

Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnóstico

DICIEMBRE 2003

Año. 6 Volumen. 4 Número. 24



Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA
XOCHIMILCO



GUSANOS PERFORADORES DE LOS GÉNEROS POLYDORA Y BROCCARDIA Y SU IMPACTO EN EL CULTIVO DE MOLUSCOS

Jorge Cáceres Martínez

Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, B. C.

Introducción

En todas las áreas en donde se han establecido cultivos de moluscos bivalvos y gasterópodos, tarde o temprano se comienzan a detectar orificios y canales sobre la concha, dentro de los cuales se observa un pequeño gusano. Cuando se analizan las conchas por dentro, además de los canales, se pueden observar ampollas, mismas que al pincharse despiden un olor desagradable. La presencia de estos gusanos puede convertirse en un verdadero problema haciendo las conchas quebradizas con lo que se dificulta su manejo y se favorece la entrada de depredadores. En diversas partes del mundo se han registrado mortalidades importantes que se han asociado a este gusano y que han supuesto pérdidas económicas millonarias. Actualmente cualquier productor relacionado con el cultivo de moluscos bivalvos y gasterópodos, se ve en la necesidad de mantener a sus cultivos libres de este organismo, para lo cual requiere, no solo del conocimiento sobre la biología del gusano, sino también de los alcances y posibilidades de erradicación del mismo.

Gusanos perforadores

Entre los gusanos anélidos, se encuentran los poliquetos, y dentro de ellos, existe un grupo conocido como "complejo de polidóridos" o "complejo polydora-brocardia". Estos gusanos pertenecen a la familia Spionidae y está conformado por una amplia variedad de especies estrechamente relacionadas, ya que todas ellas se caracterizan por poseer el 4° ó 5° setígero modificado (Fig. 1). Dentro de los géneros *Polydora* y *Brocardia* hay

un gran número de especies que son capaces de perforar sustratos calcáreos, incluyendo las conchas de moluscos bivalvos y gasterópodos de importancia comercial, tales como ostiones, almejas, mejillones y abulones. Estos gusanos, que pueden alcanzar una talla de entre 5 a 40 mm y de 0.5 a 2 mm de ancho, viven en un tubo dentro de un orificio perforado en la concha del hospedeiro con dos aberturas al exterior.

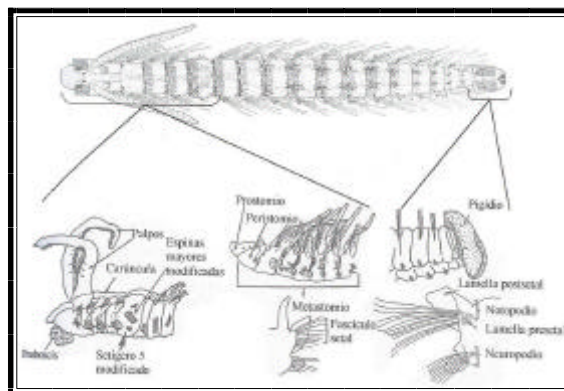


Figura 1. Anatomía general de un poliqueto perforador del género *Polydora* de la familia Spionidae, donde se aprecia el setígero modificado

Distribución

Las especies de los géneros *Polydora* y *Brocardia* se distribuyen en todo el mundo, habitan en esteros, lagunas costeras, bahías, zona intermareal de costas expuestas y protegidas, y en el fondo del mar abierto a grandes profundidades. Son especies de un alto potencial biológico lo que les permite colonizar ambientes muy diversos.

Reproducción y ciclo de vida

Los polidóridos perforadores tienen reproducción sexual y asexual, la reproducción sexual ocurre en primavera y verano cuando hay incrementos de temperatura, la duración del período reproductivo varía dependiendo de la especie y la zona geográfica donde se encuentre y algunas especies se pueden reproducir varias veces por estación. Las hembras pueden producir de 8 a 45 cápsulas ovígeras que llegan a contener a con-

ner de 40 a 100 embriones dependiendo de la especie. El macho libera paquetes de esperma que la hembra introduce dentro del tubo en donde se libera y se realiza la fecundación, en otros casos el esperma es liberado cerca de los túbulos de las hembras hacia donde es arrastrado por las corrientes respiratorias para la fecundación. La vida sexual de los polidóridos puede ser de uno a dos años.

El ciclo de vida general de estos gusanos toma de unas 4 a 6 semanas (Fig. 2) dependiendo de la especie y de las condiciones ambientales para su desarrollo. El embrión se forma después de 24 horas de haberse realizado la fecundación y a las 48 horas el embrión ya se ha desarrollado para que a las 72 horas, se observe una larva temprana con un setígero; posteriormente, a las 96 horas, aparece una larva temprana con tres setígeros, se rompe la cápsula y las larvas se liberan para nadar activamente y comenzar a alimentarse hasta que comienza la metamorfosis, es entonces cuando se desarrolla una larva tardía con tres setígeros. De 5 a 10 días después, la larva cuenta ya con nueve setígeros y después de otro período similar, se desarrollan de doce a catorce setígeros y cuando la larva cuenta con 17 setígeros, se da el asentamiento y la metamorfosis. Para asentarse, la larva se posa en las grietas, huecos y líneas de crecimiento de su hospedero, ya que estas irregularidades le brindan protección.

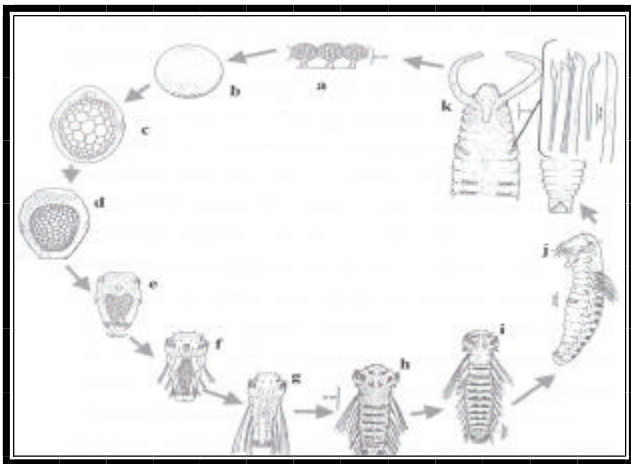


Figura 2. Ciclo de vida de un poliqueto del género *Polydora*. a) Cápsulas con huevecillos, b) Huevecillo, c) Larva sin setígeros vista ventral, d) Larva tardía sin setígeros, e) Larva temprana con un setígero, f) Larva temprana con tres setígeros, g) Larva tardía con tres setígeros, h) Larva con nueve setígeros, i) Larva con doce setígeros, j) Larva con catorce setígeros, k) Juvenil metamorfozido, pígidio y seta del quinto setígero modificada (Blake, 1969)

Regeneración

Los polidóridos poseen capacidad de regeneración

de segmentos de su cuerpo, a este proceso de reproducción asexual se le conoce como arquitomía, cuando segmentos individuales de un organismo pueden regenerar al organismo completo y la parantomía que es la división del cuerpo y la regeneración de un nuevo individuo, en este caso, una de las mitades del cuerpo puede permanecer unida a la primera mientras se de la regeneración. Se ha observado experimentalmente que *Polydora websteri* regenera las setas del quinto segmento con facilidad y justamente son estas setas las que ayudan a la perforación de la concha del hospedero. Por otro lado, los estudios realizados por el laboratorio se ha observado que *Polydora sp. nov.* asociado a la almeja arenera *Chione fluitifraga* es capaz de regenerar un organismo completo a partir de la parte anterior o cabeza, la parte media o tronco y de la parte posterior o pígidio (Tabla 1) el organismo se regenera completamente en un período de 32 a 40 días. Esta extraordinaria capacidad de regeneración tiene un efecto dramático en la supervivencia de la especie y en la recolonización de sustratos, sobre todo en condiciones de cultivo y manejo inadecuado del mismo como se verá más adelante.

Tabla 1. Eventos de regeneración de segmentos de *Polydora sp. nov.* (Tinoco, 2001)

Sección	Cicatrización	Aparición de protuberancia	Estructura regenerada	Estructura regenerada tamaño normal
Anterior (Cabeza)	2 – 3 días	4 días	6 – 7 días	32 – 36 días
Media Cabeza	2 – 3 días	9 – 12 días	21 – 26 días	34 – 40 días
Tronco Pígidio	2 – 3 días	4 días	6 – 7 días	32 – 36 días
Posterior (Pígidio)	2 – 3 días	9 – 12 días	21 – 26 días	34 – 40 días

Proceso de perforación de la concha y efecto en el hospedero

Una vez asentada, la larva y después de unos 4 días, forma el tubo de materia orgánica a partir de detritus colectados del ambiente externo con sus palpos y presionando alrededor para la formación del tubo, la secreción de mucus por el cuerpo del poliqueto le sirve para unir los detritus encontrados. Una vez que el tubo exterior cubre al joven poliqueto, este comienza a excavar sobre la concha del hospedero, esta perforación la realiza con la ayuda de la producción de una sustancia viscosa (probablemente enzimas como la fosfatasa ácida, anhidrasas carbónicas o proteasas) la cual disuelve las matrices orgánicas interprismáticas e interlaminares y disuelven los cristales expuestos de calcita,

el orificio se forma entonces por disolución química de la concha y por el uso de sus setas (del 5º setígero) y palpos para expulsar los restos de concha al exterior.

El tubo, que está conformado con materia orgánica, en algunos casos puede emerger de la concha del hospedero formando chimeneas de hasta 5 milímetros de longitud, por las cuales se asoma el gusano (Fig. 3), que con la ayuda de sus palpos, se alimenta de microalgas, protozoos, larvas de invertebrados, heces fecales, detritus y bacterias. El tubo exterior de materia orgánica se puede destruir por la abrasión que sufre el mismo al estar expuesto al ambiente o cuando el hospedero (en el caso de algunos bivalvos) se entierra en la arena; sin embargo, el poliqueto puede reemplazar este tubo inmediatamente. Hacia la concha, la perforación generalmente tiene forma de "U" comunicándose con el exterior mediante ambos extremos, uno para alimentarse, y el otro para expulsar los detritos compactados y desechos. La forma y tamaño de estos orificios varía según la especie de gusano perforador y puede ser desde la forma típica de "U", forma de "pera", ramificación simple o de múltiples ramificaciones (Fig.3). Estas perforaciones pueden entrecruzarse dando como resultado una concha quebradiza. Cuando estas perforaciones alcanzan la cara interna de la concha y llegan hasta el manto del hospedero, éste secreta capas de conchiolina y calcita para aislar al gusano formando una pequeña ampolla. En algunas ocasiones, los poliquetos pueden alcanzar la cara interna de la concha, reptando entre esta y el manto, favoreciendo la formación de una ampolla de mayor tamaño.

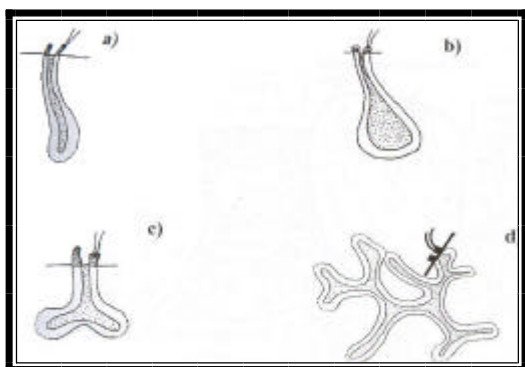


Figura 3. Representación esquemática de las diversas formas de túbulos de gusanos perforadores. a) Forma de "U" de *Polydora ciliata*, b) Forma de "pera" de *Polydora websteri*, c) Ramificación simple de *Polydora websteri*, d) Ramificaciones múltiples de *Polydora concharum* (Blake y Evans, 1973)

Diagnóstico

El diagnóstico de la presencia de gusanos perforadores es una labor muy sencilla que puede ser realizada por los propios productores en el campo, simplemente se requiere de la observación de la con-

cha externa en búsqueda de pequeños orificios (1 a 2 mm de diámetro) y/o canales en formas serpenteantes o de "U"; en estos orificios y canales es posible apreciar al gusano. Si el molusco se deja en un recipiente con agua de mar, al poco tiempo se podrán ver los palpos extendidos del gusano. Una vez retirado el tejido blando, es posible ver pequeños puntos oscuros en la cara interna de la concha, estos puntos son depósitos de conchiolina para sellar el orificio provocado por el gusano; también, se pueden observar puntos o canales que son más aparentes a contra luz si la concha es delgada. En otros casos, además de canales y orificios se pueden apreciar ampollas de mayor tamaño que al pincharse despiden un olor característico. Estas observaciones pueden ser más finas con la ayuda de una lupa de campo. Para un análisis más detallado, es necesario llevar las conchas al laboratorio en donde, con la ayuda de un microscopio estereoscópico, es posible ver con toda claridad las perforaciones y canales. Si se quiere ver la estructura de los canales al interior de la concha, se pueden usar Rayos X.

La extracción de los gusanos para su identificación se facilita fraccionando la concha con la ayuda de pinzas, en nuestra experiencia, éste es el método más efectivo. Los animales pueden conservarse en alcohol al 70% para su posterior identificación, misma que es laboriosa y requiere de claves especializadas.

Efecto negativo sobre el hospedero y la producción acuícola

El efecto negativo de estos gusanos sobre su hospedero, se manifiesta cuando la cantidad de gusanos sobre el hospedero es elevada, de otra manera su efecto pasa desapercibido como el de cualquier otro epibionte (esponjas, algas calcáreas, briozoarios, etc.). Como se ha visto, la formación de canales en la concha puede llegar a hacerla quebradiza, aún sin alcanzar la cara interna de la misma, es entonces cuando el hospedero queda más vulnerable a la acción de depredadores, tales como cangrejos, gasterópodos, aves marinas, estrellas de mar etc. Además, una concha con perforaciones o roturas queda más vulnerable a los cambios ambientales, especialmente si el hospedero se encuentra en la zona de entre mareas donde queda expuesto al aire durante ciertos períodos de tiempo. Desde el punto de vista comercial, los organismos infestados se rompen fácilmente lo que representa pérdidas durante el manejo. En el caso de almejas infestadas (Fig. 4) que se usan para el enlatado es prácticamente imposible impedir que restos de concha queden entre el tejido blando lo que resulta en un enlatado con arenilla que es rechazado en el mercado. En el caso del ostión, el mal aspecto de las conchas infestadas puede ser un motivo de rechazo para su consumo en fresco.

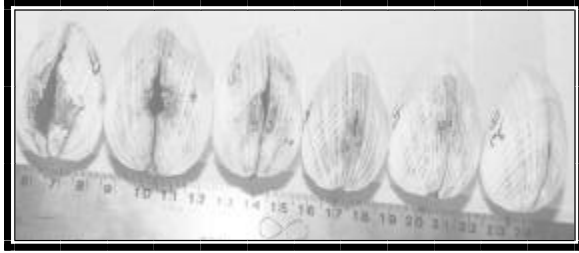


Figura 4. Almeja arenera, *Chione fluctifraga* mostrando diversos grados de infestación por *Polydora* sp

Por otro lado, si las perforaciones llegan a la cara interna de la concha, pueden llegar a tener contacto con el tejido muscular del molusco, llegando incluso a erosionarlo. Estas condiciones favorecen el establecimiento de bacterias oportunistas (vibrios) que provocan infecciones que pueden llegar a matar al hospedero. En otras ocasiones, el debilitamiento del músculo del hospedero resulta en dificultades para cerrar las valvas, lo que hace al hospedero, como en el caso de conchas quebradizas, más vulnerable a los depredadores y cambios ambientales (desección, cambios de temperatura, etc.). Desde el punto de vista comercial, una concha con su cara interna llena de pequeños puntos oscuros (pequeñas ampollas) pierde valor comercial y, si las ampollas son grandes pueden romperse durante el proceso de comercialización o consumo en fresco, desprendiendo un olor desagradable resultado del sulfuro de hidrógeno que se acumula por la descomposición de materia orgánica en dichas ampollas. Por esta razón, a los poliquetos perforadores se les conoce también como gusanos ampolla o gusanos de lodo.

Ya sea el destinar energía metabólica para aislar las perforaciones provocadas por los gusanos, o para combatir bacterias oportunistas o reparaciones de la concha, o resistir a depredadores y cambios ambientales, una infestación severa de polidóridos representa un gasto energético que tiene sus consecuencias en el desarrollo y aún en la supervivencia del hospedero; desde el punto de vista comercial se obtienen menores tasas de crecimiento y la mortalidad aumenta con la consecuente pérdida económica.

A pesar de estos efectos negativos, los poliquetos perforadores no son verdaderos parásitos, ya que no se alimentan directamente de su hospedero y pueden vivir en sustratos calcáreos inertes o en el fango. Sin embargo, aún siendo comensales epibiontes, como se ha visto, cuando se encuentran en grandes cantidades, pueden tener un efecto similar al que provoca un verdadero parásito.

Curiosamente, la actividad acuícola ha contribuido enormemente a la dispersión de los polidóridos alrededor del mundo y a su establecimiento en los cultivos comerciales. Esto se debe a varios factores fundamentales:

- 1.- Transferencia indiscriminada de especies de interés comercial entre regiones, países y localidades sin un control sanitario.
- 2.- Ignorancia sobre la carga de epibiontes y sus consecuencias en moluscos bivalvos y gasterópodos.
- 3.- Mantenimiento de altas densidades de cultivo.
- 4.- Carencia o deficiencias en el manejo sanitario del cultivo (manejo de conchas y artes de cultivo).

Mecanismos de control, alcances y posibilidades de erradicación

El control de estos gusanos perforadores se ha intentado desde el inicio del cultivo de moluscos a escala comercial en el mundo. Generalmente, el productor, quien es el más interesado en el control de estos animales tiende, inicialmente, a menospreciar el problema. Posteriormente, cuando el problema aumenta, se piensa que existe un tratamiento práctico y sencillo para erradicarlo; sin embargo, esto no siempre se cumple.

Se han desarrollado varios tratamientos para controlar y erradicar a los gusanos perforadores de los cultivos comerciales de moluscos, lamentablemente ninguno de ellos es 100% efectivo. Entre los tratamientos que se reportan en la literatura están los siguientes:

Un control efectivo de gusanos perforadores implica en primera instancia la prevención y un manejo adecuado del cultivo. Como se ha mencionado, los gusanos perforadores se distribuyen en todo el mundo, esto lleva a pensar que, en consecuencia, no es relevante preocuparse de introducir gusanos perforadores en diferentes localidades; sin embargo, es necesario saber que no todas las especies de gusanos perforadores son igualmente agresivas y/o resistentes a las condiciones de cultivo particular, por lo cual es indispensable conocer qué especies de gusanos perforadores son nativos de dicha zona y cuales no. De tal manera que es conveniente evitar la entrada de especies exóticas de gusanos perforadores en las zonas de cultivo.

Como se ha señalado, el ciclo reproductivo de los gusanos perforadores ocurre de manera general en primavera y verano, durante esta época es de esperarse un asentamiento masivo de larvas en los os

tiones que se están cultivando, si estos se encuentran disponibles, se tendrá una colonización masiva y pueden ser especialmente nocivos si se asientan en semillas o juveniles, por lo tanto si se conoce con precisión el ciclo reproductivo de los gusanos perforadores de las zonas de cultivo, se podrá planear las actividades de siembra y cosecha para minimizar este efecto. Este tipo de manejo es común en países como Nueva Zelanda.

Se sabe también que, los gusanos perforadores no son verdaderos parásitos, en realidad son epibiontes comensales, pero en grandes cantidades tienen un efecto nocivo en el hospedero, es decir, su efecto es denso dependiente, por lo tanto, si se disminuye el número de moluscos infestados en una zona de cultivo, se reducirá la población de gusanos, esto se puede lograr con inspecciones periódicas de la población para retirar ejemplares muy infestados. Por otro lado ya sabe que estos gusanos pueden habitar en las conchas de los moluscos, aún cuando el tejido blando ya no exista o el animal esté muerto, por tal motivo, si se devuelven las conchas al mar o no se da mantenimiento a la zona y arte de cultivo (rotación de artes, limpieza de fondos), se está promoviendo el incremento de la población de gusanos perforadores, ya que no solo hay sustratos para su colonización, sino que también se están devolviendo gusanos vivos enteros o en fragmentos al sistema. En este aspecto hay otro punto relevante, si se hace el lavado y cepillado de las conchas para su comercialización y estos desechos se regresan al mar, los gusanos perforadores que se han fragmentado durante el proceso, tiene la capacidad de regenerarse y convertirse en nuevos gusanos con lo cual, nuevamente, favorecemos su dispersión en el sistema.

Si se hace un recuento de los puntos anteriores, se observa que un manejo adecuado del cultivo puede resultar en un cultivo libre de gusanos perforadores, si a esto se suma las recomendaciones de cultivos suspendidos o en racas alejados del fondo en la zona intermareal se obtendrá un proceso natural de limpieza de epibiontes por desecación al aire incluyendo a los gusanos perforadores. Finalmente, se tiene a nuestra disposición diversos tratamientos como los que se muestran en la tabla 2 que pueden ayudar al control de los gusanos perforadores. Adicionalmente, se están estudiando y desarrollando nuevos métodos para la eliminación de los gusanos perforadores de la concha de sus hospederos que mejores herramientas para su control. Desde luego esto implica un esfuerzo y la capacitación y concientización del personal involucrado en el cultivo, desde la compra de semilla y reproductores, hasta el manejo de conchas y lavado del producto final para su comercialización.

Especie	Epibionte	Tratamiento	Efectividad	Referencia
<i>Crassostrea gigas</i>	<i>Polydora hoplura</i>	Exposición del hospedero a un baño en agua a 70°C por 40 seg.	No se indica	Nel et al., 1999
<i>Crassostrea gigas</i>	<i>Polydora</i> spp. <i>Brocardia</i> spp.	Baños de Fenol	Mejores resultados que la extracción mecánica	Handley, 1995
Ostiones	<i>Polydora</i> sp.	Secados periódicos al aire por 48 h.		
Ostiones	<i>Polydora</i> sp.	Inmersión en salmuera por 15 min. y secado al aire por 1 h.	Reduce el número de ampollas	
<i>Hallotis</i> sp.	<i>Polydora hoplura</i> <i>Brocardia knoxi</i>	Exposición al aire a 15-20°C por 2 a 4 h.	Reduce el número de gusanos hasta un 90% o más	
<i>Crassostrea virginica</i>	<i>Polydora websteri</i>	Inmersión en salmuera por 10 a 15 min y posterior secado al aire por 15 min	Elimina el 87% de los gusanos	MacKenzie y Shearer, 1961
<i>Crassostrea virginica</i>	<i>Polydora websteri</i>	Inmersión en salmuera por 1 min. y secado al aire por 2h.	Elimina el 87% de los gusanos	MacKenzie y Shearer, 1961
<i>Crassostrea</i> spp.	<i>Polydora</i> spp.	Cultivo suspendido en zona intermareal		Bower, 1994

Tabla 2. Algunos de los tratamientos para combatir a gusanos perforadores reportados en la literatura

Sumario de recomendaciones para el control de gusanos perforadores

- 1.- Determinar las especies de gusanos perforadores que habitan naturalmente en nuestras zonas de cultivo y evitar la entrada de especies exóticas exigiendo el certificado sanitario correspondiente cuando ingresamos semilla o reproductores a la zona provenientes de localidades desconocidas.
- 2.- Conocer el ciclo reproductivo de los gusanos perforadores de nuestra zona de cultivo y evitar la siembra de semilla y juveniles en épocas de asentamiento y planear cosechas anticipadas a esos eventos.
- 3.- Capacitar al personal involucrado en el manejo del cultivo para realizar inspecciones periódicas para retirar ejemplares infestados y conchas vacías del sistema.
- 4.- Favorecer el control natural de epibiontes mediante técnicas de cultivo en la zona de entremareas.

- 5.- No devolver las conchas vacías al sistema, estas deberán secarse y utilizarse en otras actividades (compactación de caminos, fertilizante, alimentos).
- 6.- Las aguas residuales de los procesos de lavado y cepillado del producto para mantenimiento y comercialización deben tratarse con agua dulce clorada para eliminar gusanos y fragmentos de los mismos, esto también ayuda en eliminar otros epibiontes y organismos no deseados.
- 7.- Los restos sólidos y orgánicos del proceso de lavado y cepillado deben secarse y no devolverse al sistema.
- 8.- Rotar las artes de cultivo para favorecer la limpieza natural de la zona de cultivo y eliminar el exceso de lodos y sustratos favorables al desarrollo de gusanos perforadores y otros organismos no deseados.
- 9.- Evitar el uso de tratamientos químicos (fenol, sustancias tóxicas), a moluscos infectados, en caso necesario, sólo aplicar tratamientos naturales adecuados al ambiente de cultivo.
- 10.- Capacitar al personal involucrado en el manejo a todos niveles, operativo y administrativo (uso de carteles y panfletos).

Las medidas anteriores deben ser implementadas por todas las granjas de cultivo que comparten zonas y regiones comunes.

LITERATURA CITADA

- Blake, J.A. 1969. Reproduction and larval development of *Polydora* from Northern New England (Polychaeta: Spionidae). *Ophelia*, 7: 1-63.
- Blake, J.A. y J.W. Evans. 1973. *Polydora* and related genera as borers in mollusks shells and other calcareous substrates (Polychaeta: Spionidae). *Veliger*, 15(3): 235-249.
- Bower, S.M., McGladdery, S. E. e I.M. Price. 1994. Synopsis of Infectious Diseases and Parasites of Commercially Exploited Shellfish: Shell-boring Polychaetes of Oysters. *Annual Review of Fish Diseases*, 4: 1-199.
- Cáceres-Martínez, J., P. Macías-Montes de Oca y R. Vásquez-Yeomans. 1998. *Polydora* sp. infestation and health of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* cultured in Baja California, NW Mexico. *Journal of Shellfish Research*, 17: 259-264.
- Cáceres-Martínez, J., Tinoco, G.D., Unzueta, B. M.L. y Gómez-Humarán, I.M. 1999. Relationship between the burrowing worm *Polydora* sp. and the black clam *Chione fluctifraga* Showerby. *Journal of Shellfish Research*, 18(1): 85-89.
- Handley, S.J. 1995. Spionid polychaetes in Pacific oysters, *Crassostrea gigas* (Thunberg) from Admiralty Bay, Marlborough Sounds, New Zealand. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 29: 305-309.
- Handley, S.J. 1997. Optimizing subtidal oyster production, Marlborough Sounds, New Zealand: spionid polychaete infestations, water depth and spat stunting. *Journal of Shellfish Research*, 16: 143-150.
- Handley, S.J. y P.R. Bergquist. 1997. Spionid polychaete infestations of intertidal Pacific oysters *Crassostrea gigas* (Thunberg), Mahurangi Harbour, northern New Zealand. *Aquaculture*, 153: 191-205.
- Lauckner, G. 1983. Diseases of Mollusca: Bivalvia. In: O. Kinne (ed.) *Diseases of Marine Animals. Volume II: Introduction, Bivalvia to Scaphopoda*. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg, p. 805-817.
- Light, W.J. 1978. Spionidae (Polychaeta; Annelida). En: W.L. Lee (ed.). *Invertebrates of the San Francisco Bay Estuary System*. Boxwood, Pacific Grove, California. 211 p.
- MacKenzie, C.L. y L.W. Shearer. 1961. Chemical control of *Polydora websteri* and other annelids inhabiting oyster shells. *Proceedings of the National Shellfisheries Association*, 50: 105-111.
- Nel, R., Coetzee, P.S. y G. Van Niekerk. 1996. The evaluation of two treatments to reduce mud Word (*Polydora hoplura* Claparède) infestation in commercially reared oysters (*Crassostrea gigas* Thunberg). *Aquaculture*, 141: 31-39.
- Tinoco-Orta, G.D. 2001. Infestación del poliqueto perforador *Polydora* sp. nov. en la almeja *Chione fluctifraga* (Showerby). Tesis de Maestría. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada. Ensenada, B. C. México. 97p.
- Tinoco-Orta, G.D. y Cáceres-Martínez, J. 2003. Infestation of the clam *Chione fluctifraga* by the burrowing worm *Polydora* sp. nov. in laboratory conditions. *Journal of Invertebrate Pathology*, 83: 196-205.

ESTRUCTURAS FLOTANTES TIPO JAULAS: UNA NUEVA TECNOLOGÍA PARA EL CULTIVO DEL CAMARON

Martha Zarain-Herzberg, Juan Santos-Machado, Rodolfo Rodríguez-Carvalho, Leonardo Leal-Portugal, Silvia López-Félix
Centro de Ciencias de Sinaloa

Introducción

En los últimos años la tendencia de la captura del camarón silvestre ha venido disminuyendo, en general en las áreas donde se efectúa la pesca ribereña, particularmente en forma alarmante en la bahía Santa María, en el municipio de Angostura, Sinaloa. De acuerdo a un análisis comparativo de datos estadísticos de la Secretaría de Agricultura Ganadería, Pesca y Alimentación (SAGARPA), Anuario estadístico 2002, en la temporada camaronera 2000-2001 las cooperativas ribereñas han capturado solo 4 mil toneladas de camarón, respecto a la anterior donde se capturó más de 8 mil toneladas (Fig. 1). El promedio histórico de capturas de camarón en estuarios y bahías oscilaba entre 7 y 8 mil toneladas, al parecer la presión pesquera a la que ha sido sometida la especie (camarón) ha rebasado el umbral de recuperación de las poblaciones explotadas.

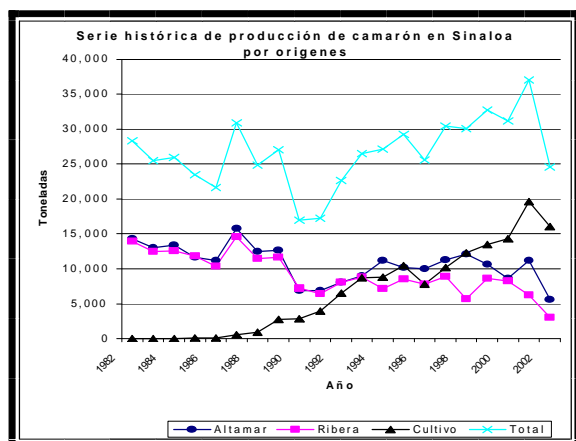


Figura 1. Comportamiento comparativo de la producción camaronera de Sinaloa, de altamar, estuarios y bahías, y de acuicultura, durante el periodo 1982-2002

El bajo volumen capturado en las últimas temporadas junto con las deudas adquiridas de varios años atrás a la fecha, por el sector ribereño, ha provocado una descapitalización de los pescadores. Dentro de la pesca ribereña de Sinaloa intervienen 140 cooperativas, en beneficio directo de cerca de 11,820 pescadores de 10 municipios.

Antecedentes técnicos

México por sus características geográficas, oceanográficas, hidrológicas, orográficas y climáticas propician las condicionales naturales para el crecimiento del camarón.

La explotación del camarón comienza a tomar importancia en los años 30 cuando se detecta el camarón de aguas protegidas y comienza a pescarse con lanchas (pangas). De la década de los años 30 a los años 50, predominó la actividad extractiva. En muchas pesquerías mundiales ha declinado drásticamente la producción en los últimos 20 años. Japón ha reportado que las capturas en sus pesquerías han caído más del 35%. En el noreste de Estados Unidos el Servicio de Nacional de Pesquerías Marinas ha documentado sistemáticamente una baja en la tendencia del tamaño de muchas poblaciones de las principales especies marinas en los últimos treinta años. En respuesta a estas disminuciones alarmantes se han implementado estrategias de restricción de estas actividades de extracción. Los resultados a largo plazo de estas medidas deberían ser recobrar los stocks perdidos (Fisheries Department Food and Agriculture, 1998).

También en las aguas territoriales mexicanas se ha observado un decremento paulatino de las capturas de alta mar, aunado a baja producción en aguas protegidas, aunque parte de esta producción es capturada en el mar. Por otro lado, la producción derivada de la acuicultura ha experimentado un constante incremento, desde que se inició la actividad.

A partir de los primeros proyectos de granjas acuícolas, el desarrollo de la acuicultura se aceleró. Para el año 2002, Sinaloa contaba con 396 granjas en operación, con una producción anual del orden de las 18,000 toneladas de camarón cultivado (SAGARPA, 2002). Esta actividad genera alrededor de 7,000 empleos directos en Sinaloa y es uno de los principales estados productores de camarón, aporta alrededor de 33% del camarón por captura ribereña y de altamar, y el 48% por cultivo de camarón en granjas. Por la exportación del camarón ingresan alrededor de 400 mil millones de dólares al año.

Sin embargo ahora algunos factores ahora limitan el crecimiento de la camaronicultura en Sinaloa como la tecnología de producción (postlarvas, ciclos de cultivo), infraestructura y ordenamiento de la actividad, oferta y demanda (comercialización) y la sanidad (desarrollo de enfermedades).

Actualmente se conocen diferentes enfermedades virales en camarón cultivado. La mayoría de estas fueron descubiertas por provocar altas mortalidades en los sistemas acuícolas de producción comercial representando una importante pérdida financiera para los productores debido a que los organismos enfermos no crecen y mueren prematuramente (Lightner, 1996).

En México se han detectado la presencia de los virus: REO, LOVV, BP, HPV, IHHNV, TSV y recientemente el WSSV. Los últimos cuatro virus son los de que han tenido mayor impacto en la industria camaronícola mexicana. En el continente americano,

los principales problemas han sido originados por los virus IHNV, TSV y WSSV que han ocasionado serias epizootias en Centro América y México (Lightner, 1996).

Proponemos como una alternativa a la tecnología actual de cultivo del camarón de granja en Sinaloa un plan piloto de cultivo de camarón en estructuras flotantes tipo jaulas en la bahía Santa María, Sinaloa.

De esta manera se daría protección y utilización a la zona de humedales de la bahía Santa María y se podría prevenir problemas tales como la posible eutrofización de las lagunas y sistemas estuarinos, el impacto de la industria sobre los ecosistemas de manglar, y una alternativa de producción y fuente laboral para los pescadores ribereños, otorgando mediante este tipo de cultivo una nueva forma de trabajo. A su vez este proyecto apoyaría a la protección de la especie y su hábitat conjuntamente con los programas de repoblación del camarón silvestre de la bahía Santa María, que se han establecidos años atrás por los mismos pobladores regionales y corroborar que el cultivo del camarón en jaulas flotantes es sanitariamente viable (Fig. 2).



Figura 2. Jaulas flotantes

Los humedales de la bahía Santa María han sido modificados por los cambios en el uso del suelo, así como por los cambios en la cantidad y calidad del agua recibida de los drenes y canales agrícolas (Flores-Verdugo *et al.*, 1992)

La bahía Santa María es un sitio natural de arribo de postlarva silvestre de camarón, sin embargo un porcentaje elevado de éstas llega a sitios como fosas y charcas que favorecen su muerte. Un mecanismo para aprovechar estos organismos es efectuar la recuperación de esta postlarva silvestre de camarón que por condiciones naturales tiende a morir, a través de programas de recobro de las poblaciones, efectuando su aclimatación, transporte y siembra en otros cuerpos lagunares o bajo sistemas de cultivo, aprovechando las condiciones naturales que la bahía ofrece, como son: los abundantes flujos de agua por mareas y la alta productividad primaria del sistema lagunar, que favorece una elevada producción de alimento para las poblaciones na-

turales del lugar. En los últimos 20 años, la tendencia en la demanda de productos del mar ha aumentado y coincidido con una disminución de éstos en todo el mundo. La Universidad de Hawai y el Instituto Oceánico, han conjuntado sus esfuerzos en la elaboración de proyectos de acuicultura marina, que ofrece la oportunidad de aumentar estos recursos (Billig, 2002). El potencial de la acuicultura en el océano abierto, ha atraído considerable interés en todo el mundo, y ha surgido la posibilidad del aprovechamiento integral de los océanos.

La acuicultura en jaulas ha sido estudiada por al menos durante los últimos siete años en Brasil, para reducir el impacto social y ambiental de esta industria.

El centro de Investigación en Acuicultura del Instituto de Pesquería de Sao Paulo, Brasil, en la Universidad del Rio Grande del Norte, y en la Universidad de Rio Grande del Sur han desarrollado investigación con la finalidad de hacer el cultivo en jaulas una alternativa a la comunidad de pescadores, sobre todo los meses del año donde la pesca comercial está prohibida, para protección de los reproductores (Wasielisky *et al* 1995; Lombardi, *et al.*, 2001).

Para el diseño de las jaulas debe procurarse que éstas experimenten un mínimo movimiento, distorsión y tensión causado por las olas. El diseño de jaulas debe ser un sistema seguro y sanitario, integrado a los ambientes marinos, y también se requiere que sean construidas de materiales duraderos, ligeros y no costosos.

El uso de jaulas incluye: su flexibilidad de manejo, el bajo costo y la facilidad de cosecha, la fácil observación de los animales en la respuesta a la alimentación y sanidad, el bajo costo de inversión de capital comparado con la construcción de estanques o raceways. Finalmente estas jaulas deben proveer un bajo costo que prometa un recobro de la inversión. Existe una variedad de diseños de jaulas: las jaulas por gravedad, las jaulas por tensión, las jaulas ancladas por tensión y las jaulas rígidas.

Muchas especies son factibles de cultivarse en jaulas. Las especies que han sido cultivadas exitosamente en la región sudeste de EEUU, incluyen: bagre, trucha, tilapia, carpa, otras especies pueden ser también factibles de cultivarse, pero es necesario investigar mas sobre ellas.

En la metodología de cultivo se debe de tomar en consideración las densidades de siembra que son dependientes de la especie, el tipo de jaula, volumen y tamaño de la malla, área de superficie, capacidad de aeración y mercadeo, también es necesario el monitoreo de los parámetros básicos, tales como temperatura, salinidad, pH, oxígeno disuelto, transparencia, clorofila a, variación de la marea y nutrientes (amonio, nitratos, nitritos y ortofosfatos). Las muestras de agua deben ser colectadas en pleamar y bajamar, tomando en cuenta dos profun-

didadas (superficial y de fondo, para cada marea).

Objetivos del Proyecto

Objetivo general de proyecto:

Establecer al cultivo de camarón en jaulas flotantes en la bahía Santa María, Angostura Sinaloa, como una alternativa de producción.

Objetivos particulares

Justificar que el cultivo del camarón en estructuras flotantes tipo jaulas es técnica y sanitariamente viable.

Brindar protección a las especies naturales del género *Litopenaeus*, a través de mecanismos de repoblación del medio silvestre.

Promover una protección y utilización adecuada de la zona de humedales de la bahía Santa María.

Desarrollar oportunidades de empleos para las poblaciones ribereñas de pescadores.

Metodología

La bahía Santa María se localiza entre los 24°43' y 25°10' de latitud y los 107°56' y 108°19' de longitud oeste, en la costa central de estado, es un humedal que posee trece estuarios con una superficie equivalente a 51,000 hectáreas que incluyen bosque de manglar, predomina el género *Rhizophora*, además se identifican los géneros *Avicenia* y *Laguncularia* vegetación halófila y pastos marinos, está considerada como uno de los 32 humedales prioritarios en México y forma parte del corredor ecológico entre el sistema norteño de la bahía de Navachiste y Macapule y el sur de la Lucenilla que tienen 350 especies de aves y 22 especies de plantas. Su suelo es limo-arcilloso, aunque en las proximidades a su boca predomina el suelo arenoso-conchoso. El espejo de agua supera las 50,000 hectáreas, con profundidades máximas de 20 metros con una media de 3 metros en bajamar. Existe fuerte presión por las actividades económicas como la agricultura más intensiva del país, la pesca y 2,400 hectáreas destinadas al cultivo del camarón, con una proyección de crecimiento a 5,400 hectáreas. Se ubica dentro de los municipios de Angostura, Navolato y La Reforma es el poblado más grande.

La región se caracteriza por ser un sistema lagunar sin aportes pluviales importantes, presenta dos bocas y dos islas de barreras paralelas y con manglares. Una playa con dunas (el Tambor) y vegetación endémica. Es una región afectada por descargas agrícolas de un extenso distrito de riego (10); sin embargo, presenta una buena remoción de agua por las mareas y tiende menos a la eutrofización en comparación con Ensenada del Pabellón. Posee islas e isletas completamente pobladas por manglares.

Existe una zona de una marisma y tulares conocida como Patolandia en donde arriban varios cientos de miles de aves acuáticas migratorias.

Los cuerpos de agua localizados en la isla de Altamura revisten vital importancia para el complejo lagunar-estuarino de la bahía de Santa María, ya que presentan una variable de afluencia de especies pelágicas y demersales que completan su ciclo biológico en dichos lugares (lisas, camarón, jaibas, pargo róbalo, mojarra, sardina, chigüiles, botete, corvina, mero, etc.)

La bahía casi se encuentra cerrada por las islas Talchichiltle y Altamura, las cuales además dividen en dos a la bahía: bahía Santa María La Reforma y bahía Santa María. Dos bocas la comunican con el océano Pacífico y a través de un canal con la bahía playa Colorada incluyen los sistemas de humedales de Malacataya, Esterón, San José, Sin Puntas, Playa Colorada, el Tule, El Martillo, La Mojarra, La Pechuga, La Virgen, El Mezquite, La Tuza, y Yameto.

La zona presenta un clima seco con temperatura medias anuales de 22 °C a 26 °C y una precipitación anual total de 300 a 600 mm. Es un área de gran importancia para la liberación de pelícanos, patos, y limnícolas terrestres. Otro tipo de fauna que se encuentra en la zona como el águila pescadora, fragata común. En ocasiones la ballena gris llega a entrar a la bahía. El agua que circula por esta bahía, en su mayor parte es de origen oceánico, la aportación de agua dulce a este sistema estuarino, se efectúa bajo dos vertientes, las lluvias de manera directa o por abastecimiento de los mantos freáticos que la misma acumula de las precipitaciones. La salinidad promedio oscila entre 3 y 65‰ según la estaciones del año. La temperatura oscila entre los 17 °C en invierno y los 38 °C en verano. Los niveles de oxígeno disuelto superan los 4 mg/l.

En la bahía Santa María se han efectuado programas pilotos de repoblación, para ayudar a mantener los niveles de producción de camarón y de esta manera mantener la productividad natural de la bahía. Se tiene estimado que mensualmente durante las temporadas de arribo se puedan rescatar alrededor de 30 millones de postlarvas silvestres.

Con un historial estadístico de 7 años los programas de repoblación que han puesto en marcha la Federación Regional de Cooperativas Pesqueras del Centro de Sinaloa, con el apoyo de sus Cooperativas afiliadas han ayudado al rescate y siembra de alrededor de 25 millones de organismos.

Esta zona se considera adecuada para la realización de este proyecto ya que presenta profundidades no excesivas, presenta una protección natural idónea y excelente productividad primaria.

Los organismos que serán utilizados para este proyecto serán obtenidos bajo el programa de repoblación y de producción de laboratorio, los cuales serán transportados, aclimatados, contabilizados y sembrados.

Se instalarán estructuras flotantes tipo jaulas prefabricadas, ancladas, las cuales se instalarán en las proximidades a la boca del estuario.

Los procedimientos básicos del cultivo serán: Se utilizarán como estructuras de cultivo redes de poliéster cubiertas con PVC (Sansuy ®) de 1.5 y 2.5 mm de luz de malla, de 3 X 2 X 1.2 m para 6 jaulas de precría y 9 de engorda respectivamente, suspendidas por varillas de metal, sujetas a barrotes de madera suspendidos sobre tubos de PVC de 6 m de longitud cerrados por los extremos, dos jaulas por módulo. Cada módulo es unido al siguiente por una cuerda al siguiente. Estas estructuras fueron colocadas en la bahía Santa María.

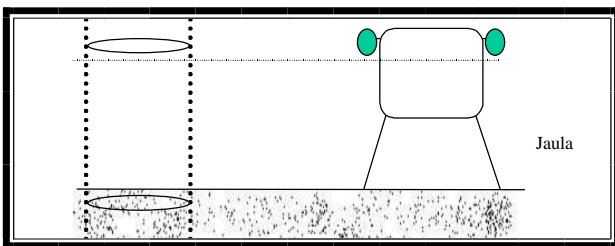


Figura 3. Representación esquemática del cerco y la jaula

Se probarán la siembra de *L. vannamei* de laboratorio y una para *L. stylirostris* silvestre, en las jaulas de precría registrándose su crecimiento y sobrevivencia durante 30 días de cultivo hasta que alcance los 0.5 g de peso promedio.

Los recambios de agua se harán únicamente por flujos y reflujos de la marea. La alimentación principalmente será la del medio natural, aunque de ser necesario y de existir una demanda proteica de los camarones cultivados, se administrará alimento balanceado para completar la dieta, el cuál se aplicará bajo un estricto control de calidad y cantidades precisas requeridas por los organismos.

Se registrarán también las tasas de crecimiento, sobrevivencia, biomasa, factor de conversión alimenticia. Diariamente serán registrados los parámetros fisicoquímicos del agua y mensualmente los parámetros de calidad del agua: nutrientes y metabolitos tóxicos.

El segundo periodo del cultivo, se efectuará transfiriendo los organismos de las jaulas de precría a las jaulas de engorda, ambas especies por separado, probándose 3 densidades de siembra diferentes 100, 150 y 250 organismos/m², hasta que los organismos alcancen los 10 gramos.

El área de cultivo se mantendrá bajo un estricto control de calidad del agua incluyendo parámetros como: pH, salinidad, oxígeno disuelto y metabolitos tóxicos como nitritos y amonio, se harán por lo menos dos registros al día al amanecer y al anochecer. También se vigilará la composición de fitoplancton y zooplancton presentes en la zona, por lo menos una vez a la semana (Fig. 4).



Figura 4. Calcetines de filtrado

El control sanitario se llevará a cabo efectuando pruebas para la detección de patógenos del camarón como virus bacterias y protozoarios, utilizando técnicas como PCR, microbiología e histología. Estos estudios se realizarán semanalmente tomando una muestra de los camarones en las jaulas tratando de examinar aquellos que muestren algún síntoma de enfermedad.

Resultados

En este trabajo se presentaron resultados parciales de este estudio, dado que aun se encuentran en proceso de análisis algunos de los datos y muestras. Se generó el traslado y la siembra de 4 jaulas de precría con organismo *L. vannamei* de origen laboratorio, con un peso promedio de 5 mg a una densidad de 700 organismos/m², y el traslado y siembra de organismos *L. stylirostris* silvestres en dos jaulas de precría, a una densidad de 700 organismos/m². Cada diez días se llevó a cabo la biometría de los organismos de cada una de las seis jaulas de precría.

La tasa de crecimiento diaria durante los primeros diez días después de la siembra de *L. vannamei* fue del 50%, obteniéndose un peso promedio de 0.025 g; a los 20 días se obtuvo una tasa de crecimiento del 80%, alcanzando los organismos sembrados un peso promedio de 0.2 g.

Para *L. stylirostris* la tasa de crecimiento durante los primeros 15 días fue de 150% alcanzando un peso promedio de 0.11g en las dos jaulas de precría monitoreadas.

El desdoble poblacional se efectuó cuando ambas especies alcanzaron un peso promedio de 0.5 g, y esto se logró transcurridos 30 días después de la siembra.

Durante la fase de engorda se efectuó también una monitoreo tanto de los organismos *L. vannamei* y *L. stylirostris*, para obtener datos de su crecimiento y consumo de alimento balanceado.

Se sembraron 6 jaulas de engorda con *L. vannamei*, a 3 de ellas se les colocó dos mallas ("biofilm") de aproximadamente 1X1m suspendidas en forma transversal sobre la jaulas para aumentar el volu

men de la jaula y propiciar el crecimiento de macroalgas y fauna de acompañamiento sobre su paredes. Las tres restantes permanecieron sin "biofilm".

Las densidades a las que fueron sembradas fueron 100, 150 y 200 organismos/m², con y sin "biofilm (B)".

Durante los primeros 5 días de crecimiento la tasa fue de 0.1g/día, y el peso promedio obtenido fue de 1 g con una talla entre 5-6 cm.

Para los 40 días se obtuvo un peso promedio de 1.9g con una talla de 6-7 cm, manteniendo la misma tasa de crecimiento que durante los primeros cinco días.

A los 50 días de crecimiento y 20 días de engorda, los organismos tenían un peso promedio de 3.9g con 8-9 cm de longitud, con un tasa de crecimiento de 0.2 g/día.

A los 60 días de crecimiento de *L vannamei* el peso promedio fue de 6.9 g con una tasa de crecimiento de 0.3 g/día.

La biometría de las tres jaulas sembradas con *L stylirostris* a los 35 días presentaban un peso promedio de 1g con una talla de 5-5.5 cm, manteniendo una tasa de crecimiento de 0.1g/día.

A los 45 días de crecimiento y 15 de engorda el peso promedio era de 2.3 g con una talla de 7 cm, con una tasa de crecimiento de 0.1g/día. La tasa de crecimiento a los 55 días fue de 1.6g/día, encontrados los organismos con un peso promedio de 3.6 g y una talla de 7-8 cm.

A los 60 y 65 días de crecimiento de *L stylirostris* y *L vannamei* respectivamente se cosecharon ambas especies.

En la tabla 1 y 2 se resumen los datos obtenidos sobrevivencia, factor de conversión alimenticia, peso y biomasa final de cada una de las jaulas, que representan las diferentes densidades probadas con y sin "biofilm": de las dos especies ensayadas.

Organismos/m ² Tratamiento	Sobrevivencia %	F. C	Peso Final g	Biomasa total g/ m ²
100	93.6	0.72	8.71±1.70	761
150	91.1	0.72	7.13±1.38	970
200	86.5	0.98	7.02±1.15	1220
100B	95.0	0.76	9.33±1.48	783
150B	91.2	0.78	8.37±1.10	1016
200B	93.8	0.79	6.94±1.51	1265

Tabla 1. Análisis de FC= Factor de conversión alimenticia crecimiento *L vannamei*

Organismos/m ² Tratamiento	Sobrevivencia %	F.C	Peso Final g	Biomasa total g/m ²
100	87.5	1.06	5.30±0.86	450
150	86.6	1.06	4.29±0.86	620
200	82.0	0.96	3.98±1.18	608

Tabla 2. Análisis de crecimiento *L stylirostris*

Contribución técnica

El cultivo del camarón en estructuras flotantes tipo jaula en la bahía Santa María, Angostura Sinaloa, impulsará el establecimiento y desarrollo de la metodología idónea en cuanto a construcción, cultivo y monitoreo sanitario.

LITERATURA CITADA

- Billig, P. 2002. Offshore Aquaculture Project Yields a Traditional Hawaiian Delicacy. University of Hawaii Sea Grant College Program. <http://www.oar.noaa.gov/spotlite/archive/spot>.
- Flores-Verdugo, F. J., F. González Farías, D. S. Zamorano y P. Ramírez-García. 1992. Mangrove Ecosystems of the Pacific Coast of Mexico: distribution, Structure, Litterfall and Detritus Dynamics. En: U. Seelger (Ed).) Coastal Plant Communities of Latin America. Academic Press. 2069-287.
- Lightner, D.V., 1996. Epizootiology, distribution and the impact on international trade of two penaeid shrimp viruses in the Americas. In: Hill, B.J., Hastein, T. (Eds), preventing the spread of aquatic animal disease. Rev. Sci. Tech. Off. Int. Epiz. 15, 579-601.
- Lombardi, J. V., H.L.A. Marques y O.J.S. Barreto. 2001. Floating cages in open sea water: an alternative for promoting integrated aquaculture in Brazil. World Aquaculture 32, 47- 50.
- Fisheries Department Food and Agriculture, 1998, Report of the Ad-Hoc expert meeting on indicators and criteria of sustainable shrimp culture. Rome Italy, 28-30 April 1998. FAO Fisheries report no 582, Rome, 1998.
- SAGARPA, 2001. Secretaria de Agricultura, ganadería, desarrollo Rural, Pesca y alimentación. Sistema Integral de información Agroalimentaria y Pesquera. Anuario pesquero.
- <http://www.siea.sagarpa.gob.mx/integra/Anuarios/indexAnuest2.html>.
- Wasielky Jr., W. Cavalli., D. Dolci., and T.M. Alves Da Silva. 1995. crecimiento do camarao rosa *Penaeus paulensis* (Crustacea; Decapoda) cultivado em gaiolas e cecados, no estuario da Lagoa dos Patos. Anais do Encontro Sul Brasileiro de Aquacultura, Ibirubá, RS, 14-25.

ESTUDIO PRELIMINAR DE LA COMPOSICIÓN CUANTITATIVA DE BACTERIAS EN BIOPELÍCULAS PRESENTES EN TANQUES DE CULTIVO DE *Artemia* Y DE LARVAS DE LANGOSTA ROJA *Panulirus interruptus*.

León Armando Pérez Alvidrez
 Universidad de Sonora

INTRODUCCIÓN

Un factor importante que afecta seriamente la producción de organismos acuáticos son los problemas derivados de enfermedades virales y bacterianas. Dentro de estos últimos, las enfermedades producidas por bacterias del género *Vibrio* son las más recurrentes y perjudiciales y pueden generar mortalidades de hasta el 100% en los estanques afectados (Brock y Main, 1994).

Durante la etapa larvaria muchas especies acuáticas son muy susceptibles al ataque de agentes infecciosos, principalmente bacterias, que son uno de los principales causantes de enfermedades en acuicultura. Tanto la producción larvaria en laboratorio y el posterior proceso de engorda de muchos organismos acuáticos, se ven restringidos por la presencia de diferentes géneros bacterianos cultivables que interactúan durante la producción, dentro de los cuales el género *Vibrio* es el más importante por su incidencia y patogenicidad (Kuo-Kau *et al.*, 1996).

Las especies del género *Vibrio* que mas frecuentemente han sido aisladas de cultivos larvarios corresponden a *V. alginolyticus*, *V. (Listonella) anguillarum*, *V. damsela*, *V. fluviales*, *V. nereis*, *V. tubiashi*, *V. vulnificus*, *V. parahaemolyticus*, y *V. Harveyi*, estas tres últimas especies son las de mayor importancia en Latinoamérica (Ceballos *et al.*, 1996).

El sistema acuicultural provee un ambiente favorable para el desarrollo de bacterias, ya que en promedio, la concentración de vibrios en agua de mar son del orden de 10^2 UFC/ml, mientras que en cultivos larvarios pueden llegar hasta 10^4 UFC/ml en los estadios de zoea II y hasta 10^5 - 10^6 UFC/ml en los estadios de postlarva 6-12 (López-Torres *et al.*, 2000; López-Torres y Lizárraga-Partida, 2001).

Es de esperar, que al igual que en muestras bacterianas tomadas del medio ambiente, la mayor población de bacterias en los sistemas de cultivo de organismos acuáticos se encuentren preferentemente formando biopelículas en las paredes de los estanques que los contienen. Trabajos realizados durante la fijación y metamorfosis de algunos organismos invertebrados han demostrado la presencia y la importancia que estas biopelículas tienen en esos sistemas productivos.

En cultivo larvario de crustáceos existe nula información sobre la presencia e importancia objetiva de biopelículas bacterianas. La información obtenida

sobre poblaciones bacterianas presentes en estos sistemas se ha restringido al estudio de las poblaciones cultivables (las cuales solo representan menos del 1% del total de bacterias en medios marinos), sobre todo aquellas que presentan características de patogenicidad para los cultivos (Lighthner, 1996), y en los últimos años, sobre las que presentan mejoras en los cultivos que han sido denominadas bacterias probióticas (Austin *et al.*, 1995).

El presente trabajo tuvo como objetivos evaluar preliminarmente la composición porcentual de bacterias heterótrofas viables (BHV) y bacterias crecidas en TCBS (BTCBS) presentes en agua de cultivo y en biopelículas aisladas de los tanques de cultivo de nauplios de *Artemia* y larvas de langosta roja, *Panulirus interruptus*, con relación al total de bacterias cuantificadas por tinción nuclear con el colorante epifluorescente DAPI (Diamidiino fenil indol).

ANTECEDENTES

Biopelículas bacterianas

En medios acuáticos la asociación de microorganismos en una superficie se denomina biopelícula. Toda superficie inmersa en agua, incluyendo aquellas de organismos, es rápidamente cubierta con una biopelícula debido que las superficies proveen un hábitat rico en materia orgánica, como consecuencia de procesos físicos de adsorción de moléculas a la superficie o a la producción de mucus o mucílago (Armstrong *et al.*, 2001).

Una biopelícula esta constituida por una comunidad microbiana multiespecífica, cuyas bacterias y demás microorganismos pueden integrarse, intercambiar material genético en tasas elevadas dentro de ella o abandonar la biopelícula una vez que los nutrientes escasean (Hausner y Wuertz, 1999).

Se requieren diferentes factores para la formación de la biopelícula, entre ellos la capacidad de desplazamiento de las bacterias para contactar superficies y adherirse, lo cual es favorecido por la presencia de flagelos y de algunos tipos de pilis bacterianos. Una vez que el contacto temporal con la superficie se ha llevado a cabo, las bacterias usan tanto los flagelos como sus pilis para moverse a lo largo de la superficie en dos dimensiones, hasta que encuentran otras bacterias para la formación y extensión de las microcolonias iniciales (Watnick y Kolter, 2000). Finalmente, la producción de exopolisacáridos bacterianos forman los pilares que estabilizan la estructura fija de la biopelícula en su estado maduro.

Algunos estudios de competencia entre cepas de *V. cholerae*, tipo silvestre y mutante en el pili o flagelos, muestran que estas estructuras proveen gran ventaja para la colonización de superficies. Asimismo, se ha observado que una vez establecida la biopelícula, la síntesis de flagelos se inhibe signifi

cativamente y se incrementa la producción de exopolisacáridos (Gacesa, 1998). La maduración de la biopelícula por los exopolisacáridos constituye una ventaja importante para la resistencia a muchas sustancias tóxicas (Yildiz y Schoolnik, 1999) como antibióticos, cloro y detergentes, así como para proveer protección de una gran variedad de factores ambientales adversos, tales como luz ultravioleta, cambios de pH, shock osmótico y desecación. Algunas evidencias como disminución de la difusión dentro de la biopelícula, decremento en la tasa de crecimiento bacteriano y efectos específicos de censo de población (Davies *et al.*, 1998), son estrategias desarrolladas por las bacterias para enfrentar dichos factores ambientales adversos.

Además de su función estructural, los exopolisacáridos producidos por la biopelícula pueden servir como fuente de alimento durante las épocas de escasez de nutrientes para la comunidad que constituye la biopelícula (Allison *et al.*, 1998; Davey y O'toole, 2000).

Algunos genes bacterianos pueden ser expresados en respuesta al tipo de superficie sobre la cual la bacteria se adhiere. Por ejemplo, las bacterias pueden utilizar la quitina, un polímero de N-acetil glucosamina, abundante en medios marinos al formar parte de exoesqueletos de insectos y crustáceos, para adherirse y formar biopelículas, al mismo tiempo que pueden degradarla enzimáticamente para abastecerse de alimento. Esta propiedad constituye una parte fundamental para la sobrevivencia de muchas especies de vibrios en ambientes marinos (Keyhani y Roseman, 1996).

Importancia de biopelículas bacterianas en sistemas de producción de crustáceos

La importancia de biopelículas bacterianas ha sido demostrada en la fijación y metamorfosis de diversas larvas de invertebrados marinos, incluidas larvas de ostión, donde algunas especies bacterianas en particular han sido relacionadas con la fijación y metamorfosis de este organismo. En cuanto a la relación específica entre bacterias y larvas de crustáceos ha sido manejada principalmente desde el punto de vista patológico, ya que poco se conoce de las poblaciones bacterianas presentes en biopelículas dentro de estanques de cultivo larvario, pues solo se ha investigado a las poblaciones bacterianas susceptibles a crecer en medios de cultivos artificiales dejando de lado la gran mayoría que no forma colonias en estos medios. En cultivos larvarios de langosta poco es lo que se ha hecho en cuanto al conocimiento de la composición e importancia bacteriana en estos cultivos.

En la práctica se ha observado que es difícil erradicar las bacterias de los sistemas de producción en acuicultura debido a la producción de exopolisacáridos, representados principalmente por heteropolisacáridos de glucosa y galactosa, con los que se produce una matriz de glicocálix formando biopelículas en las cuales las bacterias pueden vivir en asociación, protegidas de cambios ambientales externos.

Debido a esta capacidad, las bacterias en biopelículas pueden adherirse fuertemente a las superficies (Costerton y Lewandowski, 1995), aumentar el intercambio genético y su resistencia a antibióticos como el 2,4-diamino-6,7-diisopropilpteridina (O/129), estreptomycin, cloranfenicol, cotrimoxazol, eritromicina y nifurpirinol (Karunasagar *et al.*, 1994). Por lo anterior, se recomienda desinfectar las paredes además del agua de los estanques de producción larvaria, así como mantener recambios constantes, sifonear el fondo y conservar nauplios de alta calidad y buen estado nutricional. Sin embargo, los recambios constantes y elevados de agua no aseguran eliminación importante de cargas bacterianas (Puga-López *et al.*, 2002). Las medidas anteriores funcionan únicamente como medidas preventivas, pues se ha visto que las biopelículas adheridas a las paredes son sensibles a lavados con cloro hasta una concentración de 200 ppm (Karunasagar y Karunasagar, 1996), con máxima resistencia en cemento o plástico y menor en acero. Incluso una vez que algunas bacterias, como *Vibrio*, cuando se han establecido en una biopelícula, pueden llegar a tener mayor virulencia (Prayitno y Latchford, 1995). Asimismo, existe una simbiosis entre las biopelículas y las microalgas bentónicas adheridas a las paredes del estanque, lo cual resulta importante, ya que las microalgas son consumidas directamente por las larvas de los organismos en cultivo.

Las bacterias presentes en los sistemas de producción larvaria proceden de diversas fuentes claramente identificadas, entre las que se cuentan el agua, sistema de tuberías, el alimento de las larvas conformado por microalgas y nauplios de *Artemia*, en caso de camarón, así como los propios nauplios o larvas de los organismos a cultivar (Lavilla-Pitogo, 1995; López-Torres y Lizárraga-Partida, 2001; López-Torres *et al.*, 2001). En el caso de camarón, la principal fuente de entrada de bacterias vibrios al sistema lo constituyen los nauplios de *Artemia*, a pesar de que los quistes antes de la eclosión no contienen bacterias de este género (López-Torres y Lizárraga-Partida, 2001). El proceso de sucesión de la flora normal de los quistes durante la eclosión de éstos por bacterias *Vibrio* es desconocido, por lo que dicho proceso puede ser atribuido a la posible presencia de estas bacterias en biopelículas en los tanques de eclosión. Se desconoce que proporción de bacterias planctónicas forman parte activa en las biopelículas presentes en los sistemas productivos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Se cuantificaron bacterias en columna de agua y en biopelículas recuperadas de tanques y recipientes de cultivo tanto durante la eclosión de nauplios de *Artemia* como del cultivo larvario de langosta roja, *Panulirus interruptus*, en la etapa de filosoma tres (aproximadamente dos meses de cultivo desde su eclosión).

Cultivo de Artemia:

Los quistes de *Artemia* se eclosionaron en recipientes de acrílico a una densidad de 30 gramos de quistes en 15 litros de agua. La temperatura de eclosión fue de 28 °C por un periodo de 24 horas en agua de mar de 35‰ .

Las muestras de agua se tomaron al finalizar el cultivo (24 horas), así como las muestras de biopelículas. Estas últimas se tomaron con cotonetes estériles en una superficie de 10 cm² de una pared del recipiente. La muestra se depositó en un volumen suficiente para dar una dilución de 10⁻¹, en agua de mar diluida a 28‰ . Asimismo, al inicio del cultivo de los quistes de *Artemia*, se sumergió en al agua un portaobjetos con el fin de capturar bacterias y poder comparar las cantidades adheridas al portaobjetos con relación a las contabilizadas en las paredes del contenedor. En el portaobjetos se tomó una muestra de una superficie conocida por medio un cotonete estéril, el cual se colocó en la solución diluyente para dar una dilución conocida.

Las tres muestras se sembraron tanto en agar de ZoBell (para cuantificar BHV) y agar TCBS (para cuantificar bacterias relacionadas con el género *Vibrio*), asimismo se tiñeron muestras con el colorante fluorescente DAPI (Diamidiino fenil indol), para cuantificar bacterias totales por el teñido de ADN cromosomal de las bacterias y contabilizadas en microscopio de epifluorescencia Zeiss axiovert con filtros específicos para la región azul-violeta.

Todas las muestras se sembraron y contabilizaron por duplicado. Se analizaron tres corridas de producción de nauplios de *Artemia*.

Filosomas de langosta:

El sistema experimental que se muestreo consistió de dos condiciones:

Sistema claro: donde se utilizó agua recirculada pasada por un biofiltro, filtrada a través de un filtro de

cartucho de una micra y pasada por sistema de UV. El sistema consiste en recircular el agua que está contenida en un tanque donde es mantenida a 22 °C de temperatura y se recambia en una proporción de 10% diario. Las filosomas son alimentadas con nauplios de *Artemia* recién eclosionados y enriquecidos con una mezcla de ácidos grasos altamente insaturados.

Sistema verde: este sistema consiste en mantener el agua de cultivo con una alta densidad de micro-

algas (hasta 4 millones de células/ml de la microalga *Nannocloropsis* sp. con el fin de mantener bajos los niveles de amonio en el sistema), esta agua es recirculada y pasada a garrafones que contienen las filosomas en una densidad de 1600 en 20 litros de agua de cultivo (igual condición en el sistema claro).

De los tanques contenedores de agua de ambos sistemas se tomaron y analizaron muestras de agua y de biopelículas de igual manera a la especificada anteriormente para *Artemia*.

RESULTADOS Y DISCUSIONES

En la tabla 1 se pueden observar los resultados obtenidos para el estudio de la eclosión de *Artemia*. De manera general, los valores obtenidos en las cargas de bacterias, tanto BHV como BTCBS en el agua de cultivo corresponden a valores encontrados en otros trabajos relacionados con estos cultivos (López-Torres y Lizárraga-Partida, 2001).

Muestra	BHV/ml o cm ²	BTCBS/ml o cm ²	DAPI cel/ml o cm ²	% BHV del total de DAPI
Agua cultivo	2.9x10 ⁶ (4.3-1.8 x10 ⁶)	1.3x10 ⁵ (3.3x10 ⁵ -3.5x10 ³)	4.9x10 ⁶ (6.0-4.0x10 ⁶)	60.4 (89.5-45)
Biopelícula 10cm ² / cotonete	7.4x10 ³ (4.6x10 ⁴ -5.6x10 ³)	2.3x10 ³ (6.4x10 ³ -2.0x10 ¹)	7.3x10 ⁵ (1.6x10 ⁶ -6.5x10 ⁶)	6.0 (8.67-0.75)
Biopelícula recuperada en portaobjetos	1.2x10 ⁵ (2.7x10 ⁵ -1.1x10 ⁴)	3.9x10 ² (6.4x10 ² -1.5)	1.6x10 ⁶ (2.2x10 ⁶ -9.0x10 ⁵)	2.7 (4.18-1.22)

BHV: bacterias heterótrofas viables contabilizadas en agar de ZoBell.
 BTCBS: bacterias crecidas en agar TCBS
 DAPI: colorante para contabilizar bacterias totales por el teñido de DNA cromosomal por medio de epifluorescencia

Tabla 1. Resultados del análisis bacteriano en agua y biopelículas durante la producción de nauplios de *Artemia* en recipiente de acrílico de 15 litros. En paréntesis rango de valores, los resultados corresponden al promedio de tres muestreos

Las concentraciones de bacterias cultivables en las biopelículas se encontraron por debajo de aquellas cuantificadas en el agua de cultivo en hasta 3 órdenes de magnitud. Sin embargo, los conteos totales de bacteria por DAPI presentaron valores similares en los tres tipos de muestra (alrededor de 10⁶ bacterias/ml o cm²). Lo anterior puede explicarse debido a que probablemente gran cantidad de las bacterias contabilizadas por DAPI representan bacterias muertas que no son contabilizadas en los medios de cultivo, lo que se manifiesta principalmente en las muestras de biopelículas, donde los porcentajes de BHV relacionados con los conteos con DAPI están por debajo del 6%. Sin embargo, dicha relación entre BHV y DAPI en el agua de cultivo esta en el ran

go de 60%, lo que implica que la mayoría de la población bacteriana en la columna de agua puede ser cuantificada en medios de cultivo.

Los resultados de las biopelículas obtenidos con el portaobjetos indican que este puede ser un buen método para recuperar bacterias formadoras de biopelículas en estos sistemas de cultivo.

Los resultados anteriores indican que la mayor proporción de bacterias cultivables se encuentran en el agua con relación a las biopelículas, quizá debido al corto período de tiempo que dura el cultivo el cual no permite incrementar las poblaciones bacterianas en las paredes de los contenedores.

Con relación a los muestreos en al agua y sistema de cultivo de filosomas de langosta, los resultados se pueden observar en la tabla 2.

El agua de cultivo del sistema claro presenta menor cantidad de bacterias de un orden de magnitud, lo que implica que el sistema verde posee una carga bacteriana mayor debido al contenido de microalgas y a que el agua no es pasada por filtros ni por sistema UV, lo que favorece la proliferación bacteriana. La proporción de bacterias en el sistema verde de bacterias presentes en la columna de agua y en las paredes del contenedor es menor comparada con la encontrada en *Artemia*, esto debido quizá a que con el tiempo, la cantidad bacteriana en las biopelículas de las paredes se ve favorecida, estando tan solo un orden de magnitud debajo de la columna de agua. Esto indica que las biopelículas aquí encontradas pueden ser una fuente importante de bacterias hacia la columna de agua, favoreciendo procesos de infección y mortalidad en los cultivos.

En cuanto a la relación de BHV y conteos totales la

Tabla 2. Resultados del análisis bacteriano del sistema de producción experimental de filosomas de langosta roja (*Panulirus interruptus*). En paréntesis rango de valores, los valores son promedio de al menos dos muestras.

Muestra	BHV/ml o cm ²	BTCBS/ml o cm ²	DAPI cel/ml o cm ²	%BHVdel total de DAPI
Agua de cultivo sistema claro	2.0x10 ⁴ (3.8x10 ⁴ -3.5x10 ³)	4.0x10 ³ (5.5-2.5x10 ³)	3.0x10 ⁶	1.26
Agua de cultivo del sistema verde	1.2x10 ⁵ (1.6x10 ⁵ -7.5x10 ⁴)	2.3x10 ⁴ (2.7-1.8x10 ⁴)	2.8x10 ⁷	0.57
Biopelícula tanque cultivo verde.	1.9x10 ⁴ (4.1x10 ⁴ -2.6x10 ³)	1.8x10 ³ (2.8-1.3x10 ³)	7.3x10 ⁶ (1.7x10 ⁷ -2.1x10 ⁶)	0.3 (0.48-0.12)

proporción cae de manera importante, lo que implica que una gran proporción de las bacterias contabilizadas por DAPI podrían corresponder a bacterias muertas o a bacterias que no crecen en medios de cultivo, lo cual en la naturaleza es algo común (Amann *et al.*, 1995).

CONCLUSIONES

Los resultados preliminares presentados aquí solo corresponden a una pequeña parte de un estudio más profundo que se está realizando para cuantificar tanto bacterias viables como aquellas presentes en el grupo total de bacterias que se encuentran metabólicamente activas y que serán cuantificadas por métodos moleculares a través de sondas moleculares dirigidas al rRNA ribosomal tanto al 16 como al 23S. Mediante esta técnica se podrán detectar aquellas bacterias dividiéndose activamente aún cuando estas no crezcan en medio de cultivo y se podrán detectar nuevos grupos bacterianos presentes en los sistemas de cultivo larvarios de organismos acuáticos, así como establecer la relación entre la presencia de bacterias en biopelículas y su participación en los procesos infectivos.

LITERATURA CITADA

- Allison, D.G., B. Ruiz, C. San Jose, A. Jaspe y P. Gilbert. 1998. Extracellular products as mediators of the formation and detachment of *Pseudomonas fluorescens* biofilm. FEMS Microbiol. Letters, 167:179-184.
- Armstrong, E., L. Yan, K.G. Boyd, P.C. Wrigth y J.G. Burgess. 2001. The symbiotic role of marine microbes on living surfaces. Hydrobiologia, 461:37-40.
- Austin, B., L.F. Stuckey, P.A.W. Robertson, I. Effendi y D.R.W. Griffith. 1995. A probiotic strain of *Vibrio alginolyticus* effective in reducing diseases caused by *Aeromonas salmonicida*, *Vibrio anguillarum* y *Vibrio ordalii*. J. Fish. Dis., 18:93-96.
- Ceballos, F.C., J. Prado y A. Freire. 1996. Commercial management techniques for the control of vibriosis in South American shrimp farms. Abstracts of the Aquaculture '96. World Aquaculture Society. Baton Rouge, LI. 266pp.
- Costerton, W. Y. Z. Lewandowski. 1995. Microbial biofilms. Annu. Rev. Microbiol. 49:711-745.39:485-494.
- Davey, M.E. y G.A. O'toole. 2000. Microbial biofilms: from ecology to molecular genetics. Microbiol. Mol. Biol. Rev., 64(4):847-867.
- Davies, D.G., M.R. Parsek, J.P. Pearson, B.H. Iglewski, J.W. Costerton y E.P. Greenberg. 1998. The involvement of cell-to-cell signals in the development of a bacterial biofilm. Science, 260:295-298.
- Gacesa, P. 1998. bacterial alginate biosynthesis-recent progress y future prospects. Microbiology, 144:1133-1143.
- Hausner, M. y S. Wuertz. 1999. High rates of conjugation in bacterial biofilms as determined by quantitative in situ analysis. Appl. Environ. Microbiol., 65:3710-3713.
- Karunasagar, I. y I. Karunasagar. 1996. Biofilm formation by *Vibrio harveyi* on surfaces. Aquaculture, 140:241-245.
- Kuo-Kau, L., Y. Shu-Ru, C. Ferng-Ruey, Y. Tun-I y L. Ping-Chung. 1996. Virulence of *Vibrio alginolyticus* isolated from diseased tiger prawn, *Penaeus monodon*. Curr. Microbiol., 66(2):225-231.
- López-Torres, M.A. y M.L. Lizárraga-Partida. 2001. Bacteria isolated on TCBS media associated with hatched *Artemia* cysts of commercial brands. Aquaculture, 194:11-20.
- López-Torres, M.A., A. Murguía-López y L.A. Pérez-Alvidrez. 2000. Concentración de bacterias crecidas en el medio TCBS durante el cultivo larvario de camarones penidos. Biociencia, 2(1):19-24.
- Puga-López, D., M.E. González-Corona y M.A. López-Torres. 2002. Recambios de agua y carga bacteriana en el cultivo larvario de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*. Biotecnia, 4(1):9-14.
- Watnick, P. y R. Kolter. 2000. Biofilm, city of microbes. J. Bacteriol., 182(10):2675-2679.
- Yildiz, F.H. y G. K. Schoolnik. 1999. *Vibrio cholerae* O1 El Tor: identification of a gene cluster requerido for the rugose colony type, exopolysaccharide production, chlorine resistance and biofilm formation. Proc.

ÍNDICE

GUSANOS PERFORADORES DE LOS GÉNEROS POLYDORA Y BROCCARDIA Y SU IMPACTO EN EL CULTIVO DE MOLUSCOS

Jorge Cáceres Martínez
Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, B. C.

Pág

1

ESTRUCTURAS FLOTANTES TIPO JAULAS: UNA NUEVA TECNOLOGÍA PARA EL CULTIVO DEL CAMARON

Martha Zarain-Herzberg, Juan Santos-Machado, Rodolfo Rodríguez Carvallo, Leonardo Leal-Portugal, Silvia López-Félix
Centro de Ciencias de Sinaloa

7

ESTUDIO PRELIMINAR DE LA COMPOSICIÓN CUANTITATIVA DE BACTERIAS EN BIOPELÍCULAS PRESENTES EN TANQUES DE CULTIVO DE Artemia Y DE LARVAS DE LANGOSTA ROJA Panulirus interruptus.

León Armando Pérez Alvidrez
Universidad de Sonora

12

RESPONSABLES DE EDICIÓN

JUAN ANTONIO PÉREZ HERNÁNDEZ
DIRECTOR DE FOMENTO ACUÍCOLA
CONAPESCA
MARTHA RODRÍGUEZ GUTIÉRREZ
COORDINADORA DE LA RED DE DIAGNÓSTICO
UAM-XOCHIMILCO
ARACELI CORTES GARCÍA
GABRIELA GARZA MOURINO
DENISE CONTRERAS GARCÍA
UAM-XOCHIMILCO

COMITÉ EDITORIAL

Hilario Pérez Figueroa
Juan Antonio Pérez Hernández
Dirección General de Organización y Fomento.
CONAPESCA – SAGARPA
Martha Rodríguez Gutiérrez
Universidad Autónoma Metropolitana
Unidad-Xochimilco
Lucio Galaviz Silva
Universidad Autónoma de Nuevo León

Directorio de Instituciones Participantes en el Sistema en Red de Diagnóstico

Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco (UAM-X)

M. en C. Martha Rodríguez Gutiérrez
Tel. 01 (55) 54 83 74 94
e-mail: rogm0211@cueyatl.uam.mx

Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL)

Centro Nacional de Sanidad Acuicola
Dr. Fernando Jiménez Guzmán
Tel/Fax. 01(818) 359 35 77
e-mail: cnsacuicola@hotmail.com

Universidad de Sonora (UNISON)

I. Q. León Armando Pérez Alvidrez
DICTUS. Tel. 01(662) 212 19 95
e-mail: lperez@guayacan.unison.mx

Universidad Autónoma de Tamaulipas (UAT)

Dr. Gabriel Aguirre Guzmán
Tel. 01 (834)312 50 78
e-mail: gaguirre_guzman@hotmail.com

Universidad Autónoma del Estado de México (UAEM) CIESA

M. en C. César Ortega Santana
Tel. 01(722)29 655 55

Centro de Ciencias de Sinaloa (CCS)

M. en C. Martha Zarain Herzberg
Tel. 01(667)712 29 39 y fax 01(667)712 31 41
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: jhlopez@cibnor.mx

Universidad de Occidente (UDO)

M. en C. Josefina Audelo del Valle
Tel. 01 (668) 816 10 00
e-mail: jaudelo@mochis.udo.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
e-mail: orsc@coatepec.uaemex.mx

Directorio

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

LIC. JAVIER BERNARDO USABIAGA ARROYO SECRETARIO DE LA
SAGARPA

DR. JERÓNIMO RAMOS SÁENZ PARDO COMISIONADO DE LA COMISIÓN NACIONAL DE ACUACULTURA Y PESCA

LIC. HILARIO PÉREZ FIGUEROA
DIRECTOR GENERAL DE ORGANIZACIÓN Y FOMENTO

LIC. DESDÉMONA COTA VALENZUELA
DIRECTORA DE ORGANIZACIÓN Y FOMENTO

BIOL. JUAN ANTONIO PÉREZ HERNÁNDEZ
DIRECTOR DE FOMENTO ACUÍCOLA

M. EN C. MA. DEL CARMEN ARCOS ÁVILA
DIRECTORA DE FOMENTO PESQUERO Y CAPACITACIÓN

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA

DR. LUIS MIER CASANUEVA
RECTOR GENERAL

DR. CARLOS RICARDO SOLÍS GONZÁLEZ
SECRETARIO GENERAL

M. EN C. NORBERTO MANJARREZ ÁLVAREZ
RECTOR DE LA UNIDAD XOCHIMILCO

DR. CUAHUTEMOC PÉREZ LLANAS
SECRETARIO DE LA UNIDAD XOCHIMILCO

M. EN U. ROSA MARIA NAJERA
DIRECTORA DE LA DIVISIÓN DE CIENCIAS
BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD

FIS. MARCO ANTONIO ZEPEDA
SECRETARIO ACADÉMICO

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