

Baculovirus tetraédrica

Enfermedad por *Baculovirus tetraédrico*,

Enfermedad por *Baculovirus penaei*,

Enfermedad por *Baculovirus*,

Enfermedad por el virus de cuerpos de inclusión poliédricos (PIB por sus siglas en inglés),

Enfermedad de la poliedrosis nuclear o

Enfermedad por

nucleopoliedrovirus de envoltura

única del camarón *Penaeus*

vannamei (NPVCPv, por sus siglas en inglés).

Autor: Jorge Cuéllar-Anjel

Última actualización:

Febrero de 2015

Importancia

La baculovirus tetraédrica es una enfermedad producida por el baculovirus *penaei* (BP). El virus fue renombrado como “Virus de la poliedrosis nuclear con envoltura única del *Penaeus vannamei* (PvSNPV por sus siglas en inglés), de acuerdo con el Comité Internacional de Nomenclatura para Virus. Este agente patógeno produce altas mortalidades en postlarvas y la prevalencia puede ser muy variable, yendo de <1% en poblaciones silvestres hasta 100% en tanques de cría de larvas de camarón y en estanques usados como precriaderos.

La transmisión del virus BP se puede dar de manera horizontal, por ingesta de tejido infectado (canibalismo), heces, cuerpos de oclusión o detritos o agua contaminados. Comúnmente se presentan infecciones persistentes en camarones *penaeidos* que son hospedadores de BP. Las hembras adultas (silvestres o domesticadas) de *P. vannamei* que están severamente infectadas por BP, excretan sus heces contaminadas al desovar, contaminando de esta manera los huevos y transmitiendo el virus a la siguiente generación.

Las manifestaciones de la enfermedad y mortalidad suelen aparecer durante los primeros días de cultivo en tanques de producción de larvas y postlarvas.

No se conocen factores asociados con la activación del virus, siendo un factor determinante la carga viral que ingrese a los camarones en estado larvario, por contaminación con las heces de las hembras.

El BP es un virus entérico que afecta el hepatopáncreas. Durante la infección, el virus puede estar libre u ocluido en cuerpos cristaloides tetraédricos, compuestos principalmente por la proteína “poliedrina”. Estos cuerpos de oclusión se pueden observar bajo el microscopio (mín. 400X), dentro de los núcleos de células infectadas en muestras de hepatopáncreas, intestino o heces de pls o camarones severamente afectados.

Características del virus BP

- Familia *Baculoviridae*
- Género *Baculovirus*
- Especie *B. penaei*
- Forma cuerpos ocluidos de inclusión con forma poliédrica
- Viriones con tamaño variable según el hospedero; en *P. vannamei*: 79 x 337 nm
- Densidad de 1.25 en gradientes de cloruro de cesio
- Su genoma tiene aproximadamente 134 kbp
- Está compuesto por una molécula de ADN de cadena doble (dsDNA)
- Es viable fuera del hospedero por 7 días en agua de mar (22°C) y >14 días a 5°C
- Se puede inactivar con secado, clorinación y luz UV, entre otros métodos
- En camarones cosechados se inactiva por 120 minutos a 50°C o 1 minuto a 60°C
- No se conoce claramente su ciclo de replicación

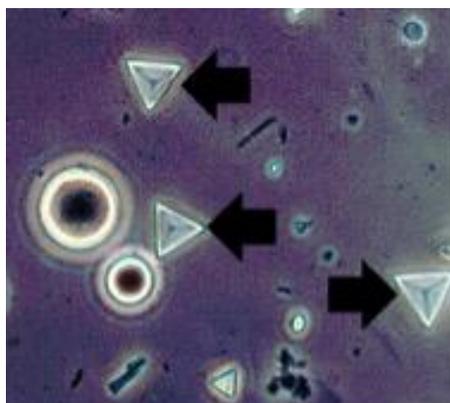


Figura 1. Montaje en fresco de hepatopáncreas de un camarón *Penaeus vannamei*. Se observan cuerpos de inclusión poliédricos con forma piramidal cristaloides (flechas), conteniendo partículas virales viables del virus BP. Foto: Lightner, 1996.



IOWA STATE UNIVERSITY*

College of Veterinary Medicine
Iowa State University
Ames, Iowa 50011
Phone: 515.294.7189
Fax: 515.294.8259
cfsph@iastate.edu
www.cfsph.iastate.edu



INSTITUTE FOR
INTERNATIONAL
COOPERATION IN
ANIMAL BIOLOGICS

Iowa State University
College of Veterinary Medicine
www.cfsph.iastate.edu/IICAB/

Baculovirus tetraédrica

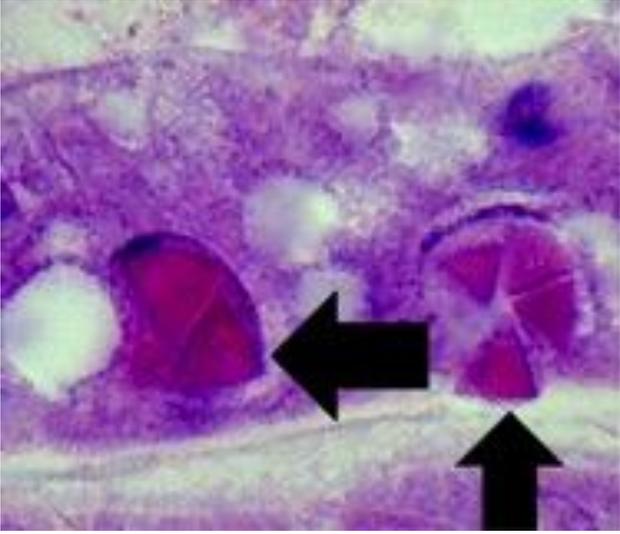


Figura 2. Microfotografía de un corte histológico de hepatopáncreas de un camarón *Penaeus vannamei*, en el que se observan cuerpos de oclusión poliédricos eosinofílicos intranucleares (flechas), conteniendo partículas virales de *Baculovirus penaei* (BP). Tinción: Hematoxilina/eosina-floxina de Mayer-Bennett. Foto: Lightner, 1996.

Distribución Geográfica

El virus BP es enzoótico en los camarones penaeidos silvestres de las Américas y de Hawai. No se ha notificado en camarones penaeidos silvestres ni de cultivo en el hemisferio oriental, a pesar de las múltiples introducciones de poblaciones de camarones penaeidos de las Américas en Asia y en la región del Indo-Pacífico.

Especies afectadas

Todas las especies de camarones penaeidos son potenciales hospederos del virus BP. Desde sus primeros reportes, se han publicado infecciones en una o varias de las especies de los siguientes géneros o subgéneros (entre paréntesis) de camarones penaeidos: *Penaeus* (*Litopenaeus*), (*Farfantepenaeus*), (*Fenneropenaeus*), (*Melicertus*), (*Penaeus*), *Trachypenaeus* y *Protrachypene*.

Principales fuentes de contaminación con BP

Hasta el momento no se sabe de vectores capaces de producir infecciones naturales. Sin embargo, se han utilizado en infecciones experimentales, estadios larvales (nauplios) del rotífero *Brachionus plicatilis* y de la *Artemia* salina como portadores pasivos del virus BP, para ser liberado en estadios larvarios de camarones *P. vannamei* bajo condiciones controladas. También puede haber contaminación con BP a través de la ingesta de tejido infectado (canibalismo), heces, cuerpos de oclusión y, detritos o agua contaminados con el virus.

Tejidos y órganos afectados

El virus BP afecta de manera estricta tejidos entéricos e infecta las células epiteliales de las mucosas de los túbulos del hepatopáncreas, el intestino medio y los ciegos.

Tipo de transmisión

Principalmente por vía horizontal a través de canibalismo y vertical por contaminación de los huevos durante el desove con las heces de las hembras infectadas.

Morbilidad y mortalidad

Múltiples investigaciones han reportado que los estadios larvarios y las postlarvas, son los más frecuentemente infectados en estudios de laboratorio bajo condiciones experimentales. Se cree que bajo condiciones de cultivo comercial, estos estadios son en los que presentan las máximas mortalidades en camarones penaeidos. No se observan con frecuencia eventos importantes de mortalidad a causa de una infección por BP en camarones juveniles y adultos. Sin embargo, en granjas camaroneras la infección por BP podría reducir el crecimiento y la supervivencia.

Signos clínicos

Los estadios larvarios como mysis y pls tempranas que presentan infecciones severas por BP, pueden presentar coloración blanquecina en el intestino medio, debido a la presencia de cuerpos de oclusión y detritos celulares en el contenido fecal. En el caso de camarones juveniles y adultos, no presentan signos externos que tengan utilidad en el diagnóstico, así como sucede con larvas o pls que presentan infecciones de baja severidad.

Cuando en una población de pls en cultivo se presentan los signos clínicos mencionados, se deben realizar montajes en fresco de hepatopáncreas o heces de las mismas pls y de los reproductores, fijar pls y hepatopáncreas/heces de reproductores en etanol 95% para pruebas de PCR y se pueden fijar las mismas muestras en fijador Davidson-AFA para estudio histopatológico, con el fin de confirmar la presencia del virus. La PCR proporciona resultados con mayor sensibilidad diagnóstica en infecciones de baja severidad (una muy baja carga viral), que el examen en fresco mediante microscopía óptica.

Diagnóstico Clínico

Se debe sospechar de la presencia de *Baculovirus penaei* en un laboratorio de larvicultura, cuando las pls presentan mortalidad y se observan en el intestino medio zonas con coloración blanquecina.

Es muy probable que el estómago e intestino de dichas pls enfermas, se encuentre sin alimento ya que los camarones dejan de comer a causa de la enfermedad.

Al realizar montajes en fresco de hepatopáncreas (o la pl entera) o de heces (teñidas o sin teñir), se pueden observar cuerpos de oclusión poliédricos refringentes y cristaloides, con la típica forma de pirámide que caracteriza las infecciones severas por este virus.

Diagnóstico diferencial

Los signos clínicos de los camarones afectados por el *B. penaei*, podrían ser similares a los observados durante brotes de enfermedades bacterianas (vibriosis). Sin embargo, la anamnesis y el historial de brotes en una región geográfica determinada y los hallazgos clínicos y en fresco, deben ser tomados en cuenta antes de hacerse una idea sobre el diagnóstico presuntivo de BP. Respecto a los hallazgos por histopatología, el virus BP produce cuerpos de oclusión que son patognomónicos, por lo que si diagnóstico confirmatorio es relativamente sencillo para un ojo entrenado.

Inactivación del virus y viabilidad en estado libre

El virus *B. penaei* es completamente inactivado en 30 min. si se expone a pH 3. También se inactiva por exposición durante 10 min a temperaturas de 60-90°C. La radiación ultravioleta inactiva el virus cuando se expone durante 40 min. a una longitud de onda de 254 nm y a 5 cm o menos de la fuente de luz UV. La desecación durante 48 horas también inactiva el virus, siendo este método el más práctico para prevenir o controlar infecciones con *B. penaei* en instalaciones de acuicultura. El virus *B. penaei* sobrevive fuera del hospedero a salinidad de 32 ppt (en agua de mar) y a 22°C durante 7 días; a 5°C sobrevive al menos 14 días.

Análisis de laboratorio y principales hallazgos de importancia diagnóstica

La enfermedad por *B. penaei* se puede diagnosticar a partir de camarones que no presentan signos clínicos (pls o reproductores leve a moderadamente infectados), así como de organismos severamente enfermos capturados en instalaciones de maduración (reproductores) o en tanques de larvicultura (hatcheries) en los que se esté presentando mortalidad o se sospeche de la enfermedad por manifestación de los signos clínicos mencionados.

Para determinar la presencia de enfermedad por BP, se deben examinar pls o hepatopáncreas y heces de adultos mediante montajes en fresco. Igualmente se pueden fijar dichas muestras en solución de Davidson-AFA para ser sometidos luego a estudio mediante histopatología, o en etanol 95% para confirmar esta aproximación diagnóstica mediante la técnica de PCR.

En el caso de que se quieran examinar reproductores de alto valor mediante pruebas no letales, se pueden utilizar muestras de heces (hebra fecal) procedente de camarones sospechosos (generalmente hembras adultas). En caso de poder sacrificar algunos organismos de la población en estudio, se puede acudir a los análisis en fresco o a las pruebas de histopatología o PCR mencionados anteriormente, como herramientas para un diagnóstico confirmatorio.

Las herramientas moleculares que se pueden utilizar para estas pruebas diagnósticas, incluyen hibridación *in situ*, hibridación Dot Blot y PCR. Sin embargo, un montaje e fresco bien preparado y adecuadamente interpretado por

un ojo entrenado, podría identificar sin problema la morfología patognomónica de los cuerpos poliédricos de oclusión típicos del BP.

Montajes en fresco. *Preparaciones de hepatopáncreas:* una de las aproximaciones diagnósticas más prácticas para la detección del virus BP, es la observación en fresco de cuerpos de oclusión tetraédricos (únicos o múltiples) intranucleares, en las células epiteliales de los túbulos del hepatopáncreas o intestino medio, utilizando microscopía óptica directa, de contraste de fases o de campo claro. La forma única piramidal y tridimensional de los cuerpos de oclusión tetraédricos, es un hallazgo patognomónico del BP, con un tamaño de 20 µm desde la base hasta el pico de la pirámide. Es frecuente que los cuerpos poliédricos de oclusión del BP sean llamados PIB (cuerpos de inclusión poliédricos, por sus siglas en inglés).

Preparaciones de hebras fecales (heces): se considera un método no letal aplicable a programas de exclusión de reproductores que sean positivos a BP. Sirve también con juveniles o pre-adultos y está recomendado en sistemas que poseen reproductores de alto valor genético, por ser una técnica no letal. Para la obtención de hebras fecales, los camarones se deben ubicar en recipientes pequeños con aireación (tanques o acuarios), luego de lo cual se puede tomar la muestra haciendo sifón con una pequeña manguera transparente o con una pipeta larga usando una perilla de caucho para controlar la succión. Una vez recuperadas las hebras fecales, se ubican sobre un portaobjetos y se cubren con un cubreobjetos haciendo movimientos giratorios con el dedo, a medida que se aplasta la hebra, con el fin de liberar en el medio acuoso la mayor cantidad posible de cuerpos de oclusión. La observación se hace mediante microscopía directa, donde los cuerpos de oclusión de BP se verán como tetraedros piramidales prominentes y refringentes.

Método de la autofluorescencia con tinción de floxina: este es un método complementario a los dos mencionados anteriormente, para la observación de cuerpos de oclusión de BP. Su aplicación se basa en la fluorescencia de los cuerpos de oclusión que son teñidos con floxina. Para ello, se añade floxina al 0,001% a las preparaciones en fresco de hepatopáncreas o de heces, con el fin de hacer más visibles los cuerpos de oclusión y facilitar su detección al examinar las muestras mediante microscopía directa.

Histopatología. Se fundamenta en la observación de cuerpos de oclusión tetraédricos intranucleares, patognomónicos de BP, en las células del hepatopáncreas, células epiteliales del intestino o el lumen intestinal. Para esta técnica se pueden utilizar tinciones histológicas de rutina como la de hematoxilina/eosina (H/E) de Mayer-Bennett o de Harris. El hallazgo más usual en las células hepatopancreáticas o algunas veces en las del intestino medio, es la presencia de núcleos notablemente hipertrofiados, conteniendo uno o varios cuerpos de oclusión poliédricos eosinofílicos, con escasa cromatina que se encuentra dispuesta en los márgenes del núcleo. En

los casos de infecciones de poca severidad, la tinción histológica de Gram “Brown y Brenn”, ayuda a teñir las oclusiones más intensamente de rojo o morado que el resto de los tejidos circundantes, mejorando la posibilidad de demostrar su presencia en las células afectadas. De igual manera, los cuerpos de oclusión se pueden teñir de rojo brillante usando las tinciones de H/E, lo que resalta su presencia y facilita su detección mediante microscopía directa.

PCR. Esta técnica se puede realizar utilizando kits comerciales, los cuales incluyen primers específicos diseñados para la detección genómica del virus BP. Con el fin de realizar un diagnóstico confirmatorio, se recomienda que los métodos de montaje en fresco y/o histopatología, sean complementados con pruebas moleculares como PCR, hibridación *in situ* y/o sondas genéticas específicas.

Toma de muestras para laboratorio

Histopatología. Este método requiere que los camarones capturados estén vivos y se sospeche de la presencia de la enfermedad por BP, haya o no signos clínicos. Los animales deben ser debidamente fijados mediante inyección con solución fijadora de Davidson-AFA (etanol absoluto: 33%, formaldehído: 22%, ácido acético glacial: 11.5% y agua destilada: 33.5%). La inyección debe incluir el cefalotórax (cabeza) y, de manera particular, el hepatopáncreas; así mismo, el músculo del abdomen a lo largo de la línea media lateral por lado y lado, para asegurar la fijación de las células del intestino medio. Luego de la fijación, los camarones se deben sumergir en Davidson-AFA por 24, 48 ó 72 horas si son larvas o postlarvas, juveniles o preadultos o, adultos (reproductores), respectivamente. Pasado este tiempo, se debe reemplazar el Davidson-AFA por etanol 70% hasta el procesamiento histológico. Si a la semana aún no son procesados, se recomienda cambiar el etanol 70% cada semana para evitar la acidificación de los tejidos. En el caso de larvas o pls, su fijación se hace solamente por inmersión en fijador de Davidson-AFA. El proceso de fijación se debe hacer siempre utilizando guantes, lentes protectores y estando en un lugar abierto y bien ventilado para evitar inhalar estos gases. Este fijador puede ser carcinogénico por su contenido de formaldehído.

El proceso histológico de rutina para camarones incluye una fase de deshidratación de 12 horas, inclusión en parafina, cortes a 3 micras y tinción con Hematoxilina y Eosina. El proceso completo de histopatología desde la fijación de los camarones hasta la lectura de láminas histológicas al microscopio y preparación del informe diagnóstico, puede tomar de 5 a 7 días bajo condiciones normales.

Pruebas moleculares. La detección de cuerpos poliédricos de oclusión mediante hibridación *in situ*, se realiza directamente sobre un corte histológico que no ha

sido teñido y que se ha desparafinado previamente. Dicho corte debe corresponder a un camarón sospechoso de BP y debidamente fijado en Davidson-AFA según el protocolo para histología. Los resultados se dan en función de la observación de reacciones colorimétricas en las células en las que el virus está contenido y, como evidencia de ello, se pueden ver zonas pardas u oscuras (casi negras) indicando la existencia de genoma viral del BP. Este procedimiento completo puede tomar 48 a 72 horas, incluyendo la revisión de las láminas al microscopio y la preparación de un reporte.

Las técnicas de PCR anidada y qPCR (en tiempo real o cuantitativa), se realizan utilizando hepatopáncreas de camarones sospechosos u organismos completos en el caso de larvas y pls. En este último caso, por ejemplo para estudios de vigilancia epidemiológica o para certificaciones sanitarias en laboratorios de larvicultura (hatcheries), se utilizan entre 5 a 20 organismos enteros según su tamaño, retirando previamente los ojos ya que pudieran interferir con la reacción de PCR. La carga viral dependerá de la severidad de la infección y, por lo tanto, puede ser inferior a los límites de detección en muestras de estadios larvarios iniciales, por lo que estas muestras podrían no ser las más adecuadas para la detección genómica del virus BP.

Para realizar la técnica de PCR, las muestras son sometidas a una fase de extracción del DNA y de este se toma una pequeña cantidad para preparar la solución de amplificación, que además incluye primers (o iniciadores) específicos, entre otros reactivos. La fase de amplificación genómica se hace en un termociclador (aparato de PCR) y toma de 1 a 2 horas. El producto amplificado (amplicón) es migrado en un gel de agarosa mediante electroforesis por 20 a 30 minutos y las bandas de ácido nucleico son reveladas sobre un transiluminador de luz ultravioleta, haciéndose visibles por la presencia de Bromuro de Etidio en un gel de agarosa. Una muestra es positiva si aparece una banda con el peso molecular correspondiente a los segmentos amplificados; se considera como “virus no detectado” cuando no se presente dicha banda. El proceso completo puede tardar entre 4 y 8 horas si se trabaja de manera continua, aunque en laboratorios de análisis se entregan resultados a las 48 horas de haber remitido las muestras. Esta técnica requiere instalaciones, equipos y reactivos sofisticados, así como personal calificado y capacitado.

La OIE sugiere la siguiente tabla como referencia para la idoneidad de cada prueba de detección de BP, según el uso diagnóstico y con base en los estadios utilizados para dichos análisis:

Baculovirus tetraédrica

Tabla 1. Métodos de vigilancia específica y diagnóstico de la Baculovirus Tetraédrica (adaptado del Manual Acuático de la OIE, 2012).

Método	Vigilancia dirigida				Diagnóstico presuntivo	Diagnóstico confirmatorio
	Larvas	Postlarvas	Juveniles	Adultos		
Signos clínicos	c	d	d	d	d	d
Bioanálisis	d	d	d	d	c	c
M.O. directa	b	b	c	c	a	a
Histopatología	b	b	c	c	a	a
TEM	d	d	d	d	d	a
Pruebas con anticuerpos	d	d	d	c	d	d
Hibridación in situ	c	c	c	c	a	a
PCR	a	a	a	a	a	a
Secuenciación	d	d	d	d	d	a

Convenciones:

M.O. = microscopía óptica

TEM = microscopía electrónica de transmisión

PCR = reacción en cadena de la polimerasa

a= método recomendado por razones de disponibilidad, utilidad, especificidad y sensibilidad de diagnóstico

b= método estándar, con buena sensibilidad y especificidad de diagnóstico

c= método con cierta aplicación, pero el costo, la precisión y otros factores limitan seriamente su aplicación

d= método no recomendado y/o no disponible actualmente para este fin

Medidas recomendadas ante la sospecha de Baculovirus Tetraédrica

Notificación a las autoridades

La enfermedad Baculovirus Tetraédrica en el camarón marino *P. vannamei* causada por el virus BP, no es una enfermedad de camarones penaeidos que deba ser notificada ante la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE, por sus siglas en francés).

De acuerdo con la legislación sanitaria de cada país, la aparición de casos de BP debe ser notificada a las autoridades competentes del lugar donde sea observada. Su detección por parte de algún laboratorio local, deberá verificarse con el análisis molecular de nuevas muestras. Si se requiere, deben ser tomadas y enviadas muestras por la autoridad competente, a un laboratorio de referencia de la OIE (Universidad de Arizona, para el caso de los crustáceos en las Américas), para la confirmación oficial del diagnóstico.

Los veterinarios que detecten un caso de la enfermedad Baculovirus Tetraédrica, deben seguir las pautas nacionales y/o locales para la notificación y las pruebas de diagnóstico correspondientes. Se debe recalcar que en las

Américas esta enfermedad es endémica, por lo que puede ser frecuentemente observada en las camaronerías de la región.

Medidas de control para la enfermedad Baculovirus Tetraédrica

Laboratorios de maduración y larvicultura (hatcheries): se ha tenido éxito con el examen de reproductores para la detección temprana de BP, con el fin de reducir la transmisión de la enfermedad de los padres a su descendencia. Si se desea realizar con un método no letal, se puede preparar un montaje en fresco a partir de una hebra fecal (heces frescas) para proceder con un examen bajo el microscopio; igualmente se puede someter dicha muestra a una prueba de reacción en cadena de la polimerasa (PCR). De manera alternativa, también se pueden sacrificar reproductores viejos para ser sometidos a examen en fresco de hepatopáncreas e igualmente mediante microscopía óptica, determinar si hay o no infección por BP así como su grado de severidad en caso de que los camarones sean positivos al virus.

Resulta muy importante la implementación de un programa de desinfección de huevos, considerando que el virus BP se transmite de los reproductores a su descendencia por contaminación fecal de los huevos desovados. Para eliminar la contaminación fecal de los huevos y las larvas, se deben lavar adecuadamente con formalina, yodóforos y agua de mar limpia (filtrada y desinfectada).

Baculovirus tetraédrica

Precriaderos y estanques de engorde: en estanques de tierra, se podría disminuir la incidencia y la prevalencia de infecciones por BP, a través del revestimiento del fondo con geomembranas. De manera complementaria, se puede lograr la inactivación del virus BP a través del uso de desinfectantes con efecto viricida, ambientes con un pH bajo (< 3), temperaturas altas y radiación con luz UV.

Cuando un virus es endémico como es el caso de BP en muchos países de las Américas, no se deben comprar nauplios o postlarvas (pls) en laboratorios que pudiesen estar o que están infectados por este virus. El uso de yodo, formalina y agua de lavado, podrían ayudar a retirar y destruir el virus tanto en huevos como en nauplios procedentes de hembras infectadas. En los laboratorios de larvicultura, esta es una práctica frecuente para reducir la posible transmisión de BP y otras enfermedades infecciosas, de las hembras a sus huevos o larvas. Adicional a todo lo anterior, las fincas camaroneras deben mantener buenas medidas de bioseguridad y examinar cada lote de pls antes de su compra para siembra en los estanques.

Es indispensable para el control del virus BP, que las granjas tengan acceso a pruebas de diagnóstico sensibles y confiables para la detección genómica del virus, las que incluyen tecnologías basadas en DNA, tales como PCR e hibridación in situ (ISH).

Antes de la siembra en los estanques, es importante que las granjas compren pls que han sido analizadas previamente mediante PCR, luego de que han pasado y superado la prueba de estrés. Esta última consiste en someter a un pequeño grupo de pls a cambios bruscos de salinidad, pasando de 32 ppt a 0 ppt súbitamente y devolviéndolos luego de unos minutos a la salinidad original (32 ppt); se determina luego el % de supervivencia. Se deben sembrar pls en la camaronera, con ninguna o con una muy baja (no detectable por PCR) carga viral. Aunque se sabe que el uso de formalina ayuda a eliminar las pls más débiles, las camaroneras nunca deben sembrar pls que se han confirmado como “positivas” al virus BP, máxime si cuentan con un programa de mejoramiento que incluye llevar hasta reproductores, a los camarones sembrados en estanques de engorde.

Con el fin de reducir la carga viral en una camaronera infectada, lo ideal sería eliminar todos los camarones positivos a BP, para evitar la acumulación de concentraciones altas del virus en el ambiente. Sin embargo, debido a que los juveniles y pre-adultos no presentan signos clínicos con frecuencia, este procedimiento no es fácil ni práctico y sus resultados no garantizan la ausencia de futuras infecciones de camarones por este virus.

Salud pública

Los humanos no son propensos a contraer el *Baculovirus penaei*.

Recursos de Internet

<http://www.dfo-mpo.gc.ca/science/aah-saa/diseases-maladies/bpvdsp-eng.html>

<http://www.uniprot.org/help/taxonomy#lineage>

<http://www.uniprot.org/taxonomy/10442>

http://www.researchgate.net/publication/7132287_On_the_classification_and_nomenclature_of_baculoviruses_a_proposal_for_revision

<http://www.cabdirect.org/abstracts/19962201228.html;jsessionid=4E7D417699A9D6A0AD32DDF8E531783A>

<http://www.baphiq.gov.tw/public/Attachment/812301739971.pdf>

<http://www.cefas.defra.gov.uk/idaad/disease.aspx?id=64>

http://sandbox.bioingentech.com/kitpcrbacked/app/webroot/docs/d1/Shrimp/DNA/Product_Information_PCR_kit_Baculovirus_penaei.pdf

<http://eurekamag.com/research/007/331/007331642.php>

<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S00222018990089X>

<http://archimer.ifremer.fr/doc/1989/acte-1481.pdf>

<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1749-7345.1988.tb00778.x/pdf>

http://www.readcube.com/articles/10.1111%2Fj.1749-7345.1988.tb00778.x?r3_referer=wol

http://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health_standards/aahm/current/2.2.10_TETRE_BACULO.pdf

Referencias

- Bell, T.A. & D.V. Lightner. 1988. A Handbook of Normal Penaeid Shrimp Histology. World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, USA.
- Bonami, J.-R., L.D. Bruce, B.T. Poulos, J. Mari and D.V. Lightner. 1995. Partial characterization and cloning of the genome of PvSNPV (=BP-type virus) pathogenic for *Penaeus vannamei*. *Diseases of Aquatic Organisms* 23: 59-66.
- Bondad-Reantaso, M.G., S.E. McGladdery, I. East and R.P. Subasinghe (Eds). 2001. *Asia Diagnostic Guide to Aquatic Animal Diseases*. FAO Fisheries Technical Paper 402, Supplement 2. FAO, Rome, Italy, 240 pp.
- Brock, J.A. & K. Main. 1994. *A Guide to the Common Problems and Diseases of Cultured Penaeus vannamei*. Published by the Oceanic Institute, Makapuu Point, Honolulu, Hawaii, USA. 242 pp.
- Brock, J.A., L.K. Nakagawa, H. Van Campen, T. Hayashi & S. Teruya. 1986. A record of *Baculovirus penaei* from *Penaeus marginatus* Randall in Hawaii. *J. Fish Dis.*, 9, 353-355.

- Brock, J.A. and D.V. Lightner. 1990. Diseases of Crustacea. Diseases caused by microorganisms. In: O. Kinne (ed.). Diseases of Marine Animals. Volume III: Introduction, Cephalopoda, Annelida, Crustacea, Chaetognatha, Echinodermata, Urochordata. Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg, p. 249-254.
- Bruce, L.D., D.V. Lightner, R.M. Redman & K.C. Stuck. 1994. Application of traditional and molecular detection methods to experimental studies on the development of Baculovirus penaei (BP) infections in larval *Penaeus vannamei*. *J. Aquat. Anim. Health*, 6, 355-359.
- Bruce, L.D., R.M. Redman, D.V. Lightner & J.R. Bonami. 1993. Application of gene probes to detect a penaeid shrimp baculovirus in fixed tissue using in situ hybridization. *Dis. Aquat. Org.*, 17, 215-221.
- Bueno, S.L.S., R.M. Nascimento & I. Nascimento. 1990. Baculovirus penaei infection in *Penaeus subtilis*: A new host and a new geographic range of the disease. *J. World Aquaculture Soc.*, 21, 235-237.
- Chen, S.N., P.S. Chang & G.H. Kou. 1990. Infection route and eradication of *Penaeus monodon* baculovirus (MBV) in larval giant tiger prawns, *Penaeus monodon*. In: Diseases of Cultured Penaeid Shrimp in Asia and the United States, Fulks W. & Main K.L., eds. Oceanic Institute, Honolulu, Hawaii, USA, 177-184.
- Couch J.A. 1974. An enzootic nuclear polyhedrosis virus of pink shrimp: ultrastructure, prevalence, and enhancement. *J. Invertebr. Pathol.*, 24, 311-331.
- Couch J.A. 1991. Baculoviridae. Nuclear Polyhedrosis Viruses. Part 2. Nuclear Polyhedrosis Viruses of Invertebrates Other Than Insects. In: Atlas of Invertebrate Viruses, Adams J.R. & Bonami J.R., eds. CRC Press, Boca Raton, Florida, USA, 205-226.
- Couch, J.A. 1981. Virus diseases of invertebrates other than insects. In: E.W. Davidson (ed.). Pathogenesis of Invertebrate Microbial Diseases. Allandeld Osmun Publishers, Totowa, NJ, p. 125-160.
- Cuéllar-Anjel, J. 1995. Aproximación a las principales enfermedades en camarones cultivados en Colombia. *Boletín Científico de la Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales (U.D.C.A.) Santafé de Bogotá, D.C., Colombia*. 1:14-15.
- Cuéllar-Anjel, J. 1996. Identificación de las principales enfermedades y determinación de su prevalencia en camarones penaeidos cultivados en Colombia. Tesis de Maestría en Microbiología. Pontificia Universidad Javeriana, Bogotá, Colombia.
- Cuéllar-Anjel, J. 2014. Técnicas de diagnóstico para enfermedades en camarones. En: Morales, V. y J. Cuéllar-Anjel (eds.). 2014. Guía Técnica de Patología e Inmunología de Camarones. 2da edición. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria – OIRSA. Panamá, Rep. de Panamá. pp. 382.
- Cuéllar-Anjel, J., J.A. Brock, J.A. Suárez y L.F. Aranguren. 1998. Manual sobre las Principales enfermedades del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. CENIACUA, Cartagena de Indias, D.T. y C., Colombia.
- Cuéllar-Anjel, J., J.A. Brock, L.F. Aranguren, R.F. Bador, F. Newmark and J.A. Suárez. 1998. A survey of the main diseases and pathogens of penaeid shrimp farmed in Colombia. Book of abstracts of the World Aquaculture Society Conference "Aquaculture'98", Las Vegas, USA.
- Cuéllar-Anjel, J., M. Corteel, L. Galli, V. Alday-Sanz and K.W. Hasson. 2010. Principal Shrimp Infectious Diseases, Diagnosis and Management. In: The Shrimp Book, ed. Victoria Alday-Sanz, Nottingham University Press, U.K. ISBN 978-1-904761-59-4. pp. 930.
- Durand, S., D.V. Lightner & J.R. Bonami. 1998. Differentiation of BP-type baculovirus strains using in situ hybridization. *Dis. Aquat. Org.*, 32, 237-239.
- Hammer, H.S., K.C. Stuck & R.M. Overstreet. 1998. Infectivity and pathogenicity of Baculovirus penaei (BP) in cultured larval and postlarval Pacific white shrimp, *Penaeus vannamei*, related to the stage of viral development. *J. Invertebr. Pathol.*, 72, 38-43.
- Jehle, J.A., G.W. Blissard, B.C. Bonning, J.S. Cory, E.A. Herniou, G.F. Rohrmann, D.A. Theilmann, S.M. Thiem and J.M. Vlak. 2006. On the classification and nomenclature of baculoviruses: A proposal for revision. *Archives of Virology*. 151: 1257-1266. Springer-Verlag, Austria.
- Johnson, P.T. & D.V. Lightner. 1988. Rod-shaped nuclear viruses of crustaceans: gut-infecting species. *Dis. Aquat. Org.*, 5, 123-141.
- Krol, R.M., W.E. Hawkins and R.M. Overstreet. 1990. Reo-like virus in white shrimp *Penaeus vannamei* (Crustacea: Decapoda): co-occurrence with Baculovirus penaei in experimental infections. *Diseases of Aquatic Organisms* 8: 45-49.
- Le Blanc, B.D. & R.M. Overstreet. 1990. Prevalence of Baculovirus penaei in experimentally infected white shrimp (*Penaeus vannamei*) relative to age. *Aquaculture*, 87, 237-242.
- Le Blanc, B.D. & R.M. Overstreet. 1991. Effect of desiccation, pH, heat and ultraviolet irradiation on viability of Baculovirus penaei. *J. Invertebr. Pathol.*, 57, 277-286.
- Lightner, D.V. 2005. Biosecurity in shrimp farming: pathogen exclusion through use of SPF stock and routine surveillance. *J. World Aquaculture Soc.*, 36, 229-248.
- Lightner, D.V. 2011. Virus diseases of farmed shrimp in the Western Hemisphere (the Americas): a review. *J. Invertebr. Pathol.*, 106, 110-130.
- Lightner, D.V., R.M. Redman & E.A. Almada-Ruiz. 1989. Baculovirus penaei in *Penaeus stylirostris* (Crustacea: Decapoda) cultured in Mexico: unique cytopathology and new geographic record. *J. Invertebr. Pathol.*, 53, 137-139.
- Lightner, D.V. 1988. BP (Baculovirus penaei) disease of penaeid shrimp. In: C.J. Sindermann and D.V. Lightner (eds.). Disease Diagnosis and Control in North American Aquaculture. Developments in Aquaculture and Fisheries Science 17. Elsevier, Amsterdam, p. 16-21.
- Lightner, D.V. 1996. A handbook of shrimp pathology and diagnostic procedures for diseases of cultured penaeid shrimp. The World Aquaculture Society, Baton Rouge Louisiana, USA, 305 pp.
- Lightner, D.V. and R.M. Redman. 1992. Penaeid virus diseases of the shrimp culture industry of the Americas. In: A.W. Fast and L.J. Lester (eds.). Marine Shrimp Culture: Principles and Practices. Developments in Aquaculture and Fisheries Science 23. Elsevier, Amsterdam, p. 569-588.
- Lightner, D.V., B.T. Poulos, L. Bruce, R.M. Redman, J. Mari and J.R. Bonami. 1992. New developments in penaeid virology: application of biotechnology in research and disease diagnosis for shrimp viruses of concern in the Americas. In: W. Fulks and K.L. Main (eds.). Diseases of Cultured Penaeid Shrimp in Asia and the United States. The Oceanic Institute, Honolulu, p. 233-253.
- Lightner, D.V., R.M. Redman, B.T. Poulos, L.M. Nunan, J.L. Mari & K.W. Hasson. 1997. Risk of spread of penaeid shrimp viruses in the Americas by the international movement of live and frozen shrimp. *Reviews of Science & Technology – Office International des Epizooties*, 16: 146-160.

Baculovirus tetraédrica

- Lightner, D.V., R.M. Redman, R.R. Williams, L.L. Mohney, J.M.P. Clerx, T.A. Bell and J.A. Brock. 1985. Recent advances in penaeid virus disease investigations. *Journal World Mariculture Society* 16: 267-274.
- Lightner, D.V., T.A. Bell and R.M. Redman. 1989. A review of the known hosts, geographical range and current diagnostic procedures for the virus diseases of cultured penaeid shrimp. *Advances in Tropical Aquaculture, Aquacop IFREMER (Tahiti). Actes de Colloque 9*: 113-126.
- Lightner, D.V., T.A. Bell, R.M. Redman, L.L. Mohney, J.M. Natividad, A. Rukyani and A. Poemomo. 1992. A review of some major diseases of economic significance in penaeid prawns/shrimp of the Americas and Indopacific. In: M. Shariff, R.P. Subasinghe and J.R. Arthur (eds.). *Diseases in Asian Aquaculture. I. Fish Health Section, Asian Fisheries Society. Manila, Philippines*, p. 57-80.
- Luna, L.G. (ed.). 1968. *Manual of Histologic Staining Methods of the Armed Forces Institute of Pathology*. McGraw-Hill Book Company, New York.
- Machado, C.R., S.L. De S. Bueno & C.F.M. Menck. 1995. Cloning shrimp *Baculovirus penaei* DNA and hybridization comparison with *Autographa californica nuclear polyhedrosis virus*. *Rev. Brasil. Genet. (Brazil. J. Genetics)*, 18, 1–6.
- Morales, V. y J. Cuéllar-Anjel (eds.). 2014. *Guía Técnica de Patología e Inmunología de Camarones*. 2da edición. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria – OIRSA. Panamá, Rep. de Panamá. pp. 382.
- Moss, S.M. & D.R. Moss. 2009. Chapter 17. Selective breeding of penaeid shrimp. In: *Shellfish Safety and Quality*, Shumway S. & G. Rodrick, eds. Woodhead Publishers, London, UK. pp. 425–452.
- OIE. 2014. *Manual de pruebas de diagnóstico para los animales acuáticos*. Paris, Francia (version online en Español).
- Overstreet, R.M. 1994. BP (*Baculovirus penaei*) in penaeid shrimps. USMSFP 10th Anniversary Review, GCRL Special Publication No. 1, 97–106.
- Overstreet, R.M., K.C. Stuck, R.A. Krol and W.E. Hawkins. 1988. Experimental infections with *Baculovirus penaei* in the white shrimp *Penaeus vannamei* (Crustacea: Decapoda) as a bioassay. *Journal of the World Aquaculture Society* 19: 175-187.
- Poulos, B.T., J. Mari, J.R. Bonami J.R., R.M. Redman & D.V. Lightner. 1994. Use of non-radioactively labeled DNA probes for the detection of a baculovirus from *Penaeus monodon* by in situ hybridization on fixed tissue. *J. Virol. Methods*, 49, 187–194.
- Stuck, K.C. & S.Y. Wang. 1996. Establishment and persistence of *Baculovirus penaei* infections in cultured Pacific white shrimp *Penaeus vannamei*. *J. Invertebr. Pathol.*, 68, 59–64.
- Stuck, K.C., L.M. Stuck, R.M. Overstreet & S.Y. Wang. 1996. Relationship between BP (*Baculovirus penaei*) and energy reserves in larval and postlarval Pacific white shrimp *Penaeus vannamei*. *Dis. Aquat. Org.*, 24, 191–198.
- Stuck, K.C. and R.M. Overstreet. 1994. Effect of *Baculovirus penaei* on growth and survival of experimentally infected post larvae of the Pacific white shrimp, *Penaeus vannamei*. *Journal of Invertebrate Pathology* 64: 18-25.
- Summers, M.D. 1977. *Characterization of Shrimp Baculovirus*. U.S. Environmental Protection Agency Report, EPA-600/3-77-130, US E.P.A., Gulf Breeze, Florida, USA, 35 pp.
- Thurman, R.B., T.A. Bell, D.V. Lightner and S. Hazanow. 1990. Unique physicochemical properties of the occluded penaeid shrimp baculoviruses and their use in diagnosis of infections. *Journal of Aquatic Animal Health* 2: 128-131.
- Wang, S.Y., C. Hong and J.M. Lotz. 1996. Development of a PCR procedure for the detection of *Baculovirus penaei* in shrimp. *Diseases of Aquatic Organisms*. 25: 123-131