oxígeno disuelto se registraron usando un oxímetro (YSI model 55), la salinidad y el pH se

midió con un refractómetro (Sper Scientific 3000011), y un potenciómetro (Hanna HI98128), respectivamente.

Análisis estadísticos

Los resultados fueron analizados por análisis de varianza de una vía (ANOVA) usando la prueba de Tukey, $P < 0.05$ cuando se determinaron diferencias significativas con el paquete estadístico computacional STATGRAFIC PLUS®, versión 5.

RESULTADOS

Precría

Durante los primeros 20 días de cultivo hubo poca diferencia en el peso (g) entre las densidades de 950, 1300 y 1600 PL/m². Sin embargo, al término de 38 días de cultivo, el peso (g) en la densidad de 1600 PL/m² fue significativamente menor ($P < 0.05$). El número de camarones fue un 8% mayor en la densidad de 1600 PL/m² que en la densidad de 1300 PL/m². Para cada densidad la tasa de crecimiento semanal (g/semana) fue de 0.22 (950 PL/m²), 0.22 (1300 PL/m²), y 0.10 (1600 PL/m²) y las supervivencias no fueron significativamente diferentes ($P > 0.05$). Los camarones de la densidad de 2700 PL/m² después de 28 días de cultivo se transfirieron a las jaulas de engorda para evitar una baja en la supervivencia. La tasa de crecimiento en esta densidad fue de 0.14 g/semana y el número de camarones fue cerca de un 60% mayor que en la densidad de 1600 PL/m² (los resultados del ensayo con 2700 PL/m² no fueron comparados estadísticamente con las otras densidades). El FCA en todos los casos fue menor a uno (Tabla 1, Figura 3).

Los superíndices con letras distintas dentro de las columnas, indican diferencias estadísticamente significativas ($P < 0.05$). Los resultados de la columna 2700 camarones/m² no se compararon estadísticamente.

Tabla 1. Parámetros registrados de *L. vannamei* en jaulas de precría de 9 m² en las densidades de 950, 1300, 1600 y 2700 camarones/m², durante el cultivo

	Tratamientos (densidades) camarones/m ²			
	950	1300	1600	2700
Peso inicial g	0.012	0.012	0.012	0.04
Peso final g	1.18 ± 0.36 ^a	1.22 ± 0.15 ^a	0.57 ± 0.1 ^b	0.59 ± 0.56
Días	38	38	38	28
Supervivencia %	76.7 ± 2.8 ^a	74.5 ± 0.8 ^a	65.8 ± 2.9 ^a	63.6 ± 2.1
FCA	0.15	0.25	0.22	0.25
Tasa de crecimiento g/semana	0.22	0.22	0.1	0.14
Biomasa Kg/m ²	0.86	1.18	0.60	1.01
Número de camarones/jaula	6,583	8,775	9,504	15,552

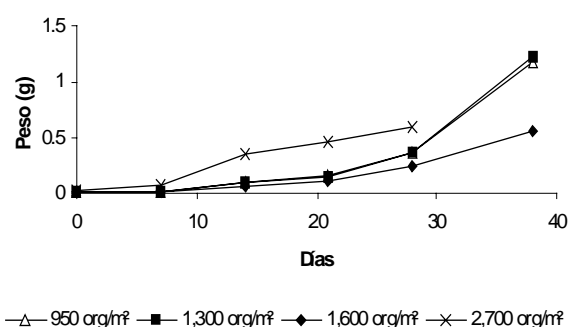


Figura 3. Curva de crecimiento de *L. vannamei* en la etapa de precría en jaulas (9 m²) en diferentes densidades de siembra (950, 1300, 1600 y 2700 camarones/m²) por 38 y 28 días

Engorda

En el camarón cultivado en las jaulas de 9 m² en las densidades de 200, 250 y 300 camarones/m² por 58 días, no hubo diferencias significativas ($P > 0.05$) en el peso (g) ni en supervivencia, como consecuencia la biomasa obtenida por metro cuadrado en la densidad de 300 camarones/m² fue más alta. Para cada densidad la tasa de crecimiento semanal (g/semana) fue de 1.3 (200 camarones/m²), 1.3 (250 camarones/m²), y 1.2 (300 camarones/m²) y el FCA fue cercano a 1 (Tabla 2, Figura 4). En las jaulas de 200 m² las curvas de crecimiento

de las densidades de 45 y 180 camarones/m² durante los primeros 20 días muestran poca diferencia en sus tasas de crecimiento. Después de 62 días de cultivo la tasa de crecimiento y peso (g) para las densidades de 45 y 180 camarones/m² fueron de 1.9 y 1.4 g/semana y 17.7 ± 0.84 g y 13.3 ± 0.5 g, respectivamente, y la supervivencia de alrededor de 80%. El FCA como en las jaulas de 9 m² se mantuvo cercano a 1 (los resultados de este ensayo no fueron comparados estadísticamente entre sí) (Tabla 3, Figura 5).

Tabla 2. Parámetros registrados de *L. vannamei* en jaulas de engorda de 9 m² en las densidades de 200, 250 y 300 camarones/ m², durante el cultivo

	Tratamiento (densidades) camarones/m ²		
	200	250	300
Peso inicial g	1	1	1
Peso final g	11.7 ± 0.2a	12 ± 1.04a	11.3 ± 0.36a
Días	58	58	58
Supervivencia %	81.2 ± 3.4a	80.4 ± 1.2a	77.4 ± 4a
FCA	0.93	0.84	0.87
Tasa de crecimiento g/semana	1.3	1.3	1.2
Biomasa Kg/m ²	1.9 ± 0.03	2.4 ± 0.05	2.6 ± 0.2

Nota: Los superíndices con letras distintas dentro de las columnas, indican diferencias estadísticamente significativas ($P < 0.05$).

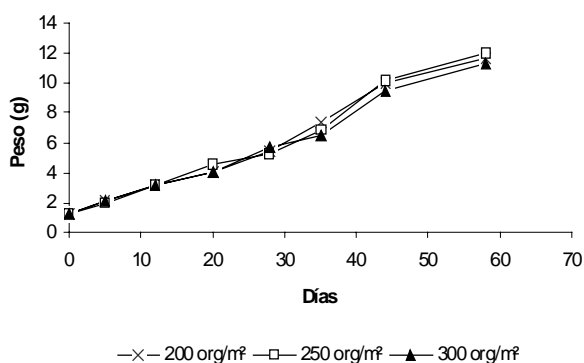


Figura 4. Curva de crecimiento de *L. vannamei* en la etapa de engorda en jaulas (9 m²) en diferentes densidades de siembra (200, 250 y 300 camarones/ m²), por 58 días

Tabla 3. Parámetros registrados de *L. vannamei* en jaulas engorda de 200 m² en las densidades de 45 y 180 camarones/m², durante el cultivo

	Tratamiento (densidades) camarones/m ²	
	45	180
Peso inicial g	1	0.7
Peso final g	17.7 ± 0.84	13.3 ± 0.5
Días	62	62
Supervivencia %	80	80
FCA	1	1
Tasa de crecimiento g/semana	1.9	1.42
Biomasa Kg/m ²	0.6	1.9

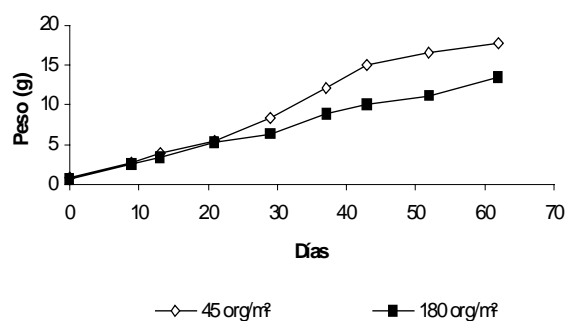


Figura 5. Curva de crecimiento de *L. vannamei* en la etapa de engorda en jaulas (200 m²) en diferentes densidades de siembra (45 y 180 camarones/m²), por 62 días

Variables de calidad de agua y estado sanitario

Los valores de las variables de calidad de agua se encontraron aceptables para el crecimiento de *L. vannamei* (Boyd y Tucker, 1998). El estado sanitario de los camarones analizados se consideró como saludable, sin la presencia de las principales enfermedades virales (TSV y WSSV) u otro tipo de patógeno que pudieran afectar la salud de los mismos.

DISCUSIÓN

En este trabajo experimentamos las densidades (950, 1300, 1600 y 2700

PL/m²) sobre el número de camarones logrados antes de que lleguen a un peso entre 0.5-1 g, con la finalidad de que las jaulas de precría mantengan a la postlarva hasta que ésta logre el peso adecuado para ser transferida a jaulas de engorda. Ya en estudios anteriores elaborados por Zarain *et al.*, (2006) encontraron que después de 30 días de cultivo, *L. vannamei* tenía un peso de 0.5 g, una tasa de crecimiento de 0.12 g/ semana y un 90% supervivencia, al probar la densidad de siembra de 700 camarones/m², 30% mas alta que la utilizada por Lombardi *et al.*, (2006).

De los escasos estudios que hay sobre el cultivo de camarón en jaulas, Rodríguez *et al.*, (1993) cultiva *P. monodon* en jaulas de precría en densidades de 72, 144, 288 y 423 camarones/m², registra supervivencias de 91.7, 90.8, 82.1 y 69.1% respectivamente, contrario a lo obtenido por Wasielesky *et al.*, (2001) donde la supervivencia no es afectada cuando aumenta la densidad. También en este trabajo entre las densidades ensayadas de 950, 1300 y 1600 camarones/m² la supervivencia no fue significativamente diferente ($P > 0.05$), por lo que el número de camarones por jaula en la densidad de 1600 camarones/m² es mayor. Pero el peso (g) es significativamente menor ($P < 0.05$), este resultado muestra un efecto negativo de la densidad sobre el peso, sin embargo, la siembra en altas densidades (1600 camarones/m²) da la ventaja de obtener en un tiempo determinado de cultivo de precría un número mayor de camarones por jaula con el peso suficiente para ser transferidos. El ensayo de precría con la densidad de 2700 camarones/m² se suspendió a los 28 días de cultivo para prevenir una baja en la supervivencia. Los camarones en ese momento tenían un peso (g) suficiente para ser transferidos, ya que se experimentó con una PL de mayor tamaño (40 mg). Este último procedimiento puede ser una

alternativa para realizar crecimientos en precría y optimizar el tiempo y el número de jaulas de esta etapa; sin embargo, es necesario hacer más estudios para corroborar estos resultados. También se encontró que las jaulas de 9 m² son adecuadas porque son de muy fácil manejo, se facilita la supervisión de la postlarva en cultivo y se puede ajustar el número de jaulas de precría para un cultivo de engorda.

Durante esta investigación se ensayaron en la etapa de engorda jaulas de 9 y ~200 m², para experimentar el efecto de la densidad de siembra sobre los parámetros evaluados en el camarón y la factibilidad de manejo del cultivo en ambas estructuras. No se encontraron diferencias significativas ($P > 0.05$) en los pesos (g) y ni la supervivencia de los camarones cultivados en las jaulas de 9 m², en las densidades de 200, 250 y 300 camarones/m², como resultado la biomasa fue mayor (2.6 Kg/ m²) en la densidad de 300 camarones/ m². Estos resultados difieren a lo encontrado en trabajos anteriores por Zarain *et al.*, (2006), que al probar las densidades de 100, 150 y 200 camarones/m², encontraron un efecto negativo del aumento de la densidad sobre el peso. Zarain *et al.*, (2006) también probó el efecto positivo de los sustratos artificiales sobre el peso (g), al incrementar éstos la productividad natural. Por lo que creemos que este trabajo la calidad del agua, las características de hidrográficas y de productividad natural propia del sitio de cultivo, determinaron las condiciones para un óptimo crecimiento en las densidades probadas y la ausencia de un efecto negativo de la densidad sobre el peso. El dato obtenido de un FCA cercano a 1, sugiere que el camarón se alimenta de microorganismo como fitoplancton y zooplancton suspendidos en el agua y pegados en las paredes de las redes (Thompson *et al.*, 2002;

Zarain *et al.*, 2006), que favorecen el crecimiento del camarón. Aunado al uso de bandejas de alimentación que ayudan a otorgar el alimento comercial en cantidades adecuadas y previenen de esta manera también del impacto del alimento no consumido sobre el medio.

Al experimentar las densidades de 45 y 180 camarones/m² en jaulas de 200 m² se obtiene una tasa de crecimiento de 1.9 y 1.4 g/ semana respectivamente, y supervivencias del 80%, resultados similares a los reportados por Sandifer, *et al.* (1988) en cultivos intensivos de camarón en estanques en tierra. Durante los primeros 20 días de cultivo en las jaulas de 200 m² existe poca diferencia de peso entre ambas densidades, pero después de 62 días de cultivo se obtienen pesos de 17.7 ± 0.84 g y 13.3 ± 0.5 g, respectivamente para las densidades 45 y 180 camarones/m², observándose un efecto de la densidad sobre el peso (g), sin embargo, la tasa de crecimiento en la densidad de 180 camarones/m² se semeja a la obtenida en la densidad mas baja del ensayo de engorda en jaulas de 9 m², al igual que el FCA cercano a 1. Este experimento representa un primer intento de cultivar camarón en jaulas de mayores dimensiones similares a las utilizadas en el cultivo de peces. Los procedimientos de manejo de las jaulas de ~200 m² son sencillos y se puede efectuar por personal con una mínima capacitación, y es factible optimizar algunos procesos.

La adecuada nutrición y el hábitat en el que desarrollaron los camarones en este trabajo, posiblemente ayudaron a incrementar su resistencia a patógenos y mantenerlos libres de enfermedades, así también por la probable ingestión de inmunoestimulantes que se encuentran presentes en el medio (Song y Huang, 2000). Los valores adecuados registrados de calidad de agua durante el cultivo en el sitio de estudio,

principalmente el oxígeno disuelto y la temperatura, ayudaron a mantener la tasa de crecimiento y supervivencia obtenida con las densidades probadas. Por lo que el rendimiento obtenido de camarón (Kg/m²) tiende a ser más alto que el registrado en promedio en cultivos semi-intensivos de camarón en Sinaloa, México (0.9 Kg/m²).

CONCLUSIONES

Las densidades probadas en este estudio en la etapa de precría fueron favorables para obtener un número mayor de camarones (~ 1 g) para la etapa de engorda utilizando jaulas de 9 m².

Para la etapa de engorda es posible utilizar jaulas 9 m² con densidades desde 200 hasta 300 camarones por m² sin observar un efecto negativo de la densidad sobre el peso y la supervivencia.

Se demostró la viabilidad del cultivo de camarón en estructuras de ~200 m².

LITERATURA CITADA

Bell T.A., Lightner D.V., 1998. A Hand Book of normal Penaeid histology. Baton Rouge Louisiana: World Aquaculture Society.

Boyd, C. E., C. S. Tucker, 1998. Pond Aquaculture Water Quality Management. Kluwer Academic Publishers, Boston, Massachusetts, USA, 700 pp.

FAO, 2006. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2006. FAO, Rome, 198 pp.

Lightner, D.V., 2001. The penaeid shrimp virus TSV, IHHNV, WSSV, and YHV: Current status in the Americas, available diagnostic methods, and management strategies. In: C. Lim & C. D. Webster (Eds), Nutrition and Fish (pp.

79-102.) Health USA: Food Products Press.

Lombardi, J.V., Márquez, H.L.A., Toledo, R., Pereira, L., Barreto, O.J.S., Paula, E.J., 2006. Cage polyculture of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* and the Philippines seaweed *Kappaphycus alvarezii*. *Aquaculture* 258, 412-415.

Neori, A., Chopin, T., Troell, M., Buschmann, A. H., Kraemer, G.P., Halling, C., Shpigel, M. & Yarish, C. 2004. Integrated aquaculture: rationale, evolution and state of the art emphasizing sea weed biofiltration in modern mariculture. *Aquaculture* 231, 361-391.

OIE (Office International des Epizooties). 2000. International Aquatic Animal Health Code, Fish, Mollusks and Crustaceans. 3rd edition. Office International des epizooties, Paris, France.

OIE ((Office International des Epizooties). 2006. Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals 2006. 9th edition. Office International des epizooties, Paris, France.

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

Paquotte, P., Chim, L., Martin, J. M., Lemos, E., Stern, M., Tosta, G., 1998. Intensive culture of shrimp *Penaeus vannamei* in floating cages: zootechnical, economic and environmental aspects. *Aquaculture* 164, 151-166.

Rodríguez, E. M., Bombeo-Turburan, I., Fukumoto, S., Ticar, R.B., 1993. Nursery rearing of *Penaeus monodon* (Fabricius) using suspended (hapa) net enclosures installed in a pond. *Aquaculture* 112, 107-111.

Sandifer, P. A., Hopkins, J. S., and Stokes, A. D. 1987. Intensive culture potential of *Penaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society* 18(2):94-100.

Sandifer, P. A., Hopkins, J. S., and Stokes, A. D. 1988. Intensification of Shrimp culture in earthen ponds in South Carolina: Progress and prospects. *Journal of the World Aquaculture Society*, 19(4):218-226.

Sim, S. Y., Rimmer, M. A., Toledo, J. D., Sugama, K., Rumengan, I., Williams, K., Phillips, M. J. 2005. A guide to Small-Scale Mariner Finfish Hatchery Technology. Bangkok, Thailand: Network of Aquaculture Centres in Asia –Pacific.

Song, Y. L., Huang, C.C. 2000. Application of immunostimulants to prevent shrimp disease. In M. Fingerman & R. Nagabhushanam (Eds), *Recent Advances in Marine Biotechnology: Immunobiology and Pathology* (Vol 5, 173-187), USA: Sciences Publisher, Inc.

Thompson, F.L., Abreu, P. C., Wasielesky, W. J., 2002. Importance of biofilm for water quality and nourishment in intensive shrimp culture. *Aquaculture* 203, 263-278.

Wasielesky Jr., W., Poersch, L.H., Jensen, L., Bianchini, A., 2001. Effect of stocking density on pen reared pink shrimp *Farfantepenaeus paulensis* (Pérez-Farfante, 1967. (Decapoda, Penaeidae). *Nauplius* 9 (2), 163–167 Rio Grande, RS.

Wyban, J. A. and Sweeney, J. N. 1991. Intensive shrimp production technology. Oceanic Institute shrimp manual. Honolulu, Hawaii, USA. The Oceanic Institute, 158pp.

Zarain-Herzberg M., Campa-Códova, Angel, Cavalli, R.O., 2006. Biological viability of producing white shrimp *Litopenaeus vannamei* in seawater floating cages. *Aquaculture* 259, 283-289.

FACTORES FÍSICOS, QUÍMICOS Y BACTERIAS DEL GÉNERO *Vibrio* spp. EN LA CAMARONICULTURA

Norberto Vibanco Pérez, Jorge Gutiérrez Franco y Ma. de Jesús Durán Avelar
Universidad Autónoma de Nayarit

INTRODUCCIÓN

La acuicultura es el cultivo de especies acuáticas como peces y crustáceos que está creciendo a un ritmo acelerado, debido a la demanda global de los productos marinos, en el 2004 alcanzó los 59 millones de toneladas, con un valor de 70 billones de dólares (FAO, 2006). El crustáceo que más se cultiva es el camarón, ya que es un producto de gran valor comercial, siendo el sustento de varias poblaciones en el mundo. En esta década se produce principalmente en Asia, América Latina (FAO, 2004) y recientemente en África (FAO, 2006).

En México, la industria camaronícola es importante en zonas no productivas para la agricultura. En el año 2000, la producción de camarón en el país fue de 20,000 toneladas (Martínez, 2002), en el 2003 esta cifra aumentó a 62,361 toneladas (Ibarra, 2004; Aguirre, 2006) llegando en el 2005 a una producción mayor de 78,000 toneladas (Gutiérrez-Venegas, 2005). Los principales estados productores de camarón en nuestro país son: Sonora, Sinaloa y Nayarit (Gutiérrez-Venegas, 2005; Ibarra, 2004). En el estado de Nayarit la producción de camarón de granja en el 2004 fue de 1,606 toneladas, en el 2005 bajó a 721,70 toneladas y en el 2006 tuvo una producción de 1,447.15 toneladas (CESANAY, 2007).

Dado que la producción mundial de camarón va en constante aumento, la oferta del producto y la competencia en el mercado, también se incrementa en proporción directa. Por eso, es necesario desarrollar empresas camaronícolas cada vez más eficientes y competitivas. Además se deben cuidar los cultivos de camarón de infecciones virales y bacterianas, ya que en países como China, Tailandia,

Indonesia, Taiwán y Ecuador han tenido problemas catastróficos por enfermedades de origen viral y bacteriano durante el presente siglo (Aguirre, 2004). En México, en el caso de infecciones bacterianas se ha reportado principalmente las causadas por bacterias del género *Vibrio*, uno de los géneros más importantes en la camaronicultura, por la capacidad que tienen de infectar camarones en sus diferentes estadios de desarrollo (Gómez-Gil *et al.*, 1998).

En el cultivo de camarón, se crean ambientes artificiales que favorecen la selección, adaptación y crecimiento de diversos agentes infecciosos que son parte de la microbiota acuática y del organismo (Aguirre, 2006). No obstante, inadecuados valores de factores físicos y químicos en el estanque como la salinidad, oxígeno disuelto, temperatura y el pH, pueden provocar que los camarones sean susceptibles a infecciones bacterianas o bien afectar la virulencia de ciertas especies (Prayitno y Latchford, 1995)

Sistema inmunológico del camarón

El sistema inmunológico del camarón puede ser afectado de forma directa o indirecta por factores físicos y químicos que están presentes en el agua del estanque, y dado que las bacterias del género *Vibrio* son de distribución cosmopolita en los ambientes acuáticos, los camarones están expuestos a estos agentes causantes de enfermedades. Por otro lado, los camarones han creado un sistema de defensa que les permite mantener la individualidad biológica eliminando material extraño (Destoumieux *et al.*, 1997; Vargas *et al.*, 1996).

Este sistema está basado en la actividad de células de la sangre (hemolinfa), que incluye encapsulación, fagocitosis, y mecanismos microbicidas dependientes de oxígeno. Además, activan el sistema de la pro-feniloxidasas, lo que permite la melanización y la coagulación de la hemolinfa, siendo esto un sistema efectivo contra la invasión de microorganismos (Söderhäll *et al.*, 1996). Dentro del sistema de defensa humoral se han reportado a las peneidinas, que son péptidos antimicrobianos (Destoumieux *et al.*, 1997; Destoumieux *et al.*, 2000).

Enfermedades del camarón

Con la llegada de la acuicultura de alta densidad, el impacto negativo de las infecciones bacterianas de camarones peneidos empieza a ser reconocido. Muchos consideran a los virus como los agentes causales más importantes de infecciones, pero las infecciones bacterianas son de igual importancia desde el punto de vista económico, porque pueden ser responsables de una alta mortalidad tanto en poblaciones silvestres como en cultivo (Lavilla-Pitogo, 1995).

Las enfermedades bacterianas en el cultivo del camarón ocurren en conjunto con el estrés ambiental (Lavilla-Pitogo, 1995) y en otros procesos de enfermedad, resultando en un desorden en el balance ecológico con el sistema de cultivo (Atlas *et al.*, 1991).

Varias bacterias están asociadas con enfermedades de los camarones, no obstante sólo dos grupos se han implicado en las mayores pérdidas económicas: las bacterias filamentosas (*Pseudomonas* spp., *Flavobacterium* spp., entre otras) y bacterias del género *Vibrio*. Entre estos dos tipos de bacterias las del género *Vibrio* son las que causan mayores problemas, ya que estas pueden causar infecciones externas e internas, mientras que las bacterias filamentosas solo colonizan la superficie externa de los camarones (Lightner, 1983).

Factores físicos y químicos

En el cultivo del camarón, los factores físicos y químicos que como estaban controlados para tratar de minimizar problemas de crecimiento y pérdidas por infecciones bacterianas son: temperatura, salinidad, pH y oxígeno disuelto en el agua (Martínez, 1999; Arredondo, 1998).

Temperatura

La temperatura es el factor que determina la velocidad de las reacciones metabólicas en los organismos vivos, lo cual se refleja en funciones como el crecimiento, la reproducción y la muda entre otros (Arredondo, 1998). Todos los organismos tienen un rango en el cual desempeñan estas funciones de manera óptima, pero a medida que la temperatura varía de este rango, dichas funciones son afectadas hasta que dejan de llevarse a cabo.

El camarón blanco del pacífico *Litopenaeus vannamei* se considera una especie tropical, lo que le permite desarrollarse satisfactoriamente a temperaturas entre 25 y 28° C, aunque también crecen de manera aceptable entre 20 y 30° C (Martínez, 1999; Martínez, 2002). Durante el transcurso del ciclo pueden surgir problemas de temperatura en los estanques, realmente no es mucho lo que se puede hacer para corregirlo. Lo más recomendable es planear las fechas de siembra para tener las mejores temperaturas posibles durante el cultivo ya que a temperaturas por arriba de 30° C, el agua se empieza a evaporar y esto afecta la concentración de sales y como consecuencia aumenta la salinidad (Martínez, 1999).

pH

Este parámetro es un indicador del grado de alcalinidad del medio (Chang *et al.*, 2003), y es importante en la biología de cualquier especie, ya que las enzimas y proteínas de los organismos funcionan adecuadamente dentro de un determinado rango de pH. Esto es especialmente importante para los organismos acuáticos,

ya que pueden ser afectados por valores de pH superiores a 9. El rango óptimo de pH para la mayoría de especies comerciales de camarones peneidos oscila entre 7.8 y 8.3, aunque también se considera que un pH entre 7-9 son adecuados para un buen crecimiento de estos organismos (Martínez, 1999).

El aumento del pH a niveles mayores de 9 ocasiona que el ión amonio del estanque (NH_4^+), que no es tóxico, pase a la forma no ionizada de amoniaco (NH_3) que es tóxico para el camarón en concentraciones relativamente bajas. Los valores muy bajos de pH ocasionan problemas a nivel de branquias interfiriendo en la respiración y en la actividad enzimática de la hemolinfa. Un ejemplo claro de afectación en la función de la actividad enzimática es la inhibición de peneidinas que son proteínas con actividad antimicrobiana en crustáceos (Destoumieux *et al*, 1997).

Cuando el pH se encuentra en niveles extremadamente altos se recomienda aumentar el cambio de agua. Si el pH presenta valores muy bajos, el problema se puede corregir mediante la adición de óxido de calcio o de carbonato de calcio (cal) directamente sobre la columna de agua (Martínez, 1999).

Oxígeno disuelto

El oxígeno disuelto (OD) es el oxígeno que esta disuelto en el agua. Es uno de los factores importantes en el cultivo de camarón, con excepción de algunos organismos anaeróbios estrictos, la mayoría de los seres vivos requieren de una fuente de oxígeno para la realización de sus funciones metabólicas (Martínez, 1999).

Las moléculas de agua contienen cerca del 90% de oxígeno en peso, debido a que este oxígeno esta firmemente unido al hidrógeno no es utilizado para la respiración. El oxígeno usado para la respiración de los organismos acuáticos es en forma de gas (O_2), el cual no es muy soluble en el agua (Boyd y Tucker, 1998).

El OD es un factor ambiental regulador del metabolismo de los camarones. Su papel está dado por la participación en el catabolismo celular. En este proceso el oxígeno es el último aceptor de electrones de la cadena respiratoria, permitiéndoles a los camarones, y en general a los organismos aerobios, aprovechar al máximo la energía contenida en los enlaces de las moléculas de carbono. En la respiración celular donde el oxígeno es el último aceptor de electrones se libera mayor cantidad de energía que cuando no se dispone de oxígeno, es decir, cuando otros oxidantes sirven como aceptores terminales de electrones o cuando se lleva a cabo el proceso de fermentación (Madigan, 1998).

Las concentraciones de oxígeno disuelto en el agua de los estanques en cultivo varían debido a diversos procesos biológicos, físicos y químicos. Considerándose los siguientes como los más importantes en las fluctuaciones de la concentración de oxígeno disuelto en un estanque:

El aire cercano a los estanques puede aportar oxígeno al agua cuando se presenta una baja saturación de este gas, debido a las diferencias en las presiones atmosféricas, dicho aporte suele ser muy bajo ya que la presión parcial del oxígeno en el aire es muy poca. Una vez que se llega a un equilibrio entre el oxígeno del aire y el del agua, cesa la transferencia de este gas. La transferencia de oxígeno del aire al agua, puede ser considerada como uno de los menores aportes de oxígeno disuelto en los estanques, debido a que otros procesos pueden aportar mayor cantidad de oxígeno al cuerpo de agua. Sin embargo, puede ser un proceso importante en el aporte de oxígeno al agua del estanque bajo tres condiciones: (1) cuando la tasa de producción de oxígeno es baja en los sistemas biológicos (fotosíntesis), (2) cuando hay condiciones que favorecen las corrientes de aire, y (3) cuando el agua presenta una baja saturación de oxígeno y este es suplido

por aeración mecánica (Boyd y Tucker, 1998)

El oxígeno utilizado en el sedimento es consumido en varias reacciones químicas, reducción del hierro, manganeso y sulfatos así como en la respiración de los organismos bentónicos, el cual es utilizado en la descomposición aeróbica de la materia orgánica y en la oxidación de sustancias inorgánicas por bacterias autótrofas (oxidación del amonio a nitratos) (Boyd y Tucker, 1998)

El oxígeno consumido por los organismos en un estanque depende de la talla y especie así como de la temperatura del agua. El aumento de la biomasa del camarón a través del cultivo, implica una mayor demanda de oxígeno para su respiración, debido al aumento en las demandas metabólicas asociadas a la digestión y asimilación de los alimentos. De esta manera, es muy común que los valores se abatan a medida que el cultivo transcurre, además a medida que la temperatura se va incrementando la solubilidad del oxígeno disminuye y cuando la salinidad incrementa a 9‰ (partes por mil), la solubilidad del oxígeno disminuye en un 5% (Arredondo, 1998).

Los camarones requieren una concentración adecuada de oxígeno disuelto para la sobrevivencia y el crecimiento (Boyd y Tucker, 1998). En las capas más profundas del agua del estanque, donde los camarones pasan la mayoría del tiempo, se vuelven hipóxicas o incluso anóxicas debido a la respiración de los organismos y descomposición de materia orgánica de restos de alimentos y heces. Estas condiciones de hipoxia pueden amenazar la vida de los camarones. Por lo que el OD ha sido considerado como uno de los factores del medio más importantes en la determinación del éxito e intensificación del cultivo del camarón (Zhang *et al.*, 2006)

La concentración de oxígeno disuelto en un estanque, varía en el transcurso del día

y está regulada principalmente por la producción fotosintética del fitoplancton. Durante las primeras horas de la mañana, generalmente la concentración y saturación de oxígeno disuelto baja, más tarde a medida que se incrementa el proceso de fotosíntesis se puede observar un incremento gradual y constante que alcanza al atardecer una sobresaturación (Boyd y Tucker, 1998)

Uno de los factores que contribuye a la disminución de los niveles de oxígeno es el exceso de materia orgánica en el agua. Este exceso proviene principalmente del alimento no consumido, metabolitos producidos por el camarón y otros organismos, fertilizante utilizado para el florecimiento del fitoplancton (lo cual se realiza de manera previa a la engorda del camarón), heces y organismos muertos (Martínez, 1999). La degradación bioquímica de materia orgánica se lleva a cabo por la acción de microorganismos aeróbicos en las capas superficiales del agua, los cuales utilizan el oxígeno producido principalmente por fotosíntesis.

La materia orgánica que no se consume en estos estratos superiores va a parar al fondo, donde se descompone por la acción de microorganismos facultativos, que utilizan el oxígeno disuelto. Cuando se ha consumido el oxígeno disuelto, las capas más profundas se vuelven anóxicas, en esas zonas no crecen organismos aeróbicos estrictos por lo que la composición de microorganismos se restringe a bacterias anaeróbicas estrictas y facultativas, produciéndose un cambio del metabolismo oxidativo al fermentativo (Madigan *et al.*, 1998).

Los niveles mínimos de OD recomendados oscilan de 4-5 mg/L, sin embargo en algunos estudios se ha observado que valores de 2 mg/L no representan serios problemas, siempre y cuando no se extienda por varias horas (Martínez, 1999).

Los requerimientos de oxígeno en las bacterias reflejan el mecanismo empleado para satisfacer sus necesidades

energéticas. La utilización de la energía potencial contenida en los nutrimentos se produce por reacciones de oxidoreducción, donde los receptores finales de electrones en las vías metabólicas varían de acuerdo a los sistemas enzimáticos del organismo y pueden ser ya sea oxígeno libre de la atmósfera o del agua o diversas moléculas orgánicas o inorgánicas. En la Tabla 1 se indica la clasificación de los microorganismos de acuerdo a la utilización de oxígeno.

Tabla 1. Clasificación de bacterias de acuerdo a la utilización de oxígeno

Grupo		Relación con el O ₂	Tipo de metabolismo
Aerobios	<i>Estrictos</i>	Necesario	Respiración aerobia
	<i>Microaerófilicos</i>	Necesario pero a bajas tensiones	Respiración aerobia
Anaerobios	<i>Estrictos</i>	Mueren en presencia de O ₂	Fermentación o respiración anaerobia
	<i>Facultativos</i>	No necesario, pero crecen mejor con O ₂	Respiración aerobia, anaerobia y fermentación
	<i>Aerotolerantes</i>	Crece en presencia de O ₂ pero no lo utilizan	Fermentación

Las bacterias que pertenecen al género *Vibrio* son anaerobios facultativos, es decir, microorganismos capaces de utilizar la respiración aerobia y anaerobia, así como la fermentación para la obtención de energía química (Holt *et al.*, 1994)

La disponibilidad de oxígeno en el medio favorece el metabolismo aeróbico de *Vibrio* spp. donde el oxígeno es el aceptor final de electrones del catabolismo de las moléculas orgánicas, con la finalidad de obtener energía en forma de ATP, cuando no hay oxígeno en el medio estas bacterias tienen la capacidad de crecer debido a que pueden llevar a cabo metabolismo anaerobio, el cual es una forma alterna de generación de energía donde los últimos aceptores de electrones en el catabolismo celular son compuestos diferentes al oxígeno por ejemplo el nitrato, o llevar a cabo la fermentación. El metabolismo fermentativo consiste en la oxidación y reducción de compuestos orgánicos a nivel de sustrato por lo que las

moléculas orgánicas se degradan parcialmente ha compuestos tales como alcoholes y ácidos. Estos compuestos contienen aún cantidades considerables de energía química sin liberar, debido a esto, en la fermentación se obtiene menor cantidad de energía química en forma de ATP (Madigan, 1998)

Salinidad

La salinidad se refiere a la concentración total de todos los iones en el agua y se expresa en cationes y aniones (Arredondo, 1998). Es importante tener en cuenta este parámetro en el cultivo de cualquier especie acuática. Los organismos que viven en el agua deben mantener sus líquidos vitales a una cierta concentración iónica, para que funcionen adecuadamente. Cuando la salinidad del medio es diferente, los organismos deben adaptarse para sobrevivir, lo que implica un gasto energético que puede ser reflejado en una tasa de crecimiento menor, además se ha reportado que a bajas concentraciones de salinidad la respuesta inmunológica se afecta (Long-Uong *et al.*, 2005).

Se considera que la mayoría de las especies de camarón crecen óptimamente en un rango de salinidad de 15 a 30 ‰. Las especies como el camarón blanco, entre ellas la del pacífico, han mostrado que pueden vivir por debajo de 15 ‰, inclusive se han cultivado en agua dulce. Un problema asociado con el aumento de la salinidad, es que disminuye la solubilidad del oxígeno en el agua, esto, aunado a una alta tasa de respiración (cuando la biomasa del camarón es grande); y a una alta demanda bioquímica de oxígeno para la degradación de grandes cantidades de materia orgánica, puede ocasionar problemas de hipoxia e incluso anoxia. Es común que durante el desarrollo de un cultivo, la salinidad se incremente con el tiempo debido a la evaporación y concentración de sales en el estanque. Esto es más frecuente en estanques con bajos recambios de agua, por otra parte, las precipitaciones

pluviales ocasionan que la concentración de sales disminuya por debajo de los valores normales ya que se disuelven. En regiones tropicales donde la tasa de precipitación es elevada, el problema puede llegar a ser grave ya que puede disminuir por debajo de 5 ‰. Cuando se presentan problemas de alta salinidad en los estanques se pueden minimizar si se dispone de una fuente de agua de menor salinidad que la de los estanques. Pero si el problema es por baja salinidad, la introducción de agua marina o con salinidad alta, puede ser útil (Martínez, 1999; Arredondo, 1998).

La mayoría de las bacterias del género *Vibrio*, son del medio acuático, bien de aguas dulces o marinas. *Vibrio* se considera una bacteria halófila, dentro de los organismos halófilos los que requieren del 1 al 6% de NaCl se les considera discretos, moderados a los que pueden crecer entre el 6 y el 15 % de NaCl y extremos a los que crecen en el rango de 15-30% de NaCl. *Vibrio* es considerado un halófilo discreto, siendo capaz de desarrollarse en agua de mar, la cual contiene aproximadamente 3% de NaCl y posee una actividad de agua de 0.98 (Michael, 2004; Kautsky *et al.*, 2000).

Se ha demostrado que la salinidad influye sobre la virulencia de ciertas especies de del género *Vibrio*, Prayitno y Latchford (1995) realizaron un cultivo experimental en larvas de *P. monodom*, las cuales infectaron con *V. harveyi* luminiscente, variando los niveles de salinidad, encontrando que al bajar la salinidad en el cultivo la tasa de mortalidad larval aumentó, posiblemente el estrés en la bacteria induce la expresión de genes de virulencia.

Se han reportado que algunas especies de *Vibrio* pueden infectar a sus hospederos tanto en agua dulce como agua salada, debido a que tienen de manera adyacente a su cadena respiratoria de protones (H⁺), otra cadena respiratoria, dependiente de sodio (Na⁺), y esto les proporciona resistencia en condiciones distintas en el

medio. La función del Na⁺ en las bacterias marinas es muy importante ya que es utilizado para estabilizar sus membranas, además participa en transporte activo y en la motilidad flagelar dependiente de Na⁺ (Dimroth, 1987; Kogure, 1998) lo que les da ventaja en los ambientes alcalinos (Fujiwara-Nagata *et al.*, 2003; Fujiwara-Nagata y Eguchi *et al.*, 2004).

Otra adaptación de algunas especies del género *Vibrio*, como es el caso de *Vibrio parahaemolyticus*, es que expresan en su membrana externa proteínas sensibles a los cambios osmóticos de salinidad como son las ompW y ompV. Estas proteínas transmembranales incrementan su número cuando los cambios de salinidad en el medio bajan hasta 0.85 % y aumentan cuando superan los 3.5% de NaCl (Changxin *et al.*, 2004).

Ya que, uno de los detonadores para las infecciones bacterianas es la mala calidad del agua en los estanques, en los cuales la concentración de la salinidad puede variar causando estrés en el camarón. Valores de salinidad altos o muy bajos propician que especies bacterianas provoquen estragos en el cultivo, teniendo en cuenta que a una concentración de 20 ‰ se favorece el crecimiento de *V. vulnificus* y a una concentración de 5 ‰ se favorece el crecimiento de *V. cholerae* (Yanling y Ji-Dong, 2005).

En otro estudio, Randa *et al.*, en 2004 reportan la dinámica de crecimiento de *V. vulnificus*, la cual fue inversamente proporcional a la salinidad en el rango de 5 a 10 ‰ y directamente proporcional en el rango de entre 20.3 y 25.4 ‰ de salinidad. También se ha demostrado, que cambios en los niveles de salinidad afectan el buen funcionamiento del sistema inmunológico del camarón, como lo reportan Long y Jiann-Ghu en 2005 quienes observaron que a valores por debajo de 5 ‰ de salinidad disminuyó la actividad de fenoloxidasas, superóxido dismutasa, estallido respiratorio, fagocitosis, así como la cuenta total de hemocitos en camarones de *L. vannamei* infectados con *V. alginolyticus*,

correlacionando esto con altas mortalidades.

Toda esta información da cuenta de lo complejo que resulta disectar un solo factor como causa única de condicionante para una enfermedad infecciosa acusada por bacterias del Género *Vibrio*, por lo que es conveniente, que mediante un manejo conciente y con buenas prácticas sanitarias tratar de mantenerlas en los niveles adecuados y saber que hacer cuando una o unas de estas variables se modifican.

LITERATURA CITADA

Aguirre G. G. 2004. ¿Los *Vibrios* sp., son agentes patógenos importantes para el cultivo de Camarón?. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico.1(25):1-10.

Aguirre G. G., Trujillo T., Sánchez G., Rábago C. J. 2006. Signos de Vibriosis en juveniles de Camarón Blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei*. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuicola y la Red de Diagnóstico 4(36):1-12.

Arredondo F. J. L., Ponce P. J. T. 1998. Calidad del Agua en Acuicultura, Conceptos y Aplicaciones. México. AGT Editores, S.A. pp. 222.

Atlas R.M., Horowitz A., Kriechevsky M., Bej A. K. 1991. Response of microbial to environmental disturbance. Microb Ecol (22):249-56.

Chang R., Colledge W. Química. 7^{ma} Edición. México. Editorial McGraw-Hill. 2003. p. 605-7.

CESANAY. 2007. Campaña camarón. <http://www.cesanay.com/campanacamaron.htm>. Ultimo acceso 23 de mayo del

Changxi X., Haixia R., Sanying W., Xuanxian P. 2004. Proteomic analysis of salt-sensitive outer membrane proteins of *Vibrio parahaemolyticus*. Res Microbiol; (155):835-42.

Destoumieux D., Bulet P., Loew D., Van Dorsselaer A., Rodriguez J., Bachere E. 1997. Penaeidins, a New Family of Antimicrobial Peptides Isolated from the Shrimp *Penaeus vannamei* (Decapoda). J Biol Chem (45): 28398-406.

Destoumieux D., Muñoz M., Cosseau C., Rodríguez J., Bilet P., Compagnon M., Bachère E. 2000. Penaeidins, Microbial peptides with chitin-binding activity, are produced and store in shrimp granulocytes and released after microbial challenge. J Cell Sci (113):461-9.

Dimroth P. 1987. Sodium ion transport decarboxylases and other aspects of sodium ion cycling in bacteria. Microbiol Rev (51):320-40.

FAO. 2004. Manejo Sanitario y Mantenimiento de la Bioseguridad de los Laboratorios de Postlarva de Camarón Blanco (*Litopenaeus vannamei*) en América Latina. Roma. FAO Documento Técnico de Pesca (450): 66.

FAO/NACA/UNEP/WB/WWF. 2006. International Principles for Responsible Shrimp Farming. Network of Aquaculture centers in Asia-Pacific (NACA). Bangkok, Thailand. p. 20

Fujiwara-Nagata E., Kazuhiro K., Kita-Tsukamoto K., Wada M., Eguchi M. 2003. Characteristics of Na⁺-dependent respiratory Chain in *Vibrio anguillarum*, a fish pathogen, in comparison with other marine *Vibrios*. FEMS Microbiol Ecol (44):225-30.

Fujiwara-Nagata E., Eguchi M. 2004. Significance of Na⁺ in the fish pathogen, *Vibrio anguillarum*, under energy depleted condition. FEMS Microbiol Lett (234):163-7.

Gómez-Gil B., Tron-Mayén L., Roque A., F. Turnbull J., Inglis V., Guerra-Flores A. L. 1998. Species of *Vibrio* isolated from hepatopancreas, haemolymph and +digestive tract of a populations of

healthy juvenile *Penaeus vannamei*. Aquaculture (163):1-9.

Gutiérrez-Venegas J. L. 2005. La industria del cultivo del camarón en México, su historia, presente y proyección al futuro. Industria Acuícola (1):6-22.

Ibarra C., González J. r., Galavíz L., Luna C., Molina Z. J., Tirado M.S. 2004. Detección y Prevalencia de *Vibrio* spp. en el Cultivo de Camarón *Litopenaeus vannamei* en Sonora durante el Ciclo 2003. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnostico 2(26):1-9.

Kaustky N., Ronnaback P., Tedengren M., Troell M. 2000. Ecosystem perspectives on management of disease in shrimp pond farming. Aquaculture (191):145-65.

Kogure, K. 1998. Bioenergetics of marine bacteria. Curr Opin Biotechnol (9):278-82.

Lavilla-Pitogo, C. R. Bacterial diseases of penaeid shrimps: an Asian view. In Diseases in Asia Aquaculture II. M. Shariff, J. R. Arthur & R.P. Subasinghe, eds. Fish Health Section, Manila. Asian Fisheries Society 1995. p. 107-21.

Lightner D.V. 1983. Diseases of cultured penaeid shrimp. In CRC Handbook of Mariculture. Crustacean aquaculture. J McVey ed. Press, Inc., Boca Ratón, FL, USA. p.p. 289-320.

Long-Uong W., Jiann-Ghu C. 2005. The immune response of white shrimp *Litopenaeus vannamei* and its susceptibility to *Vibrio alginolyticus* at different salinity levels. Fish & Shellfish immunology. (18):269-78.

Martínez C. L. 2002. Cultivo de Camarones Peneidos. Principios y Fundamentos. México. Editorial AGT. 1999. pp. 283.

Martínez C. L. Camaronicultura; Avances y Tendencias. AGT Editor, S.A. México. pp. 167.

Michael T. M., Martinko M. J., Parker J. 2004. Biología de los Microorganismos,

Brock.10ª edición. Editorial Prentice Hall. pp. 1010.

Prayitno S.B., Latchford J. W. 1995. Experimental infections of crustaceans with luminous bacterial related to *Photobacterium* and *Vibrio*. Effect of salinity and pH on infectiosity. Aquaculture (132):105-12.

Randa. A. M., Polz F. M., Lim E. 2004. Effects of Temperature and Salinity on *Vibrio vulnificus* Populations Dynamics as Assessed by Quantitative PCR. Appl Env Microbiol.70(9):5469-76.

Söderhäll, K., Cerenius, L., Johansson, M.W. 1996. In new directions in Invertebrate Immunology. Söderhäll, K., Iwanaga, S., Vasta, G. R., eds. SOS Publications, Fair Haven, N.J. p.229-53.

Zhang, P., Zhang, X., Li, J., Huang, G. 2006. The effects of body weight, temperature, salinity, pH, light intensity and feeding condition on lethal DO levels of whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). Aquaculture, , 256: 579-587.

Madigan M. T., Martinko, J. M., Parker, J. 1998. Biología de los microorganismos, octava edición, Ed. Prentice Hall, España. p.p 706.

Boyd C. E., Tucker C. S. 1998. Pond aquaculture water quality management. Ed. Kluwer Academic Publishers, Estados Unidos de América. p.p 75-108.

Vargas F., Higuera I., Jiménez F., Hernández J., Gollas T., Yepiz G. 1996. Posibilidades de estimulación del camarón a través del alimento. Análisis de nutrición Acuícola III. Memorias del Tercer Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. p. 433-9.

Yanling W., Ji-Dong G. 2005. Influence of temperature, salinity and pH on the growth of environmental *Aeromonas* and *Vibrio* species isolated from Mai Po and the Inner Bay Nature Reserve Ramsar Site of Hong Kong. J Basic Microbiol.1(45):83-93.

EVALUACIÓN DE 8 PARES DE OLIGONUCLEOTIDOS PARA EL DIAGNÓSTICO DEL VIRUS DE LA MANCHA BLANCA (WSSV) EN CAMARONES

Encinas-García, Trinidad^{1,2}, Coronado-Molina, Daniel¹ y Hernández-López, Jorge¹

¹CIBNOR, S. C., Unidad Sonora, Campus Hermosillo, Hermosillo, Sonora.

²Instituto Tecnológico del Valle del Yaqui, Vacum, Sonora

INTRODUCCIÓN

El principal problema que enfrenta actualmente la camaricultura en México y gran parte del mundo es la infección y mortalidad de los organismos causada por virus, como lo es el caso del Virus del Síndrome de La Mancha Blanca (WSSV, por sus siglas en inglés) que llega a causar hasta la pérdida total del cultivo.

En México desde 1999 se tiene la presencia de este virus en los cultivos de camarón y ha causado pérdidas económicas considerables (Maldonado *et al.*, 2004). La industria del cultivo de camarón tiene ingresos estimados de 350–400 millones de dólares, sobrepasando la extracción silvestre en más de un 50% (Gutiérrez, 2006).

Debido a que la infección por WSSV no puede curarse, la única alternativa es la prevención. Sin embargo, se requiere de un diagnóstico oportuno mediante técnicas sensibles y certeras. En la actualidad el diagnóstico de WSSV por Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR, por sus siglas en inglés) en México se ha basado en el uso de oligonucleótidos comerciales y la utilización de oligonucleótidos de diseño propio a pesar de que existen una gran cantidad de oligonucleótidos para el diagnóstico de WSSV, en México comúnmente se presenta un problema generado porque los laboratorios de diagnóstico, que basan su análisis en la técnica de PCR no se han puesto de acuerdo sobre los mejores oligonucleótidos a usar. Sin embargo, es probable que no solamente un par de oligonucleótidos sea el que mejor funcione sino un grupo de ellos que pueda ser usado para el diagnóstico de WSSV y evitar seguir dependiendo de los kits

comerciales. Por esta razón, en este trabajo se probó la eficiencia de amplificación de al menos 8 oligonucleótidos para el diagnóstico del virus de la mancha blanca (WSSV), por PCR.

METODOLOGÍA

El material y reactivos utilizados en los bioensayos, y en las reacciones de PCR fueron de grado Biología Molecular, adquiridos comercialmente. Los camarones utilizados (*Litopenaeus vannamei*) fueron del área de Bioensayos del Laboratorio de Análisis Integral Acuícola (LAIA), del CIBNOR S. C. – Unidad Sonora, campus Hermosillo. Los oligonucleótidos seleccionados o considerados para el estudio fueron: WSDX Fw/Rv, 146 Fw/Rv, WS Fw1/Rv1, Hmwssv142 Fw/Rv, Rout Fw/Rv, Hmwssv163 Fw/Rv, Maric Fw/Rv, WS Fw2/Rv2, así como los oligonucleótidos comerciales.

La Hemolinfa se extrajo de la región ventral del camarón con anticoagulante (20mM de EDTA), se separó el paquete celular por centrifugación a 800 g durante 10 min. y la extracción del DNA genómico se realizó usando una matriz de afinidad (GeneClean Bio101, inc.). La reacción de PCR se realizó utilizando una mezcla de reacción que incluye nucleótidos, polimerasa y MgCl₂ (Ready to Go Amersham Biosciences, 407513-PLT) y la amplificación del DNA se realizó en un termociclador Techne Inc. modelo TC-312 y el resultado se visualizó mediante electroforesis en geles de Agarosa pre-fabricados con Sybr Safe (E-Gel, Invitrogen) y fotografiados en un sistema de fotodocumentación (Kodak 1D Image Analysis Software). Para algunos

experimentos se utilizó PCR en Tiempo Real (qPCR) utilizando un equipo Corbett Research Roto Gene RG-3000.

RESULTADOS

La siguiente tabla muestra las condiciones de amplificación usadas para la PCR.

Tabla 1. Condiciones de amplificación para

Condiciones De Reacción	Temp.	Tiempo	No. De Ciclos
Desnaturalización	95° C	5 min.	1
Desnaturalización	94° C	30 seg.	35
Alineación	60° C	30 seg.	35
Extensión	72° C	1 min.	35
Extensión final	72° C	5 min.	1

WSSV

Cuando se analizaron muestras positivas a WSSV usando 8 pares de oligonucleotidos no comerciales, solamente se obtuvo amplificación con 7. Los resultados pueden observarse en la Figura 1.

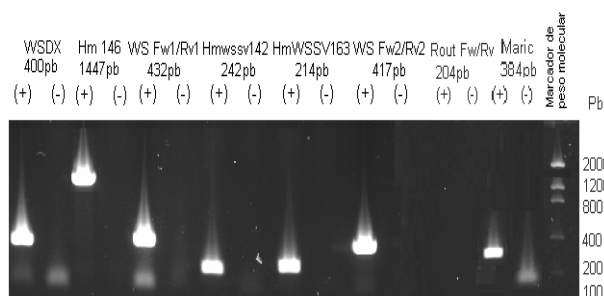


Figura 1. Amplificación con 8 oligonucleotidos diferentes

De los oligonucleotidos que amplificaron, se eligieron 3 en base a su tamaño para generar un sistema que permitiera aumentar la eficiencia de la detección de WSSV. Para este fin se usaron los oligonucleotidos Hm146, WSDx y Hm142 que amplifican fragmentos de 1447, 400 y 242 pb respectivamente (Figura 2).

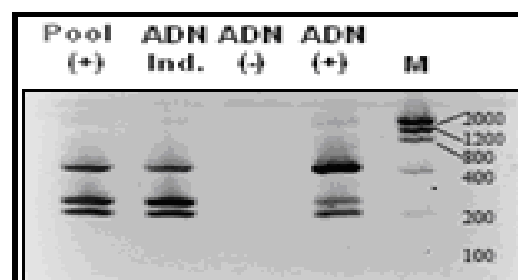


Figura 2. Amplificación de DNA utilizando la mezcla de oligonucleotidos (Hm142; WSDX; Hm 146)

Para comprobar si la reacción de PCR se realizó correctamente se hace una curva de análisis de Melting, porque los fragmentos amplificados de diferentes tamaños y secuencias se desnaturalizan a diferentes temperaturas (Invitrogen Corporation, 2007) en base a esto se realizó un análisis de disociación (melting) de los productos de PCR, utilizando un termociclador de tiempo real, apreciándose los picos de fluorescencia generados por los fragmentos obtenidos (Figura 3).

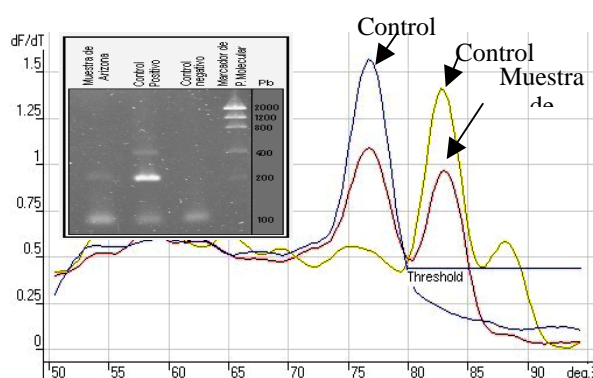


Figura 3. Melting de Muestra Positiva y negativa usando la mezcla de Oligonucleotidos

Se usó Syber Green como marcador fluorescente. En la gráfica anterior se muestran los resultados de la electroforesis en gel contra el análisis de

Melting donde el primer pico corresponde al ADN negativo y los dos siguientes picos de fluorescencia son del ADN positivo y muestras donadas por la Universidad de Arizona respectivamente, lo cual comprueba que los productos de PCR de diferente longitud y diferentes secuencias se desnaturalizan a diferentes temperaturas.

DISCUSIÓN

En esta investigación se cumplieron las normas que deben ser seleccionadas según Lozada (1997), para el diseño de los oligonucleótidos. Se encontró que todos los oligonucleótidos amplifican con las mismas condiciones que los comerciales. De acuerdo a los resultados, los oligonucleótidos propuestos por Rout no lograron amplificar ninguna de las muestras probadas.

Uno de los problemas del PCR convencional o del anidado es que se amplifica solamente un fragmento del genoma del patógeno. Mientras se aumenta la cantidad de sitios buscados, la certeza del diagnóstico será mayor. Debido a esto, la idea de mezclar al menos 3 diferentes oligonucleótidos que amplifican 3 fragmentos diferentes del genoma de WSSV, generó mayor certeza en el resultado. Además, un par de oligonucleótidos usados (Hm142) está diseñado en base a una secuencia de WSSV recuperado, clonado y secuenciado de camarones infectados artificialmente en nuestro laboratorio, usando un aislado de WSSV de México. Aunque no se tiene la certeza de que existan "cepas" diferentes del virus en México, la inclusión de estos oligonucleótidos disminuye la posibilidad de obtener falsos negativos en los diagnósticos de camarones cultivados en nuestro país.

CONCLUSIÓN

El sistema de PCR usando 3 pares de oligonucleótidos que amplifican diferentes regiones del genoma de WSSV presenta ventajas importantes sobre los PCR convencionales. Esto es, aumento en la certeza del resultado y aumento en la sensibilidad debido a la inclusión de oligonucleótidos que amplifican un fragmento de bajo tamaño (242 pb) diseñado en base a aislados de WSSV en México.

La secuencia que amplifican los 3 primers fue encontrada en los diferentes genomas reportados del virus de mancha blanca; lo cual, disminuye la posibilidad de obtener falsos negativos en los diagnósticos de camarones cultivados en nuestro país.

LITERATURA CITADA

Cultek soluciones QPCR–2006. Protocolos y técnicas, (). [<http://www.cultek.com/inf/otros/soluciones/Soluciones-Q-PCR-Introduccion.pdf>]. Para más información: www.cultek.com.

Gutiérrez V. M. 2006. Reporte técnico – económico del cultivo de camarón en México. Industria acuícola, Vol. 2 No. 3 10p.

Lozada M. M. 1997. Desarrollo de la técnica de Reacción en Cadena de la Polimerasa. [<http://www.monografias.com/trabajos11/tamau/tamau.shtml>]. [03 de septiembre de 2006].

Maldonado M., Rodríguez J. y Blass I. 2004. El camarón de cultivo frente al WSSV, su principal patógeno., [<http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=p&c=160>]. Revista AquaTIC, n° 21, pp. 78-91.

CONTENIDO

BACTERIAS DE PECES QUE AFECTAN LA SALUD HUMANA

Maria de la Paz Tijerina Fernando Jiménez Guzmán y Feliciano Segovia Salinas
Universidad Autónoma de Nuevo León

PÁGS.

1

CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA DEL CAMARÓN BLANCO *Litopenaeus vannamei* CULTIVADO EN JAULAS FLOTANTES EN MÉXICO

Martha Zarain Herzberg, Rodolfo Rodríguez C., Fabio Montoya M, Evin Real S. y Rosario Pacheco M.
Centro de Ciencias de Sinaloa

5

FACTORES FÍSICOS, QUÍMICOS Y BACTERIAS DEL GÉNERO *Vibrio* spp. EN LA CAMARONICULTURA

Norberto Vibanco Pérez, Jorge Gutiérrez Franco y Ma. de Jesús Durán Avelar
Universidad Autónoma de Nayarit

12

EVALUACIÓN DE 8 PARES DE OLIGONUCLEOTIDOS PARA EL DIAGNÓSTICO DEL VIRUS DE LA MANCHA BLANCA (WSSV) EN CAMARONES

Encinas-García, Trinidad^{1,2}, Coronado-Molina, Daniel¹ y Hernández-López, Jorge¹¹ CIBNOR, S. C., Unidad Sonora, Campus Hermosillo, Hermosillo, Sonora.

²Instituto Tecnológico del Valle del Yaqui, Vacum, Sonora

20

COMITÉ EDITORIAL

M. EN C. VÍCTOR MANUEL ARRIAGA HARO
DIRECTOR DE FOMENTO ACUÍCOLA
CONAPESCA-SAGARPA

M. EN C. MARTHA RODRÍGUEZ GUTIÉRREZ
DR. JORGE CÁCERES MARTÍNEZ
ING. FRANCISCO NIETO SÁNCHEZ

RESPONSABLES DE EDICIÓN

MARTHA RODRÍGUEZ GUTIÉRREZ
COORDINADORA DE LA RED DE DIAGNÓSTICO
UAM—XOCHIMILCO

DENISE CONTRERAS GARCÍA
ARACELI CORTÉS GARCÍA
ANA KARINA RODRÍGUEZ VICENTE
UAM—XOCHIMILCO

DIRECTORIO

SECRETARÍA DE AGRICULTURA, GANADERÍA, DESARROLLO RURAL, PESCA Y ALIMENTACIÓN (SAGARPA)

ING. ALBERTO CÁRDENAS JIMÉNEZ
SECRETARIO DE LA SAGARPA

ING. RAMÓN CORRAL ÁVILA
COMISIONADO NACIONAL DE ACUACULTURA Y PESCA

M. EN C. VÍCTOR M. ARRIAGA HARO
DIRECTOR GENERAL DE ORGANIZACIÓN Y FOMENTO

ING. FRANCISCO NIETO SÁNCHEZ
DIRECTOR DE FOMENTO ACUÍCOLA Y PESQUERO

BIOL. JUAN ANTONIO PÉREZ HERNÁNDEZ
DIRECTOR DE INTEGRACIÓN DE CADENAS PRODUCTIVAS

BIOL. MAURICIO CORTÉS HERNÁNDEZ
DIRECTOR DE FOMENTO E INCENTIVOS A LA PRODUCCIÓN

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

DR. JOSÉ LEMA LABADIÉ
RECTOR GENERAL

DR. CARLOS RICARDO SOLÍS GONZÁLEZ
SECRETARIO GENERAL

DR. CUAUHEMOC V. PÉREZ LLANAS
RECTOR DE LA UNIDAD XOCHIMILCO

LIC. HILDA ROSARIO DÁVILA IBAÑEZ
SECRETARIA DE LA UNIDAD XOCHIMILCO

DR. SALVADOR VEGA Y LEÓN
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

DRA. PATRICIA E. ALFARO MOCTEZUMA
SECRETARIA ACADÉMICA

M. EN C. MARTHA RODRÍGUEZ GUTIÉRREZ
LABORATORIO DE REPRODUCCIÓN GENÉTICA Y SANIDAD ACUÍCOLA

DIRECTORIO DE INSTITUCIONES PARTICIPANTES EN LA RED DE DIAGNÓSTICO

Universidad Autónoma de Nayarit (UAN)
Dr. Norberto Vibanco Pérez
e-mail: nvivanco@nayar.uan.mx
Tel: 01(311) 51 21 18 800

Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL)
Centro Nacional de Sanidad Acuicola
Dr. Fernando Jiménez Guzmán
Tel/Fax. 01(818) 359 35 77
e-mail: toxicologiacuatica@hotmail.com

Universidad de Sonora (USON)
Dr. Marco Antonio López
Tel. 01 (662) 259 21 97
e-mail: malopez@guayacan.uson.mx

Universidad Autónoma de Tamaulipas (UAT)
Dr. Gabriel Aguirre Guzmán
Tel. 01 (834) 312 50 78
e-mail: gabaguirre@uat.edu.mx

Universidad Autónoma del Estado de México (UAEM) CIESA
M. V. Z. Fernando Vega Castillo
Tel. 01(722) 296 55 55
e-mail: mvzlfvc1@yahoo.com.mx

Instituto Tecnológico de Sonora (ITSON)
Dr. José Cuauhtémoc Ibarra
Tel: 01(644) 410 09 00 Ext. 2100-04
e-mail: jibarra@itson.mx

Universidad Autónoma de Chihuahua (UACH)
Dr. Gilberto Erosa de la Vega
Tel. 10 (614) 414 44 92
e-mail: gerosa@uach.mx

Centro de Ciencias de Sinaloa (CCS)
Dra. Martha Zarain Herzberg
Tel. 01(667)712 29 39
e-mail: martha@computo.ccs.net.mx

Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR)
Dr. Jorge Hernández López
Tel. 01(622) 221 22 37 Ext.23
e-mail: jhlopez04@cibnor.mx

Universidad de Occidente (UDO)
Dra. Josefina Audelo del Valle
Tel. 01 (668) 816 10 00
e-mail: jaudelo@mochis.ccs.net.mx

Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD)
M. en C. Leobardo Montoya
Tel. 01(669) 988 01 57
e-mail: montoya@victoria.ciad.mx

Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE)
Dr. Jorge A. Cáceres Martínez
Tel. 01(646)174 50 50 ext. 244 44
e-mail: jcaceres@cicece.mx

Centro de Investigación y Estudios Avanzados del I. P. N Unidad Mérida (CINVESTAV)
Dr. Víctor Manuel Vidal Martínez
Tel: 01(999) 98 12 960
e-mail: vidal@km.cleamer.conacyt.mx

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco (UAM-X)
M. en C. Martha Rodríguez Gutiérrez
Tel. 01 (55) 54 83 74 94
e-mail: rogm0211@correo.xoc.uam.mx

Consúltenos en: <http://www.xoc.uam.mx/pronalsa>

NOTA: Invitamos a nuestros lectores a enviarnos artículos sobre temas de interés de Sanidad Acuicola, así como sus sugerencias, acerca de este boletín a: Ing. Francisco Nieto. Av. Camarón Sábalo s/n Esq. con tiburón, Col. Sábalo Country. C. P. 82100, Mazatlán, Sinaloa México. e-mail: fnietos@conapesca.sagarpa.gob.mx y/o M. en C. Martha Rodríguez Gutiérrez, Dpto. El Hombre y su Ambiente. Universidad Autónoma Metropolitana - Unidad Xochimilco. Calzada del Hueso 1100. Col. Villa Quietud. Del. Coyoacán, C. P. 04960, México D. F. e-mail: rogm0211@correo.xoc.uam.mx