



Organisation  
Mondiale  
de la Santé  
Animale

World  
Organisation  
for Animal  
Health

Organización  
Mundial  
de Sanidad  
Animal

Original: inglés

Octubre de 2015

## INFORME DE LA REUNIÓN DE LA COMISIÓN DE NORMAS SANITARIAS PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS DE LA OIE

París (Francia), 5–9 de octubre de 2015

La Comisión de Normas Sanitarias para los Animales Acuáticos de la OIE (en lo sucesivo, Comisión para los Animales Acuáticos) se reunió en la sede de la Organización, en París del 5 al 9 de octubre de 2015.

La lista de participantes y el orden del día adoptado figuran en los [Anexos 1 y 2](#).

La Comisión para los Animales Acuáticos agradece a los siguientes Países Miembros por el envío de sus comentarios escritos sobre los distintos proyectos de texto que se difundieron tras su reunión de marzo de 2015: Arabia Saudí, Australia, Bélgica, Canadá, Estados Unidos de América, Nueva Zelanda, Noruega, Suiza, Taipéi Chino, Tailandia, los Estados Miembros de la Unión Europea (UE) y la Unión Africana - Oficina interafricana de recursos animales (AU-IBAR) en nombre de los Países Miembros de África.

La Comisión para los Animales Acuáticos examinó los comentarios recibidos e introdujo enmiendas en textos del *Código Sanitario para los Animales Acuáticos* de la OIE (el *Código Acuático*) y del *Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos* de la OIE (el *Manual Acuático*) allí donde lo consideró oportuno. Las enmiendas se señalan del modo habitual, mediante doble subrayado y ~~tachado~~, y figuran en los anexos del informe. En el [Anexo 10](#), los cambios introducidos en esta reunión se muestran con un fondo de color para distinguirlos de los efectuados anteriormente. La Comisión para los Animales Acuáticos examinó la totalidad de los comentarios de los Países Miembros. Sin embargo, no pudo preparar una explicación detallada de las razones que motivaron la aceptación o el rechazo de cada comentario recibido.

Se recuerda a los Países Miembros que es difícil evaluar y responder muchos comentarios recibidos sin fundamentos. Igualmente, si se vuelven a presentar los mismos comentarios sin modificación o justificación alguna, la Comisión para los Animales Acuáticos, como norma, no repetirá explicaciones anteriores para justificar sus decisiones. La Comisión para los Animales Acuáticos invita a los Países Miembros a referirse a informes previos a la hora de preparar comentarios sobre cuestiones ya tratadas.

El cuadro presentado a continuación sintetiza los textos recogidos en los anexos. Los Países Miembros deben tomar nota de que los textos de los [Anexos 3 a 12](#) se presentan para comentario y los [Anexos 13 y 14](#) para información.

La Comisión para los Animales Acuáticos alienta encarecidamente a los Países Miembros a participar con sus comentarios en el desarrollo de las normas intergubernamentales de la OIE transmitiendo sus comentarios tanto de este informe como de informes futuros en preparación del procedimiento de adopción de la Sesión General. Sería de gran utilidad que los comentarios se presentaran como propuestas específicas de modificación de texto, basadas en argumentos explicativos. Las propuestas de supresión de texto deberán indicarse con ~~tachado~~ y las de modificación, con doble subrayado. Los Países Miembros no deberán recurrir a la función automática de “control de cambios” del procesador de textos, ya que dichos cambios se pierden al compilar las propuestas de los Países Miembros en los documentos de trabajo de la Comisión para los Animales Acuáticos.

Los comentarios acerca del presente informe deberán hacerse llegar a la sede de la OIE antes del **15 de enero de 2016**, para que la Comisión para los Animales Acuáticos los examine en su reunión de febrero de 2016. Los comentarios deberán enviarse al Departamento de Comercio Internacional: [trade.dept@oie.int](mailto:trade.dept@oie.int).

<b>Textos para comentario de los Países Miembros</b>	<b>Número de anexo</b>
<b>Código Acuático:</b>	
Glosario	Anexo 3
Revisiones propuestas de los Artículos 1.5.2. y 4.2.3. como consecuencia de la definición propuesta de "vector"	Anexo 4
Criterios para la inclusión de las enfermedades de los animales acuáticos en la lista de la OIE (Capítulo 1.2.)	Anexo 5A (con control de cambios) y Anexo 5B (texto "limpio")
Enfermedades de la lista de la OIE (Capítulo 1.3.)	Anexo 6
Desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura (Capítulo 4.3. revisado)	Anexo 7
Reestructuración propuesta del Título 4: Prevención y control de las enfermedades	Anexo 8
Obligaciones generales en materia de certificación (Capítulo 5.1.)	Anexo 9
Enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda (nuevo Capítulo 9.X.)	Anexo 10
Infección por el virus de la cabeza amarilla (Capítulo 9.2.)	Anexo 11
<b>Manual Acuático:</b>	
Enfermedad de la cabeza amarilla (Capítulo 2.2.8.)	Anexo 12
<b>Textos para información de los Países Miembros</b>	
Plan de trabajo de la Comisión para los Animales Acuáticos en 2015/2016	Anexo 13
Grupo <i>ad hoc</i> de la OIE sobre desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura	Anexo 14

#### **A. REUNIÓN CON EL DIRECTOR GENERAL Y CON EL DIRECTOR GENERAL ADJUNTO**

El día 6 de octubre, la Comisión para los Animales Acuáticos se reunió con el Dr. Bernard Vallat, director general de la OIE, y con el Dr. Brian Evans, director general adjunto (sanidad animal, salud pública veterinaria y normas internacionales).

El Dr. Bernard Vallat felicitó a los miembros por su elección y, en nombre de los Países Miembros, les deseó un exitoso mandato de tres años. Se refirió a la importancia de una buena comunicación y de posturas flexibles entre las comisiones especializadas, con el fin de garantizar la armonización entre los *Códigos* y los *Manuales*, y entre los *Códigos* entre sí, excepto cuando las diferencias son necesarias. El Dr. Vallat destacó que la Comisión para los Animales Acuáticos era la única responsable de las normas en el *Código Sanitario para los Animales Acuáticos (Código Acuático)* y en el *Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos (Manual Acuático)* y de las designaciones de expertos para los centros de referencia y la calidad de dichos centros.

El Dr. Vallat indicó que, para poner en marcha el Sexto Plan Estratégico de la OIE y salvaguardar la credibilidad de la Organización (por ejemplo, en el marco de la rendición de cuentas ante la OMC), se ha de reforzar la excelencia aumentando la dependencia a los principios científicos y mejorando la transparencia del trabajo realizado.

El Dr. Evans resaltó la resolución adoptada en la 83.<sup>a</sup> Sesión General por la que se crea un comité de desempeño para la evaluación de las comisiones especializadas de la OIE que informará a los Países Miembros sobre los resultados de cada una de las comisiones especializadas a través del Consejo. Recordó también la firme solicitud de los Delegados en términos de congruencia, coherencia y secuencia en la labor de las comisiones, aspectos que se han de tener en cuenta en la programación de las reuniones, la representación de integrantes de las comisiones en grupos *ad hoc* y en las revisiones y mejoras de sus procedimientos de trabajo.

El Dr. Evans destacó el compromiso de los Delegados de mantener el ciclo de dos años para el desarrollo de una norma y que la solicitud de elaboración o modificación de un año sólo debe considerarse en circunstancias excepcionales o en el marco de actualizaciones de menor importancia.

El Dr. Ingo Ernst, presidente de la Comisión para los Animales Acuáticos, señaló que la Comisión desarrollaría un plan de trabajo para su mandato de tres años, tomando en consideración tanto la labor actual como las nuevas prioridades. En él se consignarán los puntos que han de tratarse durante este periodo y brindará una hoja de ruta para el trabajo futuro.

Para finalizar, los Dres. Vallat y Evans agradecieron a los miembros de la Comisión por su compromiso, ratificaron su apoyo y les desearon éxito en su mandato.

## **B. APROBACIÓN DEL ORDEN DEL DÍA**

Se discutió el orden del día que circuló antes del encuentro y se añadieron nuevos ítems. El orden del día adoptado figura en el [Anexo 2](#).

## **C. INFORMACIÓN PARA LOS NUEVOS MIEMBROS DE LA COMISIÓN**

Se examinó y debatió un documento desarrollado por la sede de la OIE que compila información útil para los nuevos miembros de la Comisión para los Animales Acuáticos. La Comisión acordó que se trataba de un documento de introducción pertinente, que valdría la pena actualizar cuando fuera necesario y así ofrecer una referencia única sobre la función y el modo de funcionamiento de la Comisión.

## **D. REUNIÓN CON EL PRESIDENTE SALIENTE DE LA COMISIÓN PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS**

El presidente saliente de la Comisión para los Animales Acuáticos se unió al encuentro el día 7 de octubre para discutir el plan de trabajo futuro de la Comisión.

## **E. REUNIÓN CON EL PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE NORMAS SANITARIAS PARA LOS ANIMALES TERRESTRES**

El presidente de la Comisión de Normas Sanitarias de la OIE para los Animales Terrestres (Comisión del Código) se unió al encuentro con el fin de debatir temas de interés mutuo, tales como el programa de trabajo de la Comisión del Código, los capítulos horizontales comunes y las convenciones para la designación de las enfermedades.

## **F. EXAMEN DE LOS COMENTARIOS DE LOS PAÍSES MIEMBROS Y DEL TRABAJO DE LOS GRUPOS AD HOC**

### **Ítem 1 Comentarios generales de los Países Miembros**

La Comisión para los Animales Acuáticos no aceptó el comentario de un País Miembro de modificar el título del Capítulo 10.4. del *Código Acuático* y 2.3.5. del *Manual Acuático* “Infección por el virus de la anemia infecciosa del salmón”. La Comisión observó que el capítulo cubría todos los genotipos conocidos del virus tal y como se describe en el Artículo 10.4.1. La Comisión recordó a los Países Miembros que el nombre que figura en la lista de enfermedades, “Infección por las variantes con supresión en la HPR y HPR0 del virus de la anemia infecciosa del salmón”, se había determinado con miras a explicitar el requisito de notificación de todas las cepas del virus.

### **Ítem 2 Glosario**

Se recibieron comentarios de la UE.

La Comisión para los Animales Acuáticos examinó los comentarios de los Países Miembros y las enmiendas propuestas por la Comisión del Código a algunas definiciones pertinentes del glosario en el *Código Terrestre*.

La Comisión para los Animales Acuáticos se mostró en desacuerdo con el comentario de un País Miembro de incluir una referencia a los agentes parásitos y a las zoonosis en la definición de *desinfección* y reiteró que éstos se cubrían en la definición de *agente patógeno* del glosario.

La Comisión para los Animales Acuáticos propuso las siguientes nuevas definiciones para inclusión en el glosario:

*Norma de la OIE y directriz de la OIE*

En consulta con el director general, en sus reuniones de febrero de 2015, la Comisión del Código, la Comisión Científica y la Comisión de Normas Biológicas acordaron nuevas definiciones para los términos “*norma de la OIE*” y “*directriz de la OIE*”. La Comisión para los Animales Acuáticos aceptó proponer estas nuevas definiciones para su inclusión en el glosario y, una vez que se hayan adoptado, se armonizarán con la definición y se revisará su utilización en todo el *Código Acuático*.

*Vector*

Dado el uso del término *vector* en el Capítulo 4.3. revisado “Desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura” y en otros textos del *Código Acuático*, la Comisión para los Animales Acuáticos propuso una nueva definición de *vector*, tomando en consideración la del *Código Terrestre*.

La Comisión para los Animales Acuáticos observó que, en el *Código Acuático*, el término *vector* no se utilizaba de manera uniforme. Por lo tanto, propuso enmiendas menores a los Artículos 1.5.2. y 4.2.3. para garantizar que su uso sea coherente con la nueva definición propuesta.

Las nuevas definiciones figuran en el Anexo 3 para comentario de los Países Miembros.

Las revisiones propuestas de los Artículos 1.5.2. y 4.2.3. figuran en el Anexo 4 para comentario de los Países Miembros.

### **Ítem 3 Notificación de enfermedades y aportación de datos epidemiológicos (Capítulo 1.1.)**

Se recibieron comentarios de AU-IBAR, Australia, Canadá, Estados Unidos de América, Noruega, Nueva Zelanda y la UE.

La Comisión para los Animales Acuáticos examinó los comentarios de los Países Miembros y las enmiendas propuestas por la Comisión del Código en el capítulo correspondiente del *Código Terrestre*.

Dada la importancia de la armonización de este capítulo con el del *Código Terrestre*, la Comisión para los Animales Acuáticos introdujo las enmiendas del caso y solicitó a la sede de la OIE presentarlas a consideración de la Comisión del Código, en febrero de 2016, cuando examine los comentarios sobre el capítulo.

Se alienta a los Países Miembros a revisar y comentar el capítulo del *Código Terrestre* que figura en el informe de septiembre de 2015 de la Comisión del Código. La Comisión para los Animales Acuáticos planea reunirse al mismo tiempo que la Comisión del Código en febrero de 2016, estudiará ambos capítulos en aras de la mayor armonización posible en ambos *Códigos* y enmendará en consecuencia el Capítulo 1.1. del *Código Acuático*.

### **Ítem 4 Criterios para la inclusión de las enfermedades de los animales acuáticos en la lista de la OIE (Capítulo 1.2.)**

Se recibieron comentarios de AU-IBAR, Australia, Bélgica, Canadá, Estados Unidos de América, Noruega, Nueva Zelanda, Tailandia y la UE.

La Comisión para los Animales Acuáticos examinó los comentarios de los Países Miembros y las enmiendas propuestas por la Comisión del Código en el capítulo correspondiente del *Código Terrestre*.

La Comisión para los Animales Acuáticos agradeció los extensos comentarios de los Países Miembros sobre este capítulo y tomó nota de las divergencias de opinión en muchas de las modificaciones propuestas. Al examinar los comentarios y posibles enmiendas al texto, destacó la indicación del Capítulo 1.2.: *El objetivo de la inclusión es apoyar los esfuerzos de los Países Miembros en la prevención de la propagación transfronteriza de importantes enfermedades de los animales acuáticos por medio de una declaración transparente y coherente.*

La Comisión para los Animales Acuáticos observó que algunas revisiones solicitadas por los Países Miembros no eran conformes con dicho objetivo. Por consiguiente, modificó el texto para mejorar la claridad y alcanzar el objetivo de inclusión de enfermedades.

La Comisión para los Animales Acuáticos presentó algunas enmiendas que difieren de las propuestas en el capítulo correspondiente del *Código Terrestre*; y observó que estas diferencias se justificaban debido a la aplicación de los criterios de inclusión de enfermedades en la lista en el contexto de los animales acuáticos.

La Comisión para los Animales Acuáticos destacó que, para alcanzar el objetivo de inclusión, los criterios deben ser flexibles y responder a las circunstancias dinámicas de las enfermedades de los animales acuáticos, tales como el rápido crecimiento y expansión de la acuicultura, los grandes volúmenes comercializados, la diversidad de especies, la emergencia frecuente de enfermedades de los animales acuáticos y la dificultad de alcanzar la erradicación. Durante los pasados veinte años, se han añadido a la lista de la OIE 19 enfermedades y, a su vez, desde 2005, se han retirado de la lista 16.

La Comisión para los Animales Acuáticos examinó los comentarios sobre la utilidad de las notas explicativas. Aunque aceptó quitarlas del capítulo, las utilizará en el desarrollo de una guía dirigida a los grupos *ad hoc* sobre la aplicación de los criterios de inclusión. La Comisión para los Animales Acuáticos aceptó trabajar con la Comisión del Código en la elaboración del documento.

La Comisión para los Animales Acuáticos propuso las siguientes modificaciones:

#### Artículo 1.2.1.

La Comisión para los Animales Acuáticos concordó con el comentario de un País Miembro y enmendó la última frase del Artículo 1.2.1. que hace referencia al Capítulo 1.1.2. del *Manual Acuático*: “Principios y métodos de validación de las pruebas de diagnóstico de las enfermedades infecciosas” para que reflejara adecuadamente el título del capítulo.

#### Artículo 1.2.2. – Criterio 1

La Comisión reemplazó “se ha demostrado” por “es probable” e hizo hincapié en que el objetivo de inclusión era “*la prevención de la propagación transfronteriza de importantes enfermedades de los animales acuáticos por medio de una declaración transparente y coherente*”. La Comisión afirmó que sería contrario a este objetivo esperar a que se demostrase “la propagación internacional del agente” cuando las pruebas científicas y los patrones del comercio internacional ya indican la posibilidad de dicha propagación. Lo anterior reviste una importancia para las enfermedades de los animales acuáticos en virtud de los factores descritos y, en particular, ante el reto que implica la erradicación exitosa de las enfermedades de los animales acuáticos.

#### Artículo 1.2.2. – Criterio 2

La Comisión observó que, en el criterio revisado, la referencia a “*un país con una zona*” se había quitado y propuso mantenerla ya que es coherente con el objetivo de inclusión y los mecanismos del *Código Acuático* para establecer una zona libre.

En respuesta a los comentarios de varios Países Miembros, la Comisión aceptó borrar “*o ausencia inminente*” ya que, en el *Código Acuático*, el único procedimiento para declarar la ausencia de enfermedades de los animales acuáticos que forman parte de la lista de la OIE es la autodeclaración. No obstante, reconoció que era difícil imaginar cómo los Países Miembros usarían el procedimiento de autodeclaración para demostrar la ausencia eminente.

La Comisión aceptó cambiar “*ha demostrado*” por “*puede demostrar*” la ausencia de enfermedad ya que se solicita a los Países Miembros haber instaurado por lo menos durante dos años medidas básicas de bioseguridad después de que una enfermedad se haya inscrito en la lista y antes de hacer una autodeclaración de ausencia de enfermedad.

#### Artículo 1.2.2. – Criterio 3

La Comisión rechazó la sugerencia de reemplazar la palabra “*fiabiles*”, dado que la fiabilidad es un calificativo apropiado para la validación de las pruebas de diagnóstico que se describen en el Capítulo 1.1.2. del *Manual Acuático*.

La Comisión indicó que un método de detección y diagnóstico fiable era parte fundamental de cada definición de caso y propuso la reorganización de la estructura del criterio. La Comisión suprimió “*que permite identificarlos claramente y distinguirlos de otras enfermedades*”, ya que esta noción ya figura en la definición de caso del glosario.

#### Artículo 1.2.2. – Criterio 4.a

La Comisión no modificó este criterio.

#### Artículo 1.2.2. – Criterio 4.b

En respuesta a los comentarios de varios Países Miembros, la Comisión aclaró que la definición de animal acuático hacía referencia tanto a los animales acuáticos de cultivo como a los silvestres, pero reconoció que en un trabajo futuro se podría considerar una revisión para mejorar la claridad de la definición. La Comisión denegó el comentario de un País Miembro de fusionar los puntos b. y c. del Artículo 1.2.2., pero añadió de “*cultivo*” con el fin de aclarar que este criterio se aplica específicamente a los animales acuáticos de cultivo, mientras que el siguiente criterio se centra en los animales acuáticos silvestres.

La Comisión aclaró que este criterio consideraba tanto el impacto como las consecuencias de una enfermedad en los animales acuáticos de cultivo. La Comisión revisó el criterio teniendo en cuenta que el impacto de la enfermedad es el efecto que tiene en la sanidad de los animales acuáticos, lo que conlleva consecuencias significativas a nivel del país o la zona. Igualmente, debatió la necesidad de garantizar la flexibilidad de este criterio para dar cuenta de la amplia variedad de posibles impactos en los animales acuáticos de cultivo resultado de la aparición de enfermedad.

La Comisión suprimió “*teniendo en cuenta la frecuencia y la gravedad de los signos clínicos, incluyendo las pérdidas*” en razón de que no siempre existen indicadores útiles de las consecuencias de enfermedad en los animales acuáticos.

#### Artículo 1.2.2. – Criterio 4.c.

La Comisión aclaró que este criterio consideraba tanto el impacto como las consecuencias de una enfermedad en los animales acuáticos silvestres. La Comisión revisó el criterio teniendo en cuenta que el impacto de la enfermedad es el efecto que tiene en la sanidad de los animales acuáticos, lo que conlleva un impacto significativo a nivel del país o la zona. Igualmente, debatió la necesidad de garantizar la flexibilidad de este criterio para dar cuenta de la amplia variedad de posibles impactos en las poblaciones silvestres de animales acuáticos resultado de la aparición de enfermedad.

La Comisión examinó el comentario de un País Miembro sobre la expresión “*amenazas ecológicas*” y propuso “*impactos ecológicos*”, puesto que reflejaría más adecuadamente las consecuencias potenciales de enfermedad en los animales acuáticos silvestres.

La Comisión suprimió “*teniendo en cuenta la frecuencia y la gravedad de los signos clínicos, incluyendo las pérdidas*” en razón de que no siempre existen indicadores útiles de las consecuencias de enfermedad en los animales acuáticos silvestres.

La Comisión propuso algunas enmiendas como texto “*limpio*” y recordó a los Países Miembros que una versión anterior del texto se había presentado en el Anexo 22 del informe de marzo de 2015.

El Capítulo 1.2. revisado figura en el Anexo 5A (con cambios) y en el Anexo 5B (texto limpio) para comentario de los Países Miembros.

## **Ítem 5 Enfermedades de la lista de la OIE (Capítulo 1.3.)**

Se recibieron comentarios de la UE.

La Comisión para los Animales Acuáticos modificó el nombre de “*infección por el virus de la enfermedad de la cabeza amarilla*” por “*infección por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1*” para armonizarlo con el nombre de la enfermedad en el Capítulo 9.2.

La Comisión para los Animales Acuáticos estudió varios comentarios de los Países Miembros solicitando que la Comisión siga trabajando en la diferenciación de los patógenos para los genotipos del virus de la septicemia hemorrágica viral. La Comisión acordó que este sería el próximo patógeno que se consideraría en términos de diferenciación de cepas y lo incluirá dentro de sus prioridades de su plan de trabajo.

La Comisión para los Animales Acuáticos debatió la situación acerca de las nuevas enfermedades para consideración en la lista de la OIE y, a la luz de las recientes publicaciones, determinó iniciar evaluaciones teniendo en cuenta los criterios de inclusión (Capítulo 1.2.) para *Batrachochytrium salamandrivorans* y *Marteilia cochillia*. La Comisión revisará esta evaluación en su reunión de febrero de 2016.

El Capítulo 1.3. revisado figura en el [Anexo 6](#) para comentario de los Países Miembros.

#### **Ítem 6 Recomendaciones generales sobre la desinfección (Capítulo 4.3.)**

La Comisión para los Animales Acuáticos revisó el informe del Grupo *ad hoc* sobre desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura y el proyecto de Capítulo 4.3. revisado “Desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura” y felicitó al grupo *ad hoc* por su trabajo substancial.

La Comisión para los Animales Acuáticos revisó el texto en aras de claridad y legibilidad.

La Comisión para los Animales Acuáticos señaló que, en todos los capítulos específicos de enfermedad del *Código Acuático*, se ha de modificar en el punto 4b) del Artículo X.X.4. la referencia a los procedimientos de desinfección que se describen en el *Manual Acuático*, para que remita al *Código Acuático*. La Comisión solicitó a la sede de la OIE cambiar este punto en la próxima edición del *Código Acuático*.

El informe de la reunión del Grupo *ad hoc* sobre desinfección de establecimientos y equipos de acuicultura figura en el [Anexo 14](#) para información de los Países Miembros.

El proyecto de Capítulo 4.3. revisado figura en el [Anexo 7](#) para comentario de los Países Miembros.

#### **Ítem 7 Recomendaciones para la desinfección de la superficie de huevos de salmónidos (Capítulo 4.4.)**

Se recibieron comentarios de Noruega.

La Comisión para los Animales Acuáticos estudió el comentario de un País Miembro y acordó que las sugerencias no resultaban esenciales para la comprensión del texto. Dada la reciente adopción del capítulo, la Comisión aceptó considerar estos comentarios en la próxima revisión del capítulo.

#### **Ítem 8 Título 4**

La Comisión para los Animales Acuáticos revisó la labor efectuada por la Comisión en torno a la revisión del Título 4. “Prevención y control de las enfermedades”. La Comisión propuso cambios substanciales entre ellos agregar nuevos capítulos y revisar y reorganizar los existentes.

La Comisión para los Animales Acuáticos propone una reestructuración del Título 4 e insta a los Países Miembros a hacer observaciones sobre esta nueva estructura y la priorización de esta tarea. La Comisión estudiará los comentarios de los Países Miembros en su reunión de febrero de 2016 y elaborará una metodología orientada a completar y dar prioridad a este trabajo.

La reestructuración propuesta del Título 4 figura en el [Anexo 8](#) para comentario de los Países Miembros.

#### **Ítem 9 Obligaciones generales en materia de certificación (Capítulo 5.1.)**

Se recibieron comentarios de la UE.

La Comisión para los Animales Acuáticos concordó con los comentarios recibidos y propuso borrar el punto 2 del Artículo 5.1.4. que se repite en el texto recientemente revisado del punto 3. La Comisión explicó que el punto 2 se debería haber suprimido al adoptarse el texto del punto 3 en 2014.

El Artículo 5.1.4. revisado figura en el [Anexo 9](#) para comentario de los Países Miembros.

#### **Ítem 10 Procedimientos de la OIE relacionados con el Acuerdo sobre Medidas Sanitarias y Fitosanitarias de la Organización Mundial del Comercio (Capítulo 5.3.)**

En consulta con el director general, la Comisión del Código revisó el Capítulo 5.3. del *Código Terrestre* para tomar en cuenta los comentarios de los recientes grupos de solución de diferencias de la Organización Mundial del Comercio, suprimir el texto innecesario y adaptar el capítulo al formato establecido del *Código Terrestre*. La Comisión para los Animales Acuáticos estudió las enmiendas propuestas del Capítulo 5.3. del *Código Terrestre* y en razón de la similitud de los dos capítulos y de la importancia de la armonización, introducirá las modificaciones del caso en el Capítulo 5.3. del *Código Acuático* una vez adoptadas las del *Código Terrestre* y así evitar divergencias entre ambos capítulos.

#### **Ítem 11 Enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

Ante la inclusión de la enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda en el Capítulo 1.3. *Enfermedades de la lista de la OIE*, en la Sesión General de la OIE en mayo de 2015, la Comisión para los Animales Acuáticos desarrolló un proyecto de capítulo sobre la enfermedad destinado al *Código Acuático*.

La Comisión para los Animales Acuáticos destacó que la lista de mercancías de los Artículos 10.X.3. y 10.X.11. estaban “en estudio” y solicitó a expertos llevar a cabo evaluaciones de una serie de mercancías comúnmente comercializadas a escala internacional a la luz de los criterios del Capítulo 5.4. La Comisión espera recibir dichas evaluaciones antes de su reunión de febrero de 2016 con el fin de actualizar los artículos correspondientes.

El nuevo Capítulo 9.X. figura en el [Anexo 10](#) para comentario de los Países Miembros.

#### **Ítem 12 Infección por el virus de la cabeza amarilla (Capítulo 9.2.)**

Se recibieron comentarios de Australia y la UE.

La Comisión para los Animales Acuáticos señaló que los comentarios de varios Países Miembros apoyaban el cambio propuesto al título del capítulo.

La Comisión para los Animales Acuáticos introdujo enmiendas considerables al Artículo 9.2.2. en aras de claridad y agregó, en todo el capítulo, el término (genotipo 1) después de Infección por el virus de la cabeza amarilla.

El Capítulo 9.2. figura en el [Anexo 11](#) para comentario de los Países Miembros.

#### **Ítem 13 Infección por ranavirus (Capítulo 8.2.)**

En respuesta al comentario de un País Miembro, se solicitó asesoramiento a un experto de la OIE sobre la inclusión de los genotipos de la infección por ranavirus. La Comisión para los Animales Acuáticos examinó la opinión del experto. En la actualidad, se adelantan investigaciones sobre la taxonomía de ranavirus y, en 2016, el Comité Internacional de Taxonomía de Virus (ICTV, por sus siglas en inglés) revisará la clasificación. Por lo tanto, la Comisión propuso reconsiderar la inclusión de ranavirus una vez que el Comité haya aclarado su posición.



## G. MANUAL DE PRUEBAS DE DIAGNÓSTICO PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS DE LA OIE

### Ítem 14 *Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos de la OIE*

Atendiendo las solicitudes de los Países Miembros y las recomendaciones de conferencias recientes de la OIE, la Comisión para los Animales Acuáticos estimó necesario mejorar ciertas áreas críticas en el *Manual Acuático*, tales como la validación de las pruebas, las definiciones de caso y el cuadro 5.1. *Métodos de vigilancia, detección y diagnóstico*. Para tratar estos temas, la Comisión solicitó que se convocara a un grupo *ad hoc* y se trabajara en colaboración con los expertos de los laboratorios de referencia.

### Ítem 15 **Proyecto de capítulo sobre la enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

Se recibieron comentarios de Australia, Japón, Suiza y Tailandia.

Se recibió un gran número de comentarios de los Países Miembros acerca del proyecto de capítulo sobre la necrosis hepatopancreática aguda. La Comisión para los Animales Acuáticos determinó que los comentarios se remitirían a un grupo *ad hoc* para consideración y modificación del capítulo, si fuera necesario. La Comisión solicitó que esta labor se finalizara antes de su reunión de febrero de 2016.

### Ítem 16 **Infección por el virus de la cabeza amarilla (Capítulo 2.2.8.)**

La Comisión para los Animales Acuáticos destacó la reciente revisión del Artículo 9.2.1. del *Código Acuático* por la que la infección por el virus de la cabeza amarilla ahora significa infección por el virus de la cabeza amarilla (genotipo 1). En aras de armonización, la Comisión, en consulta con el experto del laboratorio de referencia para esta enfermedad, actualizó y modificó el capítulo 2.2.8. del *Manual Acuático*.

La Comisión para los Animales Acuáticos añadió una nueva sección 2.2.2. *Especies cuya susceptibilidad no quede completamente demostrada* en aras de conformidad con el Capítulo 9.2. del *Código Acuático* y el informe de la reunión de febrero de 2015 del Grupo *ad hoc* sobre susceptibilidad de las especies de crustáceos a la infección por las enfermedades de la lista de la OIE (Anexo 27 del informe de marzo de 2015 de la Comisión para los Animales Acuáticos).

El Capítulo 2.2.8. revisado figura en el [Anexo 12](#) para comentario de los Países Miembros.

### Ítem 17 **Centros de Referencia de la OIE**

#### **17.1. Candidaturas para la designación de Centros de Referencia de la OIE o cambio de expertos**

Se estudiaron las siguientes propuestas de cambio de expertos designados de dos laboratorios de referencia de la OIE, que ya contaban con el aval de los Delegados de los respectivos Países Miembros.

##### *Enfermedad de la cabeza amarilla*

El Dr. Nick Moody reemplazará al Dr. Peter Walker, Australian Animal Health Laboratory, CSIRO Livestock Industries, Geelong, Victoria, Australia.

##### *Necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa, síndrome de Taura, mionecrosis infecciosa y enfermedad de las manchas blancas*

La Dra. Kathy Tang-Nelson reemplazará al Dr. Donald Lightner, Aquaculture Pathology Laboratory, Department of Veterinary Science and Microbiology, University of Arizona, Tucson, Estados Unidos de América.

La Comisión para los Animales Acuáticos recomendó aprobar los cambios propuestos por expertos nominados.

## 17.2. Seguimiento de los informes anuales de actividad de los Centros de Referencia en 2014

Se informó a la Comisión para los Animales Acuáticos de que todos los Laboratorios de Referencia, salvo uno, habían remitido a la OIE sus informes anuales de actividades de 2014. Se pedirá explicación al experto designado del laboratorio que aún no ha hecho llegar su informe.

## H. OTROS ASUNTOS

### Ítem 18 Programa de trabajo de la Comisión para los Animales Acuáticos 2015/2016

La Comisión para los Animales Acuáticos revisó y actualizó su programa de trabajo tomando en cuenta los comentarios de los Países Miembros y de la sede de la OIE, las recomendaciones de las recientes conferencias mundiales de la OIE y la labor ya finalizada.

El plan de trabajo para 2015/16 figura en el Anexo 13 para información de los Países Miembros.

### Ítem 19 Actividades de la Comisión para los Animales Acuáticos

La Comisión para los Animales Acuáticos determinó que era importante informar a los Países Miembros de las actividades de sus integrantes como miembros de la Comisión.

Desde mayo de 2015, los miembros de la Comisión han participado en las siguientes actividades.

Dr. Ingo Ernst:

- (1) Preparación y presentación del tema técnico con cuestionario “*El papel de los servicios veterinarios en el manejo de enfermedades emergentes de los animales acuáticos: ¿cuáles son los factores de éxito necesarios?*” en la 29.<sup>a</sup> conferencia de la Comisión regional de la OIE para Asia, Extremo Oriente y Oceanía, celebrada en Ulan-Bator (Mongolia), del 14 al 18 de septiembre de 2015.
- (2) Representación de la Comisión en la reunión del Grupo *ad hoc* sobre desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura, París, 19-21 de mayo de 2015.

### Ítem 20 Actualización de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación

Los representantes de la FAO no pudieron asistir a la reunión de la Comisión para los Animales Acuáticos debido a otros compromisos laborales, por lo que se organizó una teleconferencia previa al encuentro entre los Dres. Rohana Subasinghe y Melba Reantaso de la FAO y los Dres. Ingo Ernst y Gillian Mylrea. Los representantes de la FAO dieron cuenta de los Programas de cooperación técnica en curso, en particular los que se centran en el enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda en Asia y Latinoamérica y en síndrome ulcerante epizoótico en África. Por su parte, el Dr. Ernst brindó una actualización de las actividades de la Comisión para los Animales Acuáticos.

Durante el encuentro de la Comisión, el Dr. Ernst presentó un resumen de la información compartida. Los nuevos miembros de la Comisión aceptaron este punto del orden del día y destacaron la importancia de la relación con la FAO.

### Ítem 21 Fechas propuestas de las próximas reuniones

Las reuniones de la Comisión para los Animales Acuáticos en 2016 se programaron del 15 al 19 de febrero y del 12 al 16 de septiembre.

---

...Anexos

**INFORME DE LA REUNIÓN DE LA  
COMISIÓN DE NORMAS SANITARIAS PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS DE LA OIE**

**París (Francia), 5–9 de octubre de 2015**

**Lista de participantes**

**MIEMBROS DE LA COMISIÓN**

---

**Dr Ingo Ernst (Presidente)**

Director Aquatic Pest and Health Policy  
Animal Division  
Department of Agriculture and Water  
Resources  
18 Marcus Clarke Street  
Canberra ACT 2601  
AUSTRALIA  
Tel.: +61 2 6272 5615  
Ingo.Ernst@agriculture.gov.au

**Dr Alicia Gallardo Lagno**

Subdirectora nacional de acuicultura  
Servicio Nacional de Pesca y Acuicultura  
Calle Victoria 2832  
CHILE  
Tel.: +56 32 281 9282  
agallardol@sermapesca.cl

**Dr Maxwell Barson**

Senior lecturer  
(Parasitology & histopathology)  
University of Zimbabwe  
Department of Biological Sciences  
Box MP 167 Mt. Pleasant  
ZIMBABUE  
+263 4 303 211  
barson001@yahoo.co.uk  
banson@science.uz.ac.zw

**Dr Edmund Peeler**

Group Manager Aquatic Pest &  
Pathogens  
CEFAS  
Barrack Road, Weymouth  
Dorset, DT4 8UB UK  
REINO UNIDO  
+44 (0)1305 206746  
ed.peeler@cefes.co.uk

**Dr Joanne Constantine**

National Manager  
Animal Health Import/Export, Aquatics  
Section  
Canadian Food Inspection Avenue  
Floor 3 E, Room 116  
59 Camelot Drive  
Ottawa ON K1A 0Y9  
CANADÁ  
+ 1-613-773-7426  
joanne.constantine@inspection.gc.ca  
jonjohn@rogers.com

**Prof. Mohamed Shariff Bin  
Mohamed Din**

Faculty of Veterinary Medicine  
Universiti Putra Malaysia  
43400 Serdang, Selangor  
MALASIA  
+6012 2839 845  
shariff@upm.edu.my  
pshariff@gmail.com

**OTROS PARTICIPANTES**

---

**Dr Franck Berthe**

Presidente saliente de la *Comisión de Normas Sanitarias  
para los Animales Acuáticos*  
European Food Safety Authority - EFSA  
Head of Animal Health Plant Health  
Via Carlo Magno 1, Parma  
ITALIA  
Tel.: + 39 052 1 036 870  
Fax: + 39 052 1 036 0870  
Franck.Berthe@efsa.europa.eu

**Dr Etienne Bonbon**

*Presidente*  
Consejero científico  
Delegación de la UE ante las  
organizaciones internacionales  
con sede París  
12, avenue d'Eylau  
75116 Paris  
FRANCIA  
Tel.: +33 1 44 05 31 68  
etienne.bonbon@eeas.europa.eu  
e.bonbon@oie.int

Anexo 1 (cont.)**SEDE DE LA OIE**

---

**Dr Bernard Vallat**

Director General  
12, rue de Prony  
75017 Paris  
FRANCIA  
Tel.: 33 - (0)1 44 15 18 88  
Fax: 33 - (0)1 42 67 09 87  
oie@oie.int

**Dr Derek Belton**

Jefe  
Departamento de comercio internacional  
OIE  
d.belton@oie.int

**Dr Brian Evans**

Director general adjunto  
Jefe  
Departamento científico y técnico  
d.evans@oie.int

**Ms Sara Linnane**

Secretaria de redacción científica  
Departamento científico y técnico  
OIE  
s.linnane@oie.int

**Dr Gillian Mylrea**

Jefe adjunta  
Departamento de comercio internacional  
OIE  
g.mylrea@oie.int

**INFORME DE LA REUNIÓN DE LA  
COMISIÓN DE NORMAS SANITARIAS PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS DE LA OIE**

**París (Francia), 5–9 de octubre de 2015**

—————  
**Orden del día adoptado**

- A. REUNIÓN CON EL DIRECTOR GENERAL Y CON EL DIRECTOR GENERAL ADJUNTO**
- B. APROBACIÓN DEL ORDEN DEL DÍA**
- C. INFORMACIÓN PARA LOS NUEVOS MIEMBROS DE LA COMISIÓN**
- D. REUNIÓN CON EL PRESIDENTE SALIENTE DE LA COMISIÓN PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS**
- E. REUNIÓN CON EL PRESIDENTE DE LA COMISIÓN DE NORMAS SANITARIAS PARA LOS ANIMALES TERRESTRES**
- F. EXAMEN DE LOS COMENTARIOS DE LOS PAÍSES MIEMBROS Y DEL TRABAJO DE LOS GRUPOS *AD HOC***

- Ítem 1 Comentarios generales de los Países Miembros
- Ítem 2 Glosario
- Ítem 3 Notificación de enfermedades y aportación de datos epidemiológicos (Capítulo 1.1.)
- Ítem 4 Criterios para la inclusión de las enfermedades de los animales acuáticos en la lista de la OIE (Capítulo 1.2.)
- Ítem 5 Enfermedades de la lista de la OIE (Capítulo 1.3.)
- Ítem 6 Enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda
- Ítem 7 Recomendaciones generales sobre la desinfección (Capítulo 4.3.)
- Ítem 8 Recomendaciones para la desinfección de la superficie de huevos de salmónidos (Capítulo 4.4.)
- Ítem 9 Título 4. – Prevención y control de las enfermedades
- Ítem 10 Obligaciones generales en materia de certificación (Capítulo 5.1.)
- Ítem 11 Procedimientos de la OIE relacionados con el Acuerdo sobre Medidas Sanitarias y Fitosanitarias de la Organización Mundial del Comercio (Capítulo 5.3.)
- Ítem 12 Infección por el virus de la cabeza amarilla (Capítulo 9.2.)
- Ítem 13 Infección por ranavirus (Capítulo 8.2.)

Anexo 2 (cont.)

**G. MANUAL DE PRUEBAS DE DIAGNÓSTICO PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS DE LA OIE**

Ítem 14 *Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos* de la OIE

Ítem 15 Proyecto de capítulo sobre la enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda

Ítem 16 Infección por el virus de la cabeza amarilla (Capítulo 2.2.8.)

Ítem 17 Centros de Referencia de la OIE

17.1. Candidaturas para la designación de Centros de Referencia de la OIE o cambio de expertos

17.2. Seguimiento de los informes anuales de actividad de los Centros de Referencia en 2014

**H. OTROS ASUNTOS**

Item 18 Programa de trabajo de la Comisión para los Animales Acuáticos 2015/2016

Ítem 19 Actividades de la Comisión para los Animales Acuáticos

Ítem 20 Actualización de la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación

Ítem 21 Fechas propuestas de las próximas reuniones

## GLOSARIO

### **NORMA DE LA OIE**

designa un texto que ha sido adoptado formalmente por la Asamblea Mundial de Delegados de la OIE, publicado por la OIE, y que describe los requisitos, recomendaciones, criterios, especificaciones y características que deben utilizarse de manera uniforme para garantizar la mejora de la sanidad animal, la salud pública veterinaria y el bienestar animal en todo el mundo.

### **DIRECTRIZ DE LA OIE**

designa una publicación de la OIE que brinda asesoramiento para mejorar la sanidad animal, la salud pública veterinaria y el bienestar animal en todo el mundo y que ha sido validada por una comisión especializada o por el Concejo de la OIE, pero que no ha sido adoptada formalmente por la Asamblea Mundial de Delegados de la OIE.

### **VECTOR**

designa cualquier organismo vivo que transporta un agente infeccioso a un individuo susceptible o a sus alimentos o al entorno inmediato. El organismo puede pasar o no por un ciclo de desarrollo dentro del vector.

-----

— Texto suprimido.





Revisiones de los Artículos 1.5.2. y 4.2.3. como consecuencia de la nueva definición propuesta de vector

## CAPITULO 1.5.

# CRITERIOS PARA LA ~~INSCRIPCIÓN~~ INCLUSIÓN DE ESPECIES SUSCEPTIBLES DE INFECCIÓN POR UN AGENTE PATÓGENO ESPECÍFICO

[...]

Artículo 1.5.2.

### Ámbito de aplicación

La susceptibilidad puede incluir una *infección* clínica o no clínica, pero no incluye ~~los vectores mecánicos (es decir, las posibles especies portadoras del agente patógeno sin replicación).~~

La decisión de inscribir una especie como susceptible deberá basarse en la conclusión de que las pruebas son definitivas. No obstante, la posible susceptibilidad de las especies también constituye una información importante y deberá incluirse en la sección 2.2.1. de los correspondientes capítulos de enfermedad de la lista de la OIE del *Manual Acuático*.

-----  
— Texto suprimido.

## CAPITULO 4.2.

# APLICACIÓN DE LA COMPARTIMENTACIÓN

[...]

Artículo 4.2.3.

### Separación de un compartimento de posibles fuentes de infección

[...]

#### 2. Factores infraestructurales

Los aspectos estructurales del o de los *establecimientos de acuicultura* que componen un *compartimento* contribuyen a la eficacia de su *bioseguridad*. Se tomará en consideración:

- a) el suministro de agua;
- b) los medios efectivos de separación física;
- c) las instalaciones para la entrada de las personas, incluido el control del acceso;

Anexo 4 (cont.)

- d) el acceso de *vehículos* y barcos, incluidos los procedimientos de lavado y *desinfección*;
- e) las instalaciones de carga y descarga;
- f) las instalaciones de aislamiento para los *animales acuáticos* que se introduzcan;
- g) las instalaciones para la introducción de material y equipos;
- h) la infraestructura de almacenamiento de *piensos* y productos veterinarios;
- i) la eliminación de residuos de *animales acuáticos*;
- j) las medidas físicas para impedir la exposición a fomites, vectores ~~mecánicos o biológicos vivos~~;
- k) el suministro o la fuente de *piensos*.

---

-----

— Texto suprimido.

## CAPÍTULO 1.2.

## CRITERIOS PARA LA DE INCLUSIÓN DE LAS ENFERMEDADES DE LOS ANIMALES ACUÁTICOS EN LA LISTA DE LA OIE

## Artículo 1.2.1.

**Introducción**

El presente capítulo describe los criterios para la inclusión de las *enfermedades* en el Capítulo 1.3.

El objetivo de la inscripción inclusión es apoyar a los Países Miembros proporcionándoles la información necesaria para que puedan tomar las medidas apropiadas en la prevención de la propagación transfronteriza de importantes *enfermedades* de los *animales acuáticos*, por medio de una lo que se logra gracias a una notificación transparente, oportuna y coherente.

Para las *enfermedades listadas de la lista de la OIE* de acuerdo con el Artículo 1.2.2., los capítulos correspondientes de *enfermedad del Código Acuático* ayudan a los Países Miembros en la armonización en materia de detección, prevención y control de enfermedades y proporcionan las normas aplicables para garantizar el comercio internacional inecuo seguro de los *animales acuáticos* y de sus productos.

Los requisitos de *notificación* de las *enfermedades de la lista de la OIE* figuran en el Capítulo 1.1.

Los principios y métodos para la selección de validación de las pruebas de diagnóstico se describen presentan en el Capítulo 1.1.2. del Manual Acuático.

## Artículo 1.2.2.

**Los c**riterios para incluir una enfermedad de los animales acuáticos en la lista de la OIE son los siguientes:

Las *enfermedades* que se propongan para inscripción en la lista deberán reunir los criterios pertinentes, tal como se indican en: A. Consecuencias, B. Propagación y C. Diagnóstico. Por consiguiente, para ser inscrita en la lista, una *enfermedad* debe reunir las siguientes características: 1 ó 2 ó 3; y 4 ó 5; y 6; y 7; y 8. Estas propuestas irán acompañadas por una *definición de caso* para la *enfermedad* considerada.

No.	Criterios para la inscripción	Notas explicativas
<b>A. Consecuencias</b>		
4-O	b.	
	Se ha demostrado que la <i>enfermedad afecta tiene</i> pérdidas significativas de producción a nivel nacional o multinacional (zonas o regiones) <u>un impacto significativo en la sanidad de los animales acuáticos de cultivo a nivel de un país o una zona teniendo en cuenta la frecuencia y la gravedad de los signos clínicos, incluyendo las lo que conlleva consecuencias significativas, por ejemplo: pérdidas directas de producción, y morbilidad y la mortalidad a nivel del país o zona.</u>	Se ha establecido un patrón general según el cual la enfermedad provocará pérdidas en las especies susceptibles, y la morbilidad y la mortalidad están relacionadas básicamente con el agente infeccioso y no con factores relativos a la gestión o el medio ambiente. (La morbilidad incluye, por ejemplo, pérdida de producción por falta de desove.) Las repercusiones económicas directas de la enfermedad están relacionadas con su morbilidad, mortalidad y efectos en la calidad de producto.

## Anexo 5 (cont.)

No.		Criterios para la inscripción	Notas explicativas
2.0	c.⊖	Se ha demostrado o las pruebas científicas indican que es probable que la <i>enfermedad</i> puede causar una morbilidad o mortalidad importantes <u>tener un impacto significativo en afectar la sanidad naturales de los animales acuáticos silvestres lo que conlleva consecuencias significativas, por ejemplo: morbilidad y la mortalidad a nivel de la población e impactos ecológicos, teniendo en cuenta la frecuencia y la gravedad de los signos clínicos, incluyendo las pérdidas directas de producción, la mortalidad y las amenazas ecológicas.</u>	Las poblaciones naturales de animales acuáticos pueden ser poblaciones que se capturan con fines comerciales (pesquerías naturales) y representan, por lo tanto, desde el punto de vista económico, un capital. Este capital también puede ser ecológico o medioambiental (por ejemplo, si los animales acuáticos que componen la población pertenecen a una especie potencialmente amenazada por la enfermedad).
Y			
3.4	a.⊖	El agente infeccioso constituye un peligro para la salud pública. <u>Se ha demostrado la transmisión natural de la enfermedad al ser humano, y la infección humana se asocia con consecuencias graves.</u>	
<b>Y-B. Propagación</b>			
4.	-	Se ha demostrado la etiología infecciosa de la enfermedad.	-
5.	⊖	Se ha establecido una estrecha relación entre un agente infeccioso y la enfermedad pero se desconoce aún la etiología.	Al igual que las enfermedades cuya etiología infecciosa ha sido demostrada, las enfermedades infecciosas de etiología desconocida pueden tener consecuencias peligrosas. Mientras se recolectan datos sobre la presencia de la enfermedad, se deben realizar investigaciones a fin de dilucidar la etiología de la enfermedad y los resultados deben darse a conocer en un período de tiempo razonable.
No.		Criterios para la inscripción	Notas explicativas
<b>Y-B. Propagación</b>			
6.1	Y	Probabilidad de <u>Se ha demostrado Es probable</u> la propagación internacional, <u>del agente</u> (a través de <i>animales acuáticos vivos</i> , sus productos o fomites).	El comercio internacional de especies de animales acuáticos susceptibles a la enfermedad está ya establecido o tiene probabilidades de establecerse, siendo probable la introducción y radicación de la enfermedad por el comercio internacional.
Y			

7.2.	Y	<p>Varios países o zonas pueden ser declarados libres de la enfermedad, de conformidad con los principios generales de vigilancia descritos en el <u>Al menos un país o una zona pueden ha demostrar demostrado la ausencia efectiva o eminente de enfermedad en poblaciones de animales acuáticos susceptibles, basándose en las disposiciones de los Capítulos 1.4. y 1.5.</u></p>	<p>Los países libres o las zonas libres de enfermedad podrían ser protegidos. La inscripción en la lista de enfermedades presentes en todo el mundo o muy extendidas imposibilitaría la notificación, no obstante, los países que aplican un programa de control pueden proponer la inscripción de estas enfermedades en la lista, siempre que hayan emprendido una evaluación científica para respaldar su solicitud. La protección de los reproductores contra las enfermedades extendidas, o la protección de las últimas zonas libres existentes contra una enfermedad muy extendida serían ejemplos.</p>
<b>Y — C. Diagnóstico</b>			
Y			
8.3.		<p><u>Se dispone de una definición precisa de caso y Existen un métodos de detección y diagnóstico fiables y se dispone de una definición precisa de los casos que permite identificarlos claramente y distinguirlos de otras enfermedades.</u></p>	<p>Debe existir una prueba de diagnóstico asequible y que, preferentemente, haya sido sometida a un proceso de normalización y validación con muestras de terreno (véase el <i>Manual acuático</i>), o existe una definición precisa de los casos que permite identificarlos claramente y distinguirlos de otras patologías.</p>

-----  
 — Texto suprimido.



**TEXTE LIMPIO**

CAPÍTULO 1.2.

**CRITERIOS DE INCLUSIÓN  
DE ENFERMEDADES EN LA LISTA DE LA OIE**

Artículo 1.2.1.

**Introducción**

El presente capítulo describe los criterios para la inclusión de las *enfermedades* en el Capítulo 1.3.

El objetivo de la inclusión es apoyar a los Países Miembros proporcionándoles la información necesaria para que puedan tomar las medidas apropiadas en la prevención de la propagación transfronteriza de importantes *enfermedades* de los *animales acuáticos*, lo que se logra gracias a una *notificación* transparente, oportuna y coherente.

Para las *enfermedades* listadas de acuerdo con el Artículo 1.2.2., los capítulos correspondientes de *enfermedad* ayudan a los Países Miembros en la armonización en materia de detección, prevención y control de *enfermedades* y proporcionan las normas aplicables para garantizar el *comercio internacional* seguro de los *animales acuáticos* y de sus productos.

Los requisitos de *notificación* de las *enfermedades de la lista de la OIE* figuran en el Capítulo 1.1.

Los principios y métodos de validación de las pruebas de diagnóstico se presentan en el Capítulo 1.1.2. del *Manual Acuático*.

Artículo 1.2.2.

Los criterios para incluir una *enfermedad* en la lista de la OIE son los siguientes:

- 1) Es probable la propagación internacional del agente (a través de *animales acuáticos*, sus productos o fómites).  
Y
- 2) Al menos un país o una *zona* pueden demostrar la ausencia de *enfermedad* en *animales acuáticos* susceptibles, basándose en las disposiciones del Capítulo 1.4.  
Y
- 3) Se dispone de una *definición de caso* precisa y existen métodos de detección y diagnóstico fiables.  
Y
- 4)
  - a) Se ha demostrado la transmisión natural de la *enfermedad* al ser humano y la infección humana se asocia con consecuencias graves.  
O
  - b) Se ha demostrado que la *enfermedad* afecta la sanidad de los *animales acuáticos* de cultivo a nivel de un país o una *zona* lo que conlleva consecuencias significativas, por ejemplo, pérdidas de producción, morbilidad y mortalidad.  
O
  - c) Se ha demostrado o las pruebas científicas indican que la *enfermedad* puede afectar la sanidad de los *animales acuáticos* silvestres lo que conlleva consecuencias significativas, por ejemplo, morbilidad y mortalidad a nivel de la población e impactos ecológicos.





## CAPITULO 1.3.

## ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OIE

**Preámbulo:** las *enfermedades* que figuran a continuación se han inscrito en la lista de la OIE teniendo en cuenta los criterios para la inscripción de una *enfermedad* de los *animales acuáticos* (véase Artículo 1.2.2.).

En caso de modificación, aprobada en la Asamblea Mundial de Delegados, de esta lista de *enfermedades*, la nueva lista entrará en vigor el 1 de enero del año siguiente.

## Artículo 1.3.1.

Están inscritas en la lista de la OIE las siguientes *enfermedades* de los peces:

- Herpesvirosis de la carpa koi
- Infección por alfavirus de los salmónidos
- Infección por *Aphanomyces invadans* (Síndrome ulcerante epizoótico)
- Infección por *Gyrodactylus salaris*
- Infección por las variantes con supresión en la HPR y HPR0 del virus de la anemia infecciosa del salmón
- Iridovirosis de la dorada japonesa
- Necrosis hematopoyética epizoótica
- Necrosis hematopoyética infecciosa
- Septicemia hemorrágica viral
- Viremia primaveral de la carpa.

## Artículo 1.3.2.

Están inscritas en la lista de la OIE las siguientes *enfermedades* de los moluscos:

- Infección por *Bonamia ostreae*
- Infección por *Bonamia exitiosa*
- Infección por *Marteilia refringens*
- Infección por *Perkinsus marinus*
- Infección por *Perkinsus olseni*
- Infección por *Xenohaliothiscaliforniensis*
- Infección por el herpesvirus del abalón.

## Artículo 1.3.3.

Están inscritas en la lista de la OIE las siguientes *enfermedades* de los crustáceos:

- Enfermedad de la cola blanca
- Enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda
- Enfermedad de las manchas blancas
- Hepatopancreatitis necrotizante
- Infección por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1
- Mionecrosis infecciosa

Anexo 6 (cont.)

- Necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa
- Plaga del cangrejo de río (*Aphanomyces astaci*)
- Síndrome de Taura.

Artículo 1.3.4.

Están inscritas en la lista de la OIE las siguientes *enfermedades* de los anfibios:

- Infección por *Batrachochytrium dendrobatidis*
- Infección por ranavirus.

---

-----

- Texto suprimido.

## CAPÍTULO 4.3.

# DESINFECCIÓN DE ESTABLECIMIENTOS Y EQUIPOS DE ACUICULTURA

### Artículo 4.3.1.

#### **Finalidad**

La finalidad del presente capítulo es brindar recomendaciones sobre la planificación y realización de procedimientos de *desinfección* destinados a prevenir la propagación de *agentes patógenos*.

### Artículo 4.3.2.

#### **Ámbito de aplicación**

Este capítulo describe recomendaciones sobre los procedimientos de *desinfección* de los establecimientos y equipos de *acuicultura* utilizados en las operaciones de rutina en materia de bioseguridad y de respuesta a las urgencias sanitarias. Se brindan recomendaciones sobre los principios generales, la planificación e implementación de las actividades de *desinfección*.

Los métodos específicos de inactivación de los agentes patógenos figuran en los capítulos específicos de *enfermedad* en el *Manual Acuático*.

### Artículo 4.3.3.

#### **Introducción**

La *desinfección* se emplea habitualmente como una herramienta de lucha contra las *enfermedades* en los *establecimientos de acuicultura* y como parte de un *plan de bioseguridad*. La *desinfección* se utiliza para prevenir la entrada o salida de *agentes patógenos* diana de un *establecimiento de acuicultura* o *compartimiento*, así como su propagación dentro de los *establecimientos de acuicultura*. La *desinfección* se puede aplicar en el marco de una respuesta a una situación de urgencia sanitaria, con el fin de contribuir al mantenimiento de las *zonas* de control de *enfermedades* y permitir su erradicación (procedimientos de sacrificio sanitario) en los *establecimientos de acuicultura* afectados. El objetivo específico de la *desinfección* determinará la elección de la estrategia utilizada y su aplicación.

En lo posible, deberá prevenirse la propagación de los *agentes patógenos* evitando el *riesgo* de introducción en lugar de tratar su presencia por medio de la *desinfección*. Por ejemplo, cuando los elementos para desinfectar presentan un *riesgo* elevado y son difíciles de desinfectar (guantes, equipo de submarinismo y buceo, cuerdas y redes), se deberá limitar su uso a una zona específica en vez de desinfectarlos y transportarlos dentro de las unidades de producción.

### Artículo 4.3.4.

#### **Principios generales**

La *desinfección* es un proceso estructurado que recurre a procedimientos físicos y químicos, con el fin de inactivar los *agentes patógenos* diana. El proceso deberá incluir una planificación y la implementación de etapas que tengan en cuenta opciones eventuales, la eficacia y los *riesgos*.

Anexo 7 (cont.)

El proceso de *desinfección* puede variar si el objetivo global es la erradicación de las *enfermedades* o su control. Los procedimientos de erradicación implicarán en general que se retiren todos los *animales acuáticos*, así como una *desinfección* de los *establecimientos de acuicultura* y de sus equipos. Los procedimientos utilizados para controlar la *enfermedad* tienen como meta limitar su propagación entre o dentro de *establecimientos de acuicultura*. Si bien se pueden utilizar distintos enfoques para alcanzar el objetivo identificado, se deberán aplicar en todos los casos los principios generales detallados a continuación.

1) El proceso de *desinfección* deberá incluir las siguientes etapas:

a) Limpieza y lavado

Antes de aplicar los *desinfectantes*, siempre se deberán limpiar y lavar las superficies y los equipos. Es necesario eliminar los desechos sólidos, la materia orgánica y los residuos químicos, puesto que pueden reducir la eficacia de los *desinfectantes*. El detergente utilizado deberá ser compatible con el *desinfectante* y la superficie tratada. Los desechos producidos durante esta etapa deberán eliminarse siguiendo un método seguro ya que pueden contener *agentes patógenos* viables y que tienen el potencial de propagar la *infección* si no se controlan. Tras los procedimientos de limpieza, deberá drenarse el exceso de agua antes de aplicar los *desinfectantes*.

Cuando hay que tratar el agua, la presencia de sólidos en suspensión también puede reducir la eficacia de algunos *desinfectantes*. Se deberán eliminar estos sólidos en suspensión mediante distintos procesos como la filtración, la sedimentación, la coagulación o la floculación.

Los biofilms, a menudo considerados como babaza, constituyen finas películas conformadas por microorganismos y sustancias poliméricas extracelulares que adhieren a las superficies. Los biofilms forman una barrera física que protege de los *desinfectantes* a los microorganismos incrustados. Para lograr una *desinfección* eficaz, se deberán eliminar los biofilms durante la etapa de limpieza y lavado, antes de aplicar los *desinfectantes*.

b) Aplicación de los desinfectantes

Esta etapa implica la aplicación de compuestos químicos o de procesos físicos apropiados para inactivar el *agente patógeno* diana.

La aplicación de *desinfectantes* deberá tener en cuenta el tipo de material que necesita una *desinfección* y la forma de aplicarlos. Los materiales duros y no permeables como las superficies metálicas y pulidas, los plásticos y el hormigón pintado se pueden limpiar por completo y soportan el contacto con el *desinfectante*, puesto que no presentan asperezas donde puede alojarse el material infeccioso. La eficacia de la *desinfección* disminuirá si la superficie está corroída, picada o si la pintura está descascarada; por lo tanto, resulta esencial el mantenimiento correcto de los equipos. En el caso de los materiales y las superficies permeables (por ejemplo, material de madera, redes y suelo), se requiere una mayor concentración de *desinfectante* y un tiempo de contacto más prolongado en razón de una superficie mayor, de productos químicos que no pueden penetrar fácilmente y de la presencia de materia orgánica residual.

La elección del método de aplicación deberá garantizar que todas las superficies entren en contacto con el agente durante el periodo de tiempo requerido. La aplicación de *desinfectantes* ha de ser metódica (por ejemplo, utilizando un modelo cuadrículado) para garantizar una cobertura completa de la superficie y el respeto de los tiempos de contacto. Cada etapa deberá iniciarse en el punto más alto y continuar hasta el más bajo, comenzando por las áreas menos contaminadas. Sin embargo, para ciertos equipos, basta con enjuagar las superficies con el *desinfectante*. Cuando los *desinfectantes* se aplican en superficies verticales, se deberá respetar cuidadosamente el tiempo de contacto mínimo indicado antes de que se escurra el *desinfectante*. Las superficies verticales pueden necesitar un nuevo tratamiento o un suplemento de agentes espumantes compatibles, con el fin de prolongar su adherencia a las superficies.

Los tubos y biofiltros deberán rellenarse con la solución de *desinfectante* para garantizar el contacto con todas las superficies. Las áreas complejas y de acceso difícil pueden requerir fumigación o la utilización de equipos de pulverización.

c) Eliminación o inactivación del desinfectante

La eliminación o inactivación de los residuos químicos es importante con el fin de evitar la toxicidad para los *animales acuáticos*, la corrosión de los equipos y los impactos sobre el medio ambiente. Los procedimientos que pueden emplearse para la eliminación o inactivación de los residuos químicos incluyen: enjuague de las superficies, dilución en niveles aceptables, tratamiento que inactiva los agentes químicos o un tiempo de espera suficiente para la desactivación o disipación del componente activo. Estos procedimientos se pueden utilizar en forma independiente o combinados.

- 2) Los *desinfectantes* deberán utilizarse de conformidad con las medidas previstas por la legislación pertinente. Los *desinfectantes* pueden presentar *riesgos* para la salud de los usuarios, los *animales acuáticos* y el medio ambiente. Los *desinfectantes* químicos se deberán almacenar, utilizar y eliminar de acuerdo con la legislación y las instrucciones del fabricante.
- 3) La *desinfección* deberá controlarse para garantizar su eficacia y la dosis de *desinfectante*. Dependiendo del procedimiento de aplicación y del agente patógeno en cuestión, este control se puede efectuar de distintas formas. Los ejemplos incluyen la medición del agente activo (por ejemplo, niveles de cloro residual), la medición indirecta del agente activo mediante un indicador de proceso (por ejemplo, seguimiento de la posible reducción de oxígeno), y medición de su eficacia mediante bacterias indicadoras (por ejemplo, conteo de las colonias de bacterias heterotróficas en placa).

En las instalaciones vacías y desinfectadas, se puede considerar el uso de una población centinela antes de la reintroducción de animales. La población centinela deberá ser susceptible al agente patógeno en cuestión y exponerse a condiciones que favorezcan la expresión clínica de la *enfermedad* para que el agente siga siendo viable.

- 4) Los *establecimientos de acuicultura* deberán llevar un registro de los procesos de *desinfección* aplicados. Los registros deberán estar completos para permitir una evaluación del plan de *desinfección*.

Artículo 4.3.5.

**Planificación**

A la elaboración de un plan de *desinfección* deberá incorporarse una evaluación de las rutas de riesgo, el tipo de material que se desinfectará, los *agentes patógenos* que han de inactivarse y el entorno donde va a realizarse el proceso. El plan de *desinfección* deberá revisarse regularmente y prever un mecanismo para determinar su eficacia. Cualquier cambio en el plan de *desinfección* también deberá documentarse.

El proceso de planificación deberá permitir la evaluación de los puntos de control críticos en los que la *desinfección* deberá ser más eficaz. Las prioridades en materia de *desinfección* se determinarán en función de la propagación potencial de los *agentes patógenos* y del *riesgo* relativo de contaminación. Para lograr una *desinfección* eficaz de las instalaciones que contengan vectores (por ejemplo, estanques), los vectores deberán excluirse, quitarse o destruirse como parte del proceso de *desinfección*.

Se deberá establecer un inventario de todos los artículos que necesiten *desinfección* e incluir una evaluación de los materiales utilizados en la construcción, la porosidad de las superficies, el acceso a las áreas y la resistencia a los daños químicos. Después se deberá decidir el método apropiado de *desinfección* para cada artículo.

Deberá evaluarse el nivel de limpieza requerido previo a la *desinfección* para cada tipo de equipo. Si existe mucha suciedad con acumulación de sólidos y partículas, se deberá prestar atención específica al proceso de limpieza y a los recursos requeridos. El proceso de limpieza físico o químico deberá ser compatible con el *desinfectante* elegido.

El personal, los equipos y materiales que se desinfectarán deberán evaluarse teniendo en cuenta el tipo y el número de artículos por tratar y la manera cómo se gestionarán los desechos.

En la etapa de planificación se deberá tener en cuenta la capacidad de controlar el flujo y el volumen de agua dependiendo de las características del establecimiento (sistemas de recirculación cerrados o abiertos). El agua puede desinfectarse por medio de distintos métodos, como se describe en el Artículo 4.3.11.

Anexo 7 (cont.)

## Artículo 4.3.6.

**Desinfección en una respuesta de emergencia**

La *desinfección* constituye una parte esencial de cualquier respuesta de emergencia en apoyo a actividades de control de las *enfermedades* como la *cuarentena* de los *establecimientos de acuicultura* afectados y los procedimientos de sacrificio sanitario. Las condiciones asociadas con la respuesta de emergencia exigen enfoques distintos en términos de *desinfección* con respecto a los empleados habitualmente en materia de bioseguridad. Estas condiciones incluyen un alto nivel de *riesgo* de *enfermedad* (debido a la importancia de la *enfermedad*), una importante concentración de agentes patógenos, volúmenes potencialmente altos de *animales acuáticos* infectados y de residuos, amplias superficies que requieran una *desinfección* y grandes volúmenes de agua contaminada. La planificación deberá tener en cuenta estas circunstancias, incorporar una evaluación de los *riesgos* e incluir métodos para controlar la eficacia del seguimiento de los resultados.

En una respuesta de emergencia puede ser preferible evitar las vías de *riesgo* en lugar de confiar en la *desinfección*. El equipo no deberá moverse de una instalación infectada a menos de que se haya completado una *desinfección* eficaz. En algunas circunstancias, será necesaria la destrucción del equipo o el material de alto *riesgo*, con el fin de inactivar el *agente patógeno* (por ejemplo, mediante incineración).

## Artículo 4.3.7.

**Tipos de desinfectantes**

Entre los tipos de *desinfectantes* comúnmente utilizados en la *acuicultura* se encuentran:

1. Agentes oxidantes

La mayoría de los agentes oxidantes son desinfectantes eficaces que actúan de manera relativamente rápida frente a una amplia gama de microorganismos. Estos componentes se inactivan con la materia orgánica y, por lo tanto, deberán utilizarse tras una etapa de limpieza eficaz. La materia orgánica consume los agentes oxidantes cuya concentración inicial (dosis de carga) disminuye rápidamente, lo que hace difícil anticipar niveles de dosis eficaces (dosis residual). Por lo tanto, deberán controlarse sistemáticamente los niveles de concentración residual, con el fin de confirmar que siguen siendo superiores a las concentraciones mínimas durante el período de tiempo requerido.

Los agentes oxidantes pueden resultar tóxicos para los *animales acuáticos* y, por lo tanto, deberán eliminarse o inactivarse.

Los agentes oxidantes utilizados habitualmente son los compuestos clorados, cloramina-T, yodóforos, compuestos de peróxido, dióxido de cloro y ozono.

2. Modificadores de pH (álcalis y ácidos)

Los modificadores de pH son compuestos alcalinos o ácidos utilizados para modificar el pH del entorno. Tienen la ventaja de que no se inactivan con la materia orgánica y que, por consiguiente, se pueden utilizar en zonas en las que no es posible realizar una etapa de limpieza eficaz como es el caso de las tuberías o de los filtros biológicos.

3. Aldehídos

Los aldehídos actúan desnaturalizando las proteínas. Dos componentes a base de aldehídos que se pueden utilizar para la descontaminación de los *establecimientos de acuicultura* son el formaldehído y el glutaraldehído, que son extremadamente eficaces contra un gran número de organismos pero requieren un tiempo prolongado de exposición. Los aldehídos mantienen su actividad en presencia de materia orgánica y sólo son un poco corrosivos. El formol también se puede utilizar para producir una fumigación con formaldehído gaseoso.

4. Biguanidas

De las numerosas biguanidas disponibles, la clorhexidina es la más utilizada. Sin embargo, no son eficaces en aguas duras o alcalinas y son menos eficaces contra muchos *agentes patógenos* si se comparan con otros grupos de *desinfectantes*. Estos compuestos son comparativamente menos corrosivos y relativamente seguros, por lo que se suelen utilizar habitualmente para la *desinfección* de las personas y de los equipos más delicados.

#### 5. Compuestos de amonio cuaternario (QACs)

La eficacia biocida de los compuestos de amonio cuaternario es variable y selectiva. Son eficaces contra algunas bacterias vegetales y algunos hongos, pero no contra todos los virus. Los compuestos de amonio cuaternario son particularmente activos frente a las bacterias gram positivas; su acción contra las bacterias gram negativas es lenta y algunas cepas muestran cierta resistencia. Estos compuestos no son eficaces contra las esporas. Presentan la ventaja de que no son corrosivos y tienen propiedades humidificantes, lo que aumenta el contacto con las superficies. Los compuestos de amonio cuaternario pueden ser tóxicos para los *animales acuáticos* y se les debe eliminar de las superficies tras los procedimientos de *desinfección*.

#### 6. Irradiación por rayos ultravioleta

La irradiación por rayos ultravioleta (UV) es una opción válida para el tratamiento del agua que entra o sale de los *establecimientos de acuicultura* donde se efectúa un cierto control del flujo de agua en los sistemas de recirculación o abiertos. La irradiación UV deberá emplearse tras un filtrado correcto puesto que la presencia de sólidos en suspensión reduce la transmisión de los rayos UV y la eficacia de este método.

#### 7. Tratamiento térmico

La eficacia del tratamiento térmico depende de la combinación entre la temperatura y el tiempo de exposición. La susceptibilidad de los *agentes patógenos* frente al tratamiento térmico varía de forma significativa, por lo tanto, deberán tomarse en cuenta las características del *agente patógeno*. En la mayoría de las condiciones, el calor húmedo es más eficaz que el calor seco.

#### 8. Desecación

La desecación puede resultar un *desinfectante* eficaz para los *agentes patógenos* susceptibles y utilizarse cuando los otros métodos de *desinfección* no se pueden realizar o como un método complementario de otros métodos de *desinfección*.

La desecación se puede considerar como un método de *desinfección* si se logra el secado completo de los equipos, puesto que la ausencia de agua elimina numerosos *agentes patógenos*. Sin embargo, el contenido de humedad puede ser difícil de controlar en ciertas circunstancias. La eficacia varía dependiendo de condiciones ambientales como la temperatura y la humedad.

#### 9. Métodos combinados de desinfección

Los métodos combinados de *desinfección* tomarán en consideración cuando actúan en forma sinérgica y ofrecen una mayor garantía de la inactivación eficaz del *agente patógeno*. Algunos ejemplos:

- a) la asociación de la exposición directa a la luz del sol y el secado constituye un método combinado de *desinfección* que ofrece tres acciones potenciales de *desinfección*, es decir, la irradiación UV, el tratamiento térmico y la desecación. Este método no tiene ningún costo operativo y se puede utilizar después de otros métodos;
- b) el ozono y la irradiación de UV a menudo se combinan en serie ya que se utilizan como complemento de otros métodos de *desinfección* y presentan modos de acción diferentes. La irradiación de UV también tiene la ventaja de eliminar los residuos de ozono proveniente del agua tratada.

Se pueden observar efectos antagonistas cuando se combinan agentes químicos o detergentes.

Artículo 4.3.8.

### **Selección de un desinfectante**

El *desinfectante* se deberá seleccionar teniendo en consideración lo siguiente:

- eficacia contra los *agentes patógenos*;
- concentración eficaz y tiempo de exposición;
- capacidad de evaluación de la eficacia;

## Anexo 7 (cont.)

- naturaleza de los artículos que se van a desinfectar;
- compatibilidad con el tipo de agua disponible (por ejemplo, agua dulce, agua dura o agua de mar);
- disponibilidad del *desinfectante* y del equipo;
- facilidad de aplicación;
- costo;
- impacto de los residuos sobre los *animales acuáticos* y el entorno; y
- seguridad del usuario.

### Artículo 4.3.9.

#### **Tipos de establecimientos y equipos de acuicultura**

Las características de los distintos tipos de equipos y *establecimientos de acuicultura* varían ampliamente. Esta sección presenta ciertas consideraciones para proceder a la *desinfección* eficaz de los distintos tipos de establecimientos y equipos de *acuicultura* y sus equipos.

#### 1. Estanques

En general, los estanques son de buen tamaño, tener directamente un fondo de tierra o poseer un recubrimiento de plástico. Estas características, junto con la presencia de grandes volúmenes de agua, hacen muy difícil la limpieza que precede la descontaminación, y las grandes cargas de materias orgánicas pueden afectar la acción de muchos *desinfectantes* químicos. Antes de la *desinfección*, a los estanques se les debe drenar el agua y eliminar el máximo posible de materia orgánica. Los estanques de tierra deberán vaciarse por completo y recibir un tratamiento con compuestos calizos para aumentar el nivel de pH y facilitar la inactivación de los *agentes patógenos*. El cultivo de los fondos de los estanques sin revestimiento facilitará también la incorporación de los componentes calizos y el secado.

#### 2. Tanques

El material de construcción del tanque (por ejemplo, fibra de vidrio, hormigón o plástico) determinará el tipo de método de *desinfección* utilizado. Los tanques de hormigón son sensibles a la corrosión de los ácidos y a los daños potencialmente ocasionados por los pulverizadores de alta presión. Dado que también son porosos, para garantizar la *desinfección* es necesario prever un tiempo de aplicación prolongado de los productos químicos. Los tanques de plástico, pintados y de fibra de vidrio son más fáciles de desinfectar puesto que disponen de superficies lisas y no porosas fáciles de limpiar por completo y resistentes a la mayoría de los productos químicos.

Antes de la *desinfección*, se deberá vaciar el agua de los tanques. El equipo de los tanques deberá sacarse para una limpieza y *desinfección* por separado, eliminando los desechos orgánicos y los escombros. La superficie del tanque deberá lavarse con pulverizadores de alta presión o mediante un cepillado mecánico, en asociación con productos detergentes, con el fin de eliminar la suciedad como las algas o los biofilms. Se puede utilizar agua caliente para reforzar la limpieza. Antes de aplicar los *desinfectantes*, se deberá drenar todo excedente de agua para facilitar el proceso de limpieza.

Cuando los *desinfectantes* se aplican en superficies verticales, se deberá respetar cuidadosamente el tiempo de contacto mínimo indicado antes de que se escurra el *desinfectante*. Tras la *desinfección*, los tanques se deberán enjuagar para eliminar los residuos y permitir que se sequen por completo.

#### 3. Tuberías

La *desinfección* de las tuberías puede complicarse debido a la dificultad de acceso. Al seleccionar el método de *desinfección*, deberán tenerse en cuenta los materiales utilizados en la fabricación de las tuberías.

Las tuberías pueden limpiarse con eficacia utilizando soluciones alcalinas o ácidas, o bien sistemas de limpieza con chorro de espuma. Para que sea eficaz, la *desinfección* de las tuberías requiere la eliminación del biofilm, seguida de la evacuación de las partículas en suspensión generadas y, por último, un enjuague completo.

Una vez que las tuberías estén limpias, se pueden aplicar los *desinfectantes* químicos o una corriente de agua caliente. En todas las etapas, las tuberías deben estar completamente llenas para que las superficies internas se traten correctamente.



#### 4. Redes de la jaula y otros materiales fibrosos

Las redes utilizadas en las cajas de *acuicultura* a menudo son grandes, difíciles de manipular y acumulan residuos biológicos, además de estar fabricadas a partir de materiales fibrosos que capturan la materia orgánica y la humedad. Debido a la dificultad que representa desinfectar redes de gran tamaño y su contacto directo con las poblaciones de peces, se consideran artículos de alto *riesgo*, cuya utilización se deberá reservar a un solo *establecimiento de acuicultura* o área.

Una vez retiradas del agua, deberán transferirse directamente a la zona dedicada a su lavado. Las redes deberán lavarse por completo antes de desinfectarse, con el fin de eliminar la materia orgánica y ayudar a la penetración de los *desinfectantes* químicos. Se logrará una mejor limpieza si se eliminan primero los residuos de gran tamaño y si después se lavan con una solución detergente.

Al terminar la limpieza, las redes se pueden desinfectar por inmersión total en una solución de productos químicos *desinfectantes* o agua caliente. La duración del tratamiento deberá ser suficiente para permitir su penetración en los materiales que constituyen la red. Al terminar la *desinfección*, las redes se deben secar antes de guardarse. Si las redes enrolladas no están completamente secas, conservan cierta humedad susceptible de favorecer la supervivencia de los *agentes patógenos*.

**Los otros materiales fibrosos como la madera, las cuerdas y las redes de los salabres tienen características similares a las de las redes de las jaulas y exigen una atención particular.** Siempre que sea posible, se recomienda que la utilización de equipos con materiales fibrosos se reserve a una zona específica.

#### 5. Vehículos

El *riesgo* asociado a la utilización de los *vehículos* se determinará con respecto a su uso, por ejemplo, transporte de *animales acuáticos* muertos, vivos o recién recolectados. Se deberán desinfectar todas las superficies exteriores e interiores potencialmente contaminadas, prestando una atención particular a las zonas de alto *riesgo* como la superficie interna de los *contenedores*, las tuberías, el agua de transporte y los desechos. Deberá evitarse la utilización de *desinfectantes* corrosivos; en caso contrario, la eliminación de los residuos con una acción corrosiva deberá realizarse por medio de un cuidadoso enjuague. Los compuestos oxidantes como la clorina son los más utilizados para los *vehículos*.

#### 6. Edificios

Los *establecimientos de acuicultura* incluyen instalaciones destinadas a la cría, la recuperación y la transformación de los *animales acuáticos*, y al almacenamiento de los *piensos* y del equipo.

El enfoque utilizado para la *desinfección* puede variar según la estructura del edificio y del grado de exposición a los materiales y equipos contaminados.

Los edificios deberán diseñarse para permitir una limpieza eficaz y una aplicación minuciosa de los *desinfectantes* en todas las superficies internas. Algunos edificios poseen sistemas complejos de tuberías, maquinaria y depósitos que dificultan la *desinfección*. Siempre que sea posible, se deben quitar todos los escombros en las instalaciones y sacar los equipos antes de proceder a la *desinfección*.

Los agentes espumantes o nebulizadores constituyen opciones para la *desinfección* de áreas difíciles y superficies verticales. Para las superficies grandes y de difícil acceso, se podrá considerar la fumigación, siempre que los edificios puedan aislarse de forma adecuada.

#### 7. Contenedores

El término *contenedor* designa tanto los simples recipientes de plástico utilizados para el transporte de *productos de animales acuáticos* y de *animales acuáticos* muertos, como los sistemas complejos de tanques utilizados para el transporte de los *animales acuáticos* vivos.

En general, los *contenedores* se fabrican con materiales no porosos (por ejemplo, el plástico o el acero) que pueden desinfectarse con facilidad. Deben considerarse artículos de alto *riesgo* puesto que están en contacto directo con los *animales acuáticos* o sus *productos* (por ejemplo, sangre, *animales acuáticos* muertos). Además, la necesidad de transportarlos de un lugar a otro los transforma en fomites potenciales, susceptibles de propagar los *agentes patógenos*. En el caso del transporte de *animales acuáticos* vivos, los *contenedores* pueden poseer sistemas de tuberías y bombeo, al igual que espacios confinados que también deberán desinfectarse.

Anexo 7 (cont.)

Se deberá sacar toda el agua del *contenedor* y se removerán los *animales acuáticos*, las materias fecales y todo material orgánico por medio de un enjuague con inyección de agua limpia. Todas las tuberías y bombas asociadas deberán inspeccionarse y enjuagarse. Los *contenedores* se deberán lavar con detergentes químicos apropiados, asociados a un lavado de alta presión o un cepillado mecánico.

Todas las superficies internas y externas de los *contenedores* deberán tratarse empleando un método de *desinfección* adecuado. Después se enjuagarán e inspeccionarán para garantizar la ausencia de residuos orgánicos, y se guardarán para facilitar que se escurran y sequen rápidamente.

8. Barcos

Todos los barcos deberán desinfectarse de manera rutinaria para evitar la transferencia de *agentes patógenos*. El nivel de contaminación de los barcos se determina en función de su uso. Los barcos utilizados para la recuperación de los *animales acuáticos* vivos o muertos en los sitios para *acuicultura* se deberán considerar de alto *riesgo*. La materia orgánica deberá eliminarse regularmente de puentes y zonas de trabajo.

El proceso de planificación de la *desinfección* deberá incluir una evaluación para identificar las áreas de *riesgo* tales como el interior y los alrededores de la maquinaria, los tanques, la sentina y la tubería. Todos los equipos desmontables se deberán retirar antes de la *desinfección*. Se han de elaborar procedimientos adicionales para los barcos vivo puesto que pueden transferir *agentes patógenos* durante la evacuación del agua contaminada. Cuando existe un *riesgo* de propagación del *agente patógeno*, las aguas efluentes se desinfectarán antes de evacuarse (ver Artículo 4.3.10.).

Siempre que sea posible, los barcos deberán estar en dique seco para la *desinfección* con el fin de limitar la evacuación de aguas usadas en el entorno acuático y poder acceder al casco de la embarcación. Deberán eliminarse los organismos bioincrustantes que pueden actuar como vectores mecánicos u hospedadores intermediarios.

Cuando los barcos no pueden instalarse en dique seco, se elegirá el método de *desinfección* que genere menos vertidos de productos químicos tóxicos en el medio acuático. Se emplearán buzos para efectuar la inspección y limpieza del casco. Cuando sea necesario, los métodos mecánicos como la pulverización a alta presión o la limpieza con vapor se considerarán como una alternativa de la *desinfección* química para la limpieza de toda la línea de flotación. Se puede contemplar también la fumigación para las superficies importantes, siempre que las áreas puedan aislarse de forma adecuada.

9. Biofiltros

Los biofiltros utilizados en los sistemas de producción cerrados o semi cerrados constituyen un punto de control importante de las *enfermedades*. Los biofiltros están diseñados para hospedar colonias de bacterias benéficas, utilizadas para mejorar la calidad del agua. Las condiciones de mantenimiento de dichas bacterias también pueden favorecer la supervivencia de algunos *agentes patógenos* presentes. Normalmente, es imposible desinfectar los biofiltros sin destruir las bacterias benéficas. Por lo tanto, los problemas relativos a la calidad del agua deberán tomarse en cuenta durante la planificación de las estrategias de *desinfección* de los biofiltros.

En caso de desinfección de los biofiltros, es necesario vaciar el sistema, eliminar los residuos orgánicos y limpiar las superficies. Todos los filtros deberán retirarse y desinfectarse por separado.

La *desinfección* de los sistemas de biofiltros se puede realizar modificando los niveles de pH del agua (utilizando soluciones ácidas o alcalinas). Durante esta operación, los niveles de pH deberán ser suficientes como para inactivar el agente diana sin por ello ser corrosivo para las bombas y el equipo dentro del sistema de filtro. Como alternativa, es posible desmontar completamente el biofiltro, retirar el sustrato, limpiar los componentes y aplicar los *desinfectantes* por separado. Se recomienda este último procedimiento, para la repuesta a una situación de emergencia sanitaria. Se reemplazará el sustrato del biofiltro en caso de que no se pueda desinfectar eficazmente. Los sistemas de biofiltros se lavarán por completo antes de la reintroducción de los animales.

10. Equipos para la cría

En los *establecimientos de acuicultura* siempre hay una gran variedad de equipos que están en contacto directo con los *animales acuáticos* y actúan potencialmente como fómites (por ejemplo, seleccionadoras, sistemas automatizados de vacunación y bombas de peces).

Los principios generales descritos en el Capítulo 4.3.4. se deberán aplicar a la *desinfección* de los equipos para la cría. Se examinará cada objeto para identificar las partes que están en contacto directo con los *animales acuáticos* y las zonas de acumulación de material orgánico. Si es necesario, los equipos se desmontarán para facilitar la limpieza y la *desinfección adecuadas*.

#### Artículo 4.3.10.

##### Equipo individual

La *desinfección* del equipo individual deberá tener en cuenta el nivel de *riesgo* asociado con un uso previo. Si es posible, la utilización del equipo individual se reservará a un sitio específico para evitar al recurso sistemático a la *desinfección*.

El equipo elegido debe ser no absorbente y fácil de limpiar. Todo el personal que entre en la zona de producción deberá utilizar prendas de protección limpias y no contaminadas. A la entrada como a la salida de las zonas de producción, las botas se limpiarán y desinfectarán. En caso de utilización de pediluvios, es necesario prever un procedimiento de limpieza para eliminar la acumulación de barro, una profundidad suficiente para recubrir las botas, la utilización de una solución desinfectante resistente a la materia orgánica y su renovación regular.

Los equipos de alto *riesgo* como los equipos de buceo requieren una atención particular puesto que pueden exponerse a niveles extremadamente importantes de material contaminado y, a menudo, son susceptibles a la corrosión química. Su enjuague frecuente constituirá una ayuda muy valiosa para reducir la acumulación de materia orgánica y para una mayor eficacia de la *desinfección*. Es necesario que el equipo se seque por completo y así limitar la aparición de microentornos húmedos, susceptibles de hospedar *agentes patógenos*.

#### Artículo 4.3.11.

##### Desinfección del agua

Los *establecimientos de acuicultura* pueden necesitar desinfectar el agua como medida general de bioseguridad aplicada al flujo de agua entrante, prevenir la introducción de *agentes patógenos* diana, o eliminarlos de los efluentes. El método de *desinfección* más apropiado dependerá del objetivo de la *desinfección* y de las características del agua que se va a desinfectar.

Antes de la aplicación de los *desinfectantes*, es esencial retirar los *animales acuáticos* y eliminar los sólidos en suspensión del agua que se va a tratar. Los agentes patógenos se caracterizan por adherir a la materia orgánica e inorgánica, la remoción de los sólidos en suspensión permite reducir en forma significativa la carga de *agentes patógenos* en el agua. Es posible eliminar los sólidos en suspensión mediante la filtración o la sedimentación de los materiales en suspensión. La elección del mejor sistema de filtración dependerá de la calidad inicial del agua, de los volúmenes que se filtrarán, los costos de inversión de capital y operativos además de su fiabilidad.

Los *desinfectantes* físicos (por ejemplo, la irradiación con rayos UV) y químicos (por ejemplo, el ozono, el cloro y el dióxido de cloro) se utilizan habitualmente para desinfectar el agua. Los sólidos en suspensión deben retirarse antes de la aplicación de dichos *desinfectantes* puesto que la materia orgánica es susceptible de inhibir el proceso de oxidación y los sólidos en suspensión inhiben la transmisión de rayos UV y reducen la eficacia de la irradiación protegiendo a los agentes patógenos. Una combinación de los métodos puede resultar benéfica cuando actúan de forma sinérgica o cuando es necesario repetir las operaciones.

Resulta esencial controlar la eficacia de la *desinfección* del agua, lo que se puede lograr directamente a partir de muestras de agentes patógenos de interés, o indirectamente mediante la búsqueda de organismos indicadores o el control de los niveles de las concentraciones residuales de los *desinfectantes*.

La gestión de los residuos químicos es importante para evitar efectos tóxicos en los *animales acuáticos*. Por ejemplo, los residuos formados entre el ozono y el agua de mar, como los compuestos de bromuro son tóxicos en las etapas de desarrollo precoz de los *animales acuáticos* y pueden eliminarse con un filtro de carbón. El cloro residual deberá eliminarse del agua mediante la desactivación química o la liberación de gases residuales.



**Reestructuración propuesta del Título 4 del Código Acuático  
“Prevención y control de las enfermedades”**

CAPÍTULO ACTUAL	COMENTARIO	NUEVO CAPÍTULO PROPUESTO
<i>Título 4 Prevención y control de las enfermedades</i>		
	Introducción a los capítulos de esta sección.	4.1. <i>Introducción a la prevención y control de las enfermedades</i>
4.1. <i>Zonificación y compartimentación</i>	Requiere revisión con el fin de mejorar la legibilidad y claridad de los principios generales para el establecimiento de zonas y compartimentos.	4.2. <i>Zonificación y compartimentación</i> (Capítulo revisado 4.1)
	Desarrollo de un nuevo capítulo específico para la aplicación de la zonificación y brindar orientaciones más claras acerca del establecimiento de zonas con fines comerciales y de control de enfermedades. Se asociará con otros capítulos.	4.3. <i>Aplicación de la zonificación</i> (nuevo capítulo)
4.2. <i>Aplicación de la compartimentación</i>	Requiere revisión con el fin de mejorar la legibilidad y claridad, al igual que las orientaciones acerca del establecimiento de compartimentos con fines comerciales. Se asociará con otros capítulos, por ejemplo, bioseguridad y desinfección.	4.4. <i>Aplicación de la compartimentación</i> (Capítulo revisado 4.2.)
	Desarrollo de un nuevo capítulo sobre los principios de bioseguridad en la acuicultura. Abarcará enfoques clave para la planificación de la bioseguridad tales como el análisis del riesgo y la identificación de las vías de transmisión. Se asociará con otros capítulos, por ejemplo, desinfección y compartimentación.	4.5. <i>Bioseguridad en la acuicultura</i> (nuevo capítulo)
4.3. <i>Recomendaciones generales sobre la desinfección</i>	En revisión por el momento con miras a ofrecer recomendaciones más detalladas sobre los principios de desinfección.	4.6. <i>Desinfección de establecimientos y equipos de acuicultura</i> (Capítulo revisado 4.3. en desarrollo)
4.4. <i>Recomendaciones para la desinfección de la superficie de huevos de salmónidos</i>	Nuevo capítulo adoptado en 2015. Si se enmienda en el futuro considerar los cambios sugeridos en la reunión de octubre de 2015 de la Comisión para los Animales Acuáticos.	4.7. <i>Recomendaciones para la desinfección de la superficie de huevos de salmónidos</i>
4.5. <i>Elaboración de un plan de emergencia</i>	Requiere una revisión general con el fin de ofrecer orientaciones adecuadas acerca de los principios de planes de contingencia y respuestas ante situaciones de emergencia.  Requiere artículos de apoyo en cada capítulo específico de enfermedad sobre la manera de restituir la ausencia de enfermedad tras un brote. Se asociará con otros capítulos, por ejemplo, bioseguridad y desinfección.	4.10. <i>Preparación para emergencias sanitarias</i>
4.6. <i>Vacío sanitario en acuicultura</i>	Supresión de este capítulo e inclusión de la información de interés en el nuevo capítulo propuesto sobre bioseguridad.	Se incluirá en el nuevo Capítulo 4.4. propuesto <i>Bioseguridad en acuicultura</i>
4.7. <i>Manipulación, eliminación y tratamiento de residuos de animales acuáticos</i>	Puede requerir revisión para incorporar en esta sección otros capítulos nuevos y revisados (por ejemplo, preparación para emergencias sanitarias y desinfección) y garantizar la solidez de las recomendaciones.	4.8. <i>Manipulación, eliminación y tratamiento de residuos de animales acuáticos</i>
4.8. <i>Control de los agentes patógenos en los piensos para animales acuáticos</i>	Revisado y adoptado recientemente (2015). Se asociará con otros capítulos, por ejemplo, bioseguridad.	4.9. <i>Control de los agentes patógenos en los piensos para animales acuáticos</i>



## CAPITULO 5.1.

## OBLIGACIONES GENERALES EN MATERIA DE CERTIFICACIÓN

[...]

Artículo 5.1.4.

### Responsabilidades en caso de incidente relacionado con una importación

- 1) El *comercio internacional* implica una responsabilidad ética permanente. Por consiguiente, si dentro de un periodo razonable con posterioridad a una exportación, la *autoridad competente* tiene conocimiento de que ha aparecido o reaparecido una *enfermedad* expresamente mencionada en el *certificado sanitario internacional aplicable a los animales acuáticos*, o cualquier otra *enfermedad* que revista importancia epidemiológica para el *país importador*, dicha *autoridad competente* tendrá la obligación de notificar el caso al *país importador*, para que las *mercancías* importadas puedan ser inspeccionados o sometidos a pruebas y se adopten las medidas pertinentes para limitar la propagación de la *enfermedad* si ha sido introducida inadvertidamente.
- 2) ~~En caso de aparición de una enfermedad en animales acuáticos importados, dentro de un período razonable posterior a la importación, la autoridad competente del país exportador deberá ser informada para que pueda realizar una investigación, ya que puede tratarse de la primera información disponible sobre la presencia de la enfermedad en una población de animales acuáticos anteriormente libre de ella. La autoridad competente del país importador deberá ser informada del resultado de la investigación, pues puede que el origen de la infección no esté en el país exportador.~~
- 3) Si aparece una *enfermedad* en los *animales acuáticos* en el *país importador* asociada con la importación de *mercancías*, deberá notificarse el hecho a la *autoridad competente* del *país exportador* para que pueda efectuar una investigación, ya que puede tratarse de la primera información disponible relativa a la aparición de la *enfermedad* en una población de *animales acuáticos* anteriormente libre de la misma.
- 4) En caso de que se tengan motivos para sospechar la falsificación de un *certificado sanitario internacional aplicable a los animales acuáticos*, las *autoridades competentes* del *país importador* y del *país exportador* procederán a una investigación. También se notificará la sospecha a cualquier tercer país concernido. Todas las remesas relacionadas con el certificado deberán permanecer bajo control oficial hasta que se conozca el resultado de la investigación. Las *autoridades competentes* de todos los países concernidos deberán colaborar en la investigación. Si el *certificado sanitario internacional aplicable a los animales acuáticos* resulta ser falso, se hará todo lo posible por identificar a los responsables y tomar las medidas previstas por la legislación pertinente.

---

-----

— Texto suprimido.





## CAPÍTULO 9.X.

## ENFERMEDAD DE LA NECROSIS HEPATOPANCREÁTICA AGUDA

### Article 9.X.1.

A efectos del *Código Acuático*, la enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda (AHPND por sus siglas en inglés) es la *infección* por cepas de la bacteria *Vibrio parahaemolyticus* (*Vp*) portadora de uno o más plásmido(s) extracromosómico(s) que codifican para una toxina ( $Pir^{vp}$ ) que induce los cambios histopatológicos de AHPND en el hepatopáncreas (en adelante " $Vp_{AHPND}$ "). *Vibrio parahaemolyticus* ha sido clasificado como un miembro del clado *V. harveyi*.

[La información sobre los métodos de *diagnóstico* de esta *enfermedad* figura en el *Manual Acuático*.]

### Artículo 9.X.2.

#### Ámbito de aplicación

Las recomendaciones de este capítulo se aplican a las siguientes especies que cumplen los criterios para la inclusión de *especies susceptibles* en el Capítulo 1.5.: camarón blanco del Pacífico (*Panaeus vannamei*) y langostino jumbo (*Penaeus monodon*).

A efectos de este capítulo, los términos camarón y langostino se utilizan indistintamente.

### Artículo 9.X.3.

**Importación o tránsito por el territorio de animales acuáticos y productos de animales acuáticos cualquiera que sea el uso al que se destinan de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

- 1) Independientemente del estatus sanitario del país, la *zona* o el *compartimento* de exportación respecto de AHPND, las *autoridades competentes* no deberán exigir ningún tipo de condición relacionada con esta *enfermedad* cuando autoricen la importación o el tránsito por su *territorio* de los siguientes *productos de animales acuáticos* para las especies mencionadas en el Artículo 9.X.2., cualquiera que sea el uso al que se destinan y siempre que reúnan las condiciones descritas en el Artículo 5.4.1.:
  - [a) productos de crustáceos termoesterilizados y sellados herméticamente (es decir, un tratamiento térmico a 121 °C durante al menos 3,6 minutos o una combinación equivalente de tiempo/temperatura);
  - b) productos de crustáceos cocinados que se hayan sometido a un tratamiento térmico a 100 °C durante al menos 3 minutos (o a una combinación equivalente de tiempo/temperatura que haya demostrado que inactiva  $Vp_{AHPND}$ );
  - c) productos de crustáceos pasteurizados que se hayan sometido a un tratamiento térmico a 63 °C durante al menos 30 minutos (o a una combinación equivalente de tiempo/temperatura que haya demostrado que inactiva  $Vp_{AHPND}$ );
  - d) aceite de crustáceos;
  - e) *harina* de crustáceos.
  - f) quitina extraída químicamente.]
- 2) Las *autoridades competentes* deberán exigir las condiciones prescritas en los Artículos 9.X.7. a 9.X.11. que correspondan al estatus sanitario del país, la *zona* o el *compartimento* de exportación respecto de AHPND cuando autoricen la importación o el tránsito por su *territorio* de *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* relacionados con las especies mencionadas en el Artículo 9.X.2. que no sean los enumerados en el apartado 1) del Artículo 9.X.3.
- 3) La *autoridad competente* deberá proceder a un *análisis del riesgo* acorde con las recomendaciones del Capítulo 2.1. cuando contemple la importación o el tránsito por su *territorio* de *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* de cualquier especie no mencionada en el Artículo 9.X.2., pero que se considere que pueda plantear un *riesgo* de propagación de AHPND. Se deberá informar a la *autoridad competente* del *país exportador* del resultado de esta evaluación.

Anexo 10 (cont.)

## Artículo 9.X.4.

**País libre de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

Si el país comparte una *zona* con otro u otros países, sólo podrá hacer una *autodeclaración de ausencia* de AHNPD si todas las áreas cubiertas por cuerpos de aguas compartidas han sido declaradas países o *zonas* libres de esta *enfermedad* (véase el Artículo 9.X.5.).

Como se describe en el Artículo 1.4.6., un país podrá hacer una *autodeclaración de ausencia* de AHNPD si:

- 1) ninguna *especie susceptible* de las mencionadas en el Artículo 9.X.2. está presente y se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;
 

O
- 2) cualquiera de las *especies susceptibles* mencionadas en el Artículo 9.X.2. está presente, pero se han dado las condiciones siguientes:
  - a) no se ha observado la presencia de la *enfermedad* durante, por lo menos, los diez últimos años a pesar de unas condiciones propicias para su manifestación clínica (de acuerdo con lo indicado en el capítulo correspondiente del *Manual Acuático*), y
  - b) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;
 

O
- 3) se desconoce el estatus sanitario respecto de la *enfermedad* antes de ejercer una *vigilancia específica*, pero se han dado las condiciones siguientes:
  - a) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años, y
  - b) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de AHNPD;
 

O
- 4) había hecho previamente una *autodeclaración de ausencia* de AHNPD y perdió posteriormente su estatus libre de *enfermedad* por haberse detectado AHNPD, pero se han dado las condiciones siguientes:
  - a) una vez detectada la *enfermedad*, el área afectada ha sido declarada *zona infectada* y se ha establecido una *zona de protección*, y
  - b) las poblaciones infectadas han sido destruidas o desplazadas de la *zona infectada* con medios que reducen al mínimo el *riesgo* de propagación de la *enfermedad* y se han aplicado los procedimientos de *desinfección* apropiados (descritos en Capítulo 4.3.), y
  - c) las *condiciones elementales de bioseguridad* vigentes anteriormente han sido debidamente revisadas y modificadas y se han reunido ininterrumpidamente desde la erradicación de la *enfermedad*, y
  - d) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de AHNPD.

Mientras tanto, parte o la totalidad del área no afectada podrá ser declarada *zona* libre, siempre que reúna las condiciones descritas en el apartado 3) del Artículo 9.X.5.

## Artículo 9.X.5.

**Zona o compartimento libres de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

Si una *zona* o un *compartimento* se extienden más allá de las fronteras de un país, sólo podrán ser declarados *zona* o *compartimento* libres de AHNPD si las *autoridades competentes* confirman que reúnen las condiciones exigidas para serlo.

Anexo 10 (cont.)

Como se describe en el Artículo 1.4.6., una *zona* o un *compartimento* establecidos en el *territorio* de un país o de un conjunto de países no declarados libres de AHNPD podrán ser declarados libres de esta *enfermedad* por la(s) *autoridad(es) competente(s)* de dicho país o conjunto de países si:

- 1) ninguna *especie susceptible* de las mencionadas en el Artículo 9.X.2. está presente en la *zona* o el *compartimento* y se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;

O

- 2) cualquiera de las *especies susceptibles* mencionadas en el Artículo 9.X.2. está presente en la *zona* o el *compartimento*, pero se han dado las condiciones siguientes:

- a) no se ha observado la presencia de la *enfermedad* durante, por lo menos, los diez últimos años a pesar de unas condiciones propicias para su manifestación clínica (de acuerdo con lo indicado en el capítulo correspondiente del *Manual Acuático*), y
- b) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;

O

- 3) se desconoce el estatus sanitario respecto de la *enfermedad* antes de ejercer una *vigilancia específica*, pero se han dado las condiciones siguientes:

- a) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años, y
- b) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., en la *zona* o el *compartimento* durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de AHNPD;

O

- 4) una *zona* había hecho previamente una *autodeclaración de ausencia* de AHNPD y perdió posteriormente su estatus libre de *enfermedad* por haberse detectado AHNPD en ella, pero se han dado las condiciones siguientes:

- a) una vez detectada la *enfermedad*, el área afectada ha sido declarada *zona infectada* y se ha establecido una *zona de protección*, y
- b) las poblaciones infectadas han sido destruidas o desplazadas de la *zona infectada* con medios que reducen al mínimo el *riesgo* de propagación de la *enfermedad* y se han aplicado los procedimientos de *desinfección* apropiados (descritos en Capítulo 4.3.), y
- c) las *condiciones elementales de bioseguridad* vigentes anteriormente han sido debidamente revisadas y modificadas y se han reunido ininterrumpidamente desde la erradicación de la *enfermedad*, y
- d) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de AHNPD.

Artículo 9.X.6.

### Conservación del estatus libre

Un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de AHNPD, de conformidad con lo dispuesto en los apartados 1) ó 2) de los Artículos 9.X.4. ó 9.X.5. (según proceda), podrán conservar el estatus libre de esta *enfermedad* si mantienen ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad*.

Un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de AHNPD, de conformidad con lo dispuesto en el apartado 3) de los Artículos 9.X.4. ó 9.X.5. (según proceda), podrán interrumpir la *vigilancia específica* y conservar su estatus libre de esta *enfermedad* si reúnen condiciones propicias para su manifestación clínica, de acuerdo con lo indicado en el capítulo correspondiente del *Manual Acuático*, y mantienen ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad*.

Sin embargo, en las *zonas* o los *compartimentos* declarados libres de AHNPD y situados en países infectados, así como en todos los casos en que no se reúnan condiciones propicias para la manifestación clínica de esta *enfermedad*, se deberá mantener un nivel de *vigilancia específica* que determinará el *Servicio de Sanidad de los Animales Acuáticos* en función de la probabilidad de *infección*.

Anexo 10 (cont.)

## Artículo 9.X.7.

**Importación de animales acuáticos y productos de animales acuáticos de un país, una zona o un compartimento declarados libres de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

Cuando se importen *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* de las especies mencionadas en el Artículo 9.X.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de AHNPD, la *autoridad competente* del país importador deberá exigir la presentación de un *certificado sanitario internacional aplicable a los animales acuáticos*, extendido por la *autoridad competente* del país exportador o por un *certificador oficial* aprobado por el país importador, que acredite, según los procedimientos descritos en los Artículos 9.X.4. ó 9.X.5. (según proceda) y 9.X.6., que el lugar de producción de los *animales acuáticos* y de los *productos de animales acuáticos* es un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de AHNPD.

El *certificado* deberá ser conforme al modelo de certificado que figura en el Capítulo 5.11.

Este artículo no se aplica a las *mercancías* mencionadas en el apartado 1 del Artículo 9.X.3.

## Artículo 9.X.8.

**Importación, para la acuicultura, de animales acuáticos vivos de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

- 1) Cuando se importen, para la *acuicultura*, *animales acuáticos* vivos de las especies mencionadas en el Artículo 9.X.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de AHNPD, la *autoridad competente* del país importador deberá evaluar el *riesgo* y aplicar, si se justifican, las siguientes medidas para reducirlo:
  - a) entrega directa de la remesa a instalaciones biológicamente seguras donde permanezca el resto de su vida continuamente aislada del medio local, y
  - b) tratamiento del agua utilizada para el transporte y de todos los efluentes y despojos de modo que garantice la inactivación de  $Vp_{\text{AHNPD}}$ .
- 2) Si el objetivo de la importación es la creación de una población nueva, deberán tomarse en cuenta los aspectos pertinentes del Código de Prácticas para la Introducción y Traslado de Organismos Marinos del Consejo Internacional para la Exploración del Mar (ICES).
- 3) A efectos del *Código Acuático*, los elementos pertinentes que establece el Código del ICES (versión íntegra: <http://www.ices.dk/publications/our-publications/Pages/Miscellaneous.aspx>) se pueden resumir en los siguientes puntos:
  - a) identificar las poblaciones de interés (de cultivo o naturales) en las instalaciones donde se encuentran;
  - b) evaluar el historial sanitario de las poblaciones;
  - c) tomar y examinar muestras para detectar la presencia de  $Vp_{\text{AHNPD}}$  o de parásitos y determinar el estado general de salud de la población;
  - d) importar y mantener en *cuarentena*, en instalaciones seguras, una población fundadora (F-0);
  - e) producir una generación F-1 con la población F-0 mantenida en *cuarentena*;
  - f) criar la población F-1 y tomar y examinar muestras de la misma en los momentos críticos de su desarrollo (ciclo de vida) para detectar la presencia de  $Vp_{\text{AHNPD}}$  o de parásitos y para determinar su estado general de salud;
  - g) si no se detecta la presencia de  $Vp_{\text{AHNPD}}$  ni de parásitos y si se considera que el estado general de salud de la población reúne las *condiciones elementales de bioseguridad* requeridas por el país, la *zona* o el *compartimento* de importación, la población F-1 podrá ser reconocida libre de AHNPD o del agente patógeno específico de  $Vp_{\text{AHNPD}}$ ;
  - h) liberar de la *cuarentena* la población F-1 libre del agente patógeno específico e introducirla en el país, la *zona* o el *compartimento* para fines de *acuicultura* o de repoblación.

- 4) Con respecto al apartado 3 e), las condiciones de *cuarentena* deberán ser propicias a la multiplicación del agente patógeno y, en última instancia, a la expresión clínica. Si las condiciones de *cuarentena* no son adecuadas para la multiplicación y el desarrollo del agente patógeno, el enfoque de diagnóstico recomendado podría no ser lo suficientemente sensible como para detectar un nivel de *infección* bajo.

Este artículo no se aplica a los *animales acuáticos* mencionados en el apartado 1 del Artículo 9.X.3.

#### Artículo 9.X.9.

### **Importación, para transformación para el consumo humano, de animales acuáticos y productos de animales acuáticos de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

Cuando se importen, para transformación para el consumo humano, *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* de las especies mencionadas en el Artículo 9.X.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de AHNPD, la *autoridad competente* del *país importador* deberá evaluar el *riesgo* y aplicar, si se justifican, las siguientes medidas para reducirlo:

- 1) entrega directa de los animales a centros de *cuarentena* o contención hasta su transformación en uno de los productos enumerados en el apartado 1 del Artículo 9.3.3., o en productos descritos en el apartado 1 del Artículo 9.3.11., o en otros productos autorizados por la *autoridad competente*, y
- 2) tratamiento del agua utilizada para el transporte y de todos los efluentes y despojos resultantes de la transformación de modo que garantice la inactivación de  $V_{p_{AHNPD}}$ , o eliminación de modo que impida el contacto de los residuos con *especies susceptibles*.

En lo que se refiere a estas *mercancías*, los Países Miembros podrán considerar, si lo desean, la oportunidad de introducir medidas internas para afrontar los *riesgos* asociados a la utilización de cualquiera de ellas para fines que no sean el consumo humano.

#### Artículo 9.X.10.

### **Importación de animales acuáticos vivos destinados a la alimentación de los animales o a un uso agrícola, industrial o farmacéutico y procedentes de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

Cuando se importen, para la alimentación de los animales o para un uso agrícola, industrial o farmacéutico, *animales acuáticos* vivos de las especies mencionadas en el Artículo 9.X.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de AHNPD, la *autoridad competente* del *país importador* deberá exigir que:

- 1) los animales sean entregados directamente a centros de *cuarentena* y mantenidos en los mismos para su sacrificio y transformación en productos autorizados por la *autoridad competente*, y
- 2) el agua utilizada para el transporte y todos los efluentes y despojos resultantes de la transformación sean sometidos a un tratamiento que garantice la inactivación de  $V_{p_{AHNPD}}$ .

Este artículo no se aplica a las *mercancías* enumeradas en el apartado 1 del Artículo 9.3.3.

#### Artículo 9.X.11.

### **Importación, para venta directa al por menor para el consumo humano, de animales acuáticos y productos de animales acuáticos de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda**

- 1) Independientemente del estatus sanitario del país, la *zona* o el *compartimento* de exportación respecto de AHNPD, las *autoridades competentes* no deberán exigir ningún tipo de condición relacionada con esta *enfermedad*, cuando autoricen la importación o el tránsito por su *territorio* de [camarones congelados o crustáceos decápodos congelados y pelados (sin caparazón, ni cabeza)] que han sido elaborados y envasados para la venta directa al por menor y reúnen las condiciones descritas en el Artículo 5.4.2.

Se han establecido algunos supuestos a la hora de evaluar la inocuidad de los *productos de animales acuáticos* enumerados más arriba. Los Países Miembros deberán referirse a tales supuestos, que figuran en el Artículo 5.4.2., y analizar si se aplican a sus condiciones.

Anexo 10 (cont.)

En lo que se refiere a estas *mercancías*, los Países Miembros podrán considerar, si lo desean, la oportunidad de introducir medidas internas para afrontar los *riesgos* asociados a la utilización de cualquiera de ellas para fines que no sean el consumo humano.

- 2) Cuando se importen *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos*, aparte de los enumerados en el apartado 1 arriba, de las especies mencionadas en el Artículo 9.X.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de AHNPD, la *autoridad competente* del *país importador* deberá evaluar el *riesgo* y aplicar medidas apropiadas para reducirlo.

---

-----

— Texto suprimido.

## CAPITULO 9.2.

## INFECCIÓN POR EL VIRUS DE LA CABEZA AMARILLA GENOTIPO 1

## Artículo 9.2.1.

A efectos del *Código Acuático*, la infección por el virus de la cabeza amarilla es la *infección* debida al genotipo 1 del virus de la cabeza amarilla. Este virus pertenece a una especie del género *Okavirus* clasificada en la familia de los Ronivíridos y en el orden de los *Nidovirales*.

La información sobre los métodos de *diagnóstico* figura en el *Manual Acuático*.

## Artículo 9.2.2.

**Ámbito de aplicación**

Las recomendaciones de este capítulo se aplican a las siguientes especies **que cumplen los criterios para la inclusión de especies susceptibles en el Capítulo 1.5.:** langostino jumbo (*Penaeus monodon*), ~~langostino camarón blanco del Pacífico~~ (*Panaeus vannamei*), camarón azul (*Panaeus stylirostris*), camarón de coral (*Palaemonetes pugio*) y camarón jinga (*Metapenaeus affinis*) ~~langostino jumbo pardo~~ (*P. esculentus*) ~~y camarón kuruma~~ (*P. japonicus*). ~~Estas recomendaciones se aplican también a todas las demás especies susceptibles mencionadas en el Manual Acuático que sean objeto de comercio internacional.~~

## Artículo 9.2.3.

**Importación o tránsito por el territorio de animales acuáticos y productos de animales acuáticos cualquiera que sea el uso al que se destinan de un país, una zona o un compartimento de exportación no declarados libres de infección por el virus de la cabeza amarilla**

- 1) Independientemente del estatus sanitario del país, la *zona* o el *compartimento* de exportación respecto de la *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**, las *autoridades competentes* no deberán exigir ningún tipo de condición relacionada con esta *infección* cuando autoricen la importación o el tránsito por su *territorio* de los siguientes *productos de animales acuáticos* para las especies mencionadas en el Artículo 9.2.2., cualquiera que sea el uso al que se destinan y siempre que reúnan las condiciones descritas en el Artículo 5.4.1.:
  - a) productos de crustáceos termoesterilizados y sellados herméticamente (es decir, un tratamiento térmico a 121 °C durante al menos 3,6 minutos o una combinación equivalente de tiempo/temperatura);
  - b) productos de crustáceos cocinados que se hayan sometido a un tratamiento térmico a 60 °C durante al menos 15 minutos (o a una combinación equivalente de tiempo/temperatura que haya demostrado que inactiva el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**);
  - c) productos de crustáceos pasteurizados que se hayan sometido a un tratamiento térmico a 90 °C durante al menos diez minutos (o a una combinación equivalente de tiempo/temperatura que haya demostrado que inactiva el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**);
  - d) aceite de crustáceos;
  - e) *harina* de crustáceos;

quitina extraída por medios químicos.
- 2) Las *autoridades competentes* deberán exigir las condiciones prescritas en los Artículos 9.2.7. a 9.2.11. que correspondan al estatus sanitario del país, la *zona* o el *compartimento* de exportación respecto de la *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1** cuando autoricen la importación o el tránsito por su *territorio* de cualesquiera *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* relacionados con las especies mencionadas en el Artículo 9.2.2. que no sean unos de los enumerados en el apartado 1) del Artículo 9.2.3.

Anexo 11 (cont.)

- 3) La *autoridad competente* deberá proceder a un *análisis del riesgo* acorde con las recomendaciones del Capítulo 2.1. cuando contemple la importación o el tránsito por su *territorio* de *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* de cualquier especie no mencionada en el Artículo 9.2.2. pero que se considere que podría plantear un *riesgo* de propagación de la *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1. La *autoridad competente* del *país exportador* deberá ser informada del resultado de la evaluación.

## Artículo 9.2.4.

**País libre de infección por el virus de la cabeza amarilla**

Si el país comparte una *zona* con otro u otros países, sólo podrá hacer una *autodeclaración de ausencia* de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1 si todas las áreas cubiertas por cuerpos de aguas compartidas han sido declaradas países o *zonas* libres de esta *infección* (véase el Artículo 9.2.5.).

Como se describe en el Artículo 1.4.6., un país podrá hacer una *autodeclaración de ausencia* de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1 si:

- 1) ninguna *especie susceptible* de las mencionadas en el Artículo 9.2.2. está presente en el país y se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;

O

- 2) cualquiera de las *especies susceptibles* mencionadas en el Artículo 9.2.2. está presente en el país, pero se han dado las condiciones siguientes:

a) no se ha observado la presencia de la *enfermedad* durante, por lo menos, los diez últimos años a pesar de unas condiciones propicias para su manifestación clínica (de acuerdo con lo indicado en el capítulo correspondiente del *Manual Acuático*), y

b) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;

O

- 3) se desconoce el estatus sanitario respecto de la *enfermedad* antes de ejercer una *vigilancia específica*, pero se han dado las condiciones siguientes:

a) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años, y

b) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1;

O

- 4) había hecho previamente una *autodeclaración de ausencia* de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1 y perdió posteriormente su estatus libre de *enfermedad* por haberse detectado la *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1, pero se han dado las condiciones siguientes:

a) nada más haberse detectado la *enfermedad*, el lugar afectado ha sido declarado *zona infectada* y se ha establecido una *zona de protección*, y

b) las poblaciones infectadas han sido destruidas o desplazadas de la *zona infectada* con medios que reducen al mínimo el *riesgo* de propagación de la *enfermedad* y se han aplicado los procedimientos de *desinfección* apropiados (descritos en Capítulo 4.3.), y

c) las *condiciones elementales de bioseguridad* vigentes anteriormente han sido debidamente revisadas y modificadas y se han reunido ininterrumpidamente desde la erradicación de la *enfermedad*, y



- d) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1.

Mientras tanto, parte o la totalidad del lugar no afectado podrá ser declarada *zona* libre, siempre que reúna las condiciones descritas en el apartado 3) del Artículo 9.2.5.

#### Artículo 9.2.5.

### Zona o compartimento libres de infección por el virus de la cabeza amarilla

Si una *zona* o un *compartimento* se extienden más allá de las fronteras de un país, sólo podrán ser declarados *zona* o *compartimento* libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1 si las *autoridades competentes* de todos los *territorios* que abarcan confirman que reúnen las condiciones exigidas para serlo.

Como se describe en el Artículo 1.4.6., una *zona* o un *compartimento* establecidos en el *territorio* de un país o de un conjunto de países no declarados libres de plaga del cangrejo de río podrán ser declarados *zona* o *compartimento* libres de esta *enfermedad* por la(s) *autoridad(es) competente(s)* de dicho país o conjunto de países si:

- 1) ninguna *especie susceptible* de las mencionadas en el Artículo 9.2.2. está presente en la *zona* o el *compartimento* y se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;
 

O
- 2) cualquiera de las *especies susceptibles* mencionadas en el Artículo 9.2.2. está presente en la *zona* o el *compartimento*, pero se han dado las condiciones siguientes:
  - a) no se ha observado la presencia de la *enfermedad* durante, por lo menos, los diez últimos años a pesar de unas condiciones propicias para su manifestación clínica (de acuerdo con lo indicado en el capítulo correspondiente del *Manual Acuático*), y
  - b) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años;
 

O
- 3) se desconoce el estatus sanitario respecto de la *enfermedad* antes de ejercer una *vigilancia específica*, pero se han dado las condiciones siguientes:
  - a) se han reunido ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad* durante, por lo menos, los dos últimos años, y
  - b) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., en la *zona* o el *compartimento* durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1;
 

O
- 4) una *zona* había hecho previamente una *autodeclaración de ausencia* de *infección* por el virus de la cabeza amarilla y perdió posteriormente su estatus libre de *enfermedad* por haberse detectado la *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1 en ella, pero se han dado las condiciones siguientes:
  - a) nada más haberse detectado la *enfermedad*, el lugar afectado ha sido declarado *zona infectada* y se ha establecido una *zona de protección*, y
  - b) las poblaciones infectadas han sido destruidas o desplazadas de la *zona infectada* con medios que reducen al mínimo el *riesgo* de propagación de la *enfermedad* y se han aplicado los procedimientos de *desinfección* apropiados (descritos en Capítulo 4.3.), y
  - c) las *condiciones elementales de bioseguridad* vigentes anteriormente han sido debidamente revisadas y modificadas y se han reunido ininterrumpidamente desde la erradicación de la *enfermedad*, y

## Anexo 11 (cont.)

- d) se ha aplicado una *vigilancia específica*, de conformidad con lo descrito en el Capítulo 1.4., durante, por lo menos, los dos últimos años y no se ha detectado la presencia de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**.

## Artículo 9.2.6.

**Conservación del estatus libre de país, zona o compartimento libres de infección por el virus de la cabeza amarilla**

Un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**, de conformidad con lo dispuesto en los apartados 1) ó 2) de los Artículos 9.2.4. ó 9.2.5. (según proceda), podrán conservar el estatus de país, *zona* o *compartimento* libres de esta *infección* si mantienen ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad*.

Un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**, de conformidad con lo dispuesto en el apartado 3) de los Artículos 9.2.4. ó 9.2.5. (según proceda), podrán interrumpir la *vigilancia específica* y conservar el estatus de país, *zona* o *compartimento* libres de esta *infección* si reúnen condiciones propicias para su manifestación clínica, de acuerdo con lo indicado en el capítulo correspondiente del *Manual Acuático*, y mantienen ininterrumpidamente las *condiciones elementales de bioseguridad*.

Sin embargo, en las *zonas* o los *compartimentos* declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1** y situados en países infectados, así como en todos los casos en que no se reúnan condiciones propicias para la manifestación clínica de esta *infección*, se deberá mantener un nivel de *vigilancia específica* que determinará el *Servicio de Sanidad de los Animales Acuáticos* en función de la probabilidad de *infección*.

## Artículo 9.2.7.

**Importación de animales acuáticos y productos de animales acuáticos de un país, una zona o un compartimento declarados libres de infección por el virus de la cabeza amarilla**

Cuando se importen *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* de las especies mencionadas en el Artículo 9.2.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**, la *autoridad competente* del país importador deberá exigir la presentación de un *certificado sanitario internacional aplicable a los animales acuáticos*, extendido por la *autoridad competente* del país exportador o por un *certificador oficial* aprobado por el país importador, que acredite, según los procedimientos descritos en los Artículos 9.2.4. ó 9.2.5. (según proceda) y 9.2.6., que el lugar de producción de la remesa de *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* es un país, una *zona* o un *compartimento* declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**.

El *certificado* deberá ser conforme al modelo de certificado que figura en el Capítulo 5.11.

Este artículo no se aplica a las *mercancías* mencionadas en el apartado 1 del Artículo 9.2.3.

## Artículo 9.2.8.

**Importación, para la acuicultura, de animales acuáticos vivos de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de infección por el virus de la cabeza amarilla**

- 1) Cuando se importen, para la *acuicultura*, *animales acuáticos* vivos de las especies mencionadas en el Artículo 9.2.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**, la *autoridad competente* del país importador deberá evaluar el *riesgo* y aplicar, si se justifican, las siguientes medidas para reducirlo:
  - a) entrega directa de la remesa a instalaciones biológicamente seguras donde permanezca el resto de su vida continuamente aislada del medio local; y
  - b) tratamiento del agua utilizada para el transporte y de todos los efluentes y despojos de modo que garantice la inactivación del virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**.
- 2) Si el objetivo de la importación es la creación de una población nueva, deberán tomarse en cuenta los aspectos pertinentes del Código de Prácticas para la Introducción y Traslado de Organismos Marinos del Consejo Internacional para la Exploración del Mar (ICES).

- 3) A efectos del *Código Acuático*, los elementos pertinentes que establece el Código del ICES (versión íntegra: <http://www.ices.dk/publications/our-publications/Pages/Miscellaneous.aspx>) son las siguientes:
- a) identificar las poblaciones de interés (de cultivo o naturales) en las instalaciones donde se encuentran;
  - b) evaluar el historial sanitario de las poblaciones;
  - c) tomar y examinar muestras para detectar la presencia del virus de la cabeza amarilla **genotipo 1** y de parásitos y para determinar el estado general de salud de la población;
  - d) importar y mantener en *cuarentena*, en instalaciones seguras, una población fundadora (F-0);
  - e) producir una generación F-1 con la población F-0 mantenida en *cuarentena*;
  - f) criar la población F-1 y tomar y examinar muestras de la misma en los momentos críticos de su desarrollo (ciclo de vida) para detectar la presencia de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1** y de parásitos y para determinar su estado general de salud;
  - g) si no se detecta la presencia de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1** ni de parásitos y si se considera que el estado general de salud de la población reúne las *condiciones elementales de bioseguridad* requeridas por el país, la *zona* o el *compartimento* de importación, la población F-1 podrá ser reconocida libre de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1** o del agente patógeno específico de esta *infección*;
  - h) liberar de la *cuarentena* la población F-1 libre del agente patógeno específico e introducirla en el país, la *zona* o el *compartimento* para fines de *acuicultura* o de repoblación.
- 4) Con respecto al apartado 3 e, las condiciones de *cuarentena* deben ser propicias a la multiplicación del agente patógeno y, en última instancia, a la expresión clínica. Si las condiciones de *cuarentena* no son adecuadas para la multiplicación y el desarrollo del agente patógeno, el enfoque de diagnóstico recomendado podría no ser lo suficientemente sensible como para detectar un nivel de *infección* bajo.

Este artículo no se aplica a los *animales acuáticos* mencionados en el apartado 1 del Artículo 9.2.3.

#### Artículo 9.2.9.

### **Importación, para transformación para el consumo humano, de animales acuáticos y productos de animales acuáticos de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de infección por el virus de la cabeza amarilla**

Cuando se importen, para transformación para el consumo humano, *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos* de las especies mencionadas en el Artículo 9.2.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**, la *autoridad competente* del país importador deberá evaluar el *riesgo* y aplicar, si se justifican, las siguientes medidas para reducirlo:

- 1) entrega directa de los animales a centros de *cuarentena* o contención hasta su transformación en uno de los productos enumerados en el apartado 1 del Artículo 9.2.3., o en productos descritos en el apartado 1 del Artículo 9.2.11., o en otros productos autorizados por la *autoridad competente*, y
- 2) tratamiento del agua utilizada para el transporte y de todos los efluentes y despojos resultantes de la transformación de modo que garantice la inactivación del virus de la cabeza amarilla **genotipo 1**, o eliminación de modo que impida el contacto de los residuos con *especies susceptibles*.

En lo que se refiere a estas *mercancías*, los Países Miembros podrán considerar, si lo desean, la oportunidad de introducir medidas internas para afrontar los *riesgos* asociados a la utilización de cualquiera de ellas para fines que no sean el consumo humano.

## Anexo 11 (cont.)

## Artículo 9.2.10.

**Importación de animales acuáticos vivos destinados a la alimentación de los animales o a un uso agrícola, industrial o farmacéutico y procedentes de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de infección por el virus de la cabeza amarilla**

Cuando se importen, para la alimentación de los animales o para un uso agrícola, industrial o farmacéutico, *animales acuáticos* vivos de las especies mencionadas en el Artículo 9.2.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1, la *autoridad competente* del *país importador* exigirá que:

- 1) los animales sean entregados directamente a centros de *cuarentena* y mantenidos en los mismos para su sacrificio y transformación en productos autorizados por la *autoridad competente*, y
- 2) el agua utilizada para el transporte y todos los efluentes y despojos resultantes de la transformación sean sometidos a un tratamiento que garantice la inactivación del virus de la cabeza amarilla genotipo 1.

Este artículo no se aplica a las *mercancías* enumeradas en el apartado 1 del Artículo 9.2.3.

## Artículo 9.2.11.

**Importación, para venta directa al por menor para el consumo humano, de animales acuáticos y productos de animales acuáticos de un país, una zona o un compartimento no declarados libres de infección por el virus de la cabeza amarilla**

- 1) Independientemente del estatus sanitario del país, la *zona* o el *compartimento* de exportación respecto de la *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1, las *autoridades competentes* no deberán exigir ningún tipo de condición relacionada con esta *infección*, cuando autoricen la importación o el tránsito por su *territorio* de camarones o crustáceos decápodos congelados y pelados (sin caparazón, ni cabeza) que han sido elaborados y envasados para la venta directa al por menor y reúnen las condiciones descritas en el Artículo 5.4.2.

Se han establecido algunos supuestos a la hora de evaluar la inocuidad de los *productos de animales acuáticos* enumerados más arriba. Los Países Miembros deberán referirse a tales supuestos, que figuran en el Artículo 5.4.2., y analizar si se aplican a sus condiciones.

En lo que se refiere a estas *mercancías*, los Países Miembros podrán considerar, si lo desean, la oportunidad de introducir medidas internas para afrontar los *riesgos* asociados a la utilización de cualquiera de ellas para fines que no sean el consumo humano.

- 2) Cuando se importen *animales acuáticos* y *productos de animales acuáticos*, aparte de los enumerados en el apartado 1 arriba, de las especies mencionadas en el Artículo 9.2.2. de un país, una *zona* o un *compartimento* no declarados libres de *infección* por el virus de la cabeza amarilla genotipo 1, la *autoridad competente* del *país importador* deberá evaluar el *riesgo* y aplicar medidas apropiadas para reducirlo.

---

-----

— Texto suprimido.

(NB: draft chapters for the *Aquatic Manual* are in English only.  
Once adopted, the chapters are then translated into Spanish.)

## CHAPTER 2.2.8.

# INFECTION WITH YELLOW HEAD VIRUS GENOTYPE 1

---

## 1. Scope

For the purpose of this chapter, yellow head disease (YHD) is considered to be infection with yellow head virus genotype 1 (YHV1).

## 2. Disease information

### 2.1. Agent factors

#### 2.1.1. Aetiological agent, agent strains

Yellow head virus genotype 1 (YHV1) is one of ~~six~~ eight known genotypes in the yellow head complex of viruses and is the only known agent causing YHD. YHV1 and other genotypes in the yellow head complex are classified by the International Committee on Taxonomy of Viruses as a single species (*Gill-associated virus*) in the genus *Okavirus*, family *Roniviridae*, order *Nidovirales* (Cowley *et al.*, 2012). Gill-associated virus (GAV) is designated as genotype 2. ~~GAV and~~ Four other ~~known~~ genotypes in the complex (genotypes 3–6) occur commonly in healthy *Penaeus monodon* in East Africa, Asia and Australia and are rarely or never associated with disease (Walker *et al.*, 2001, Wijegoonawardane *et al.*, 2008a). Recently, two new YHV-complex genotypes have been reported, one designated YHV7 was detected in diseased *P. monodon* in Australia (Mohr *et al.*, 2015) and an eighth genotype was detected in *Fenneropenaeus chinensis* suspected of suffering from acute hepatopancreatic necrosis disease (Liu *et al.*, 2014). There is evidence of genetic recombination between genotypes (Wijegoonawardane *et al.*, 2009).

YHV<sub>1</sub> forms enveloped, rod-shaped particles 40–50 nm × 150–180 nm (Chantanachookin *et al.*, 1993; Wongteerasupaya *et al.*, 1995). Envelopes are studded with prominent peplomers projecting approximately 11 nm from the surface. Nucleocapsids appear as rods (diameter 20–30 nm) and possess a helical symmetry with a periodicity of 5–7 nm. Virions comprise three structural proteins (nucleoprotein p20 and envelope glycoproteins gp64 and gp116) and a ~26 kb positive-sense single-stranded RNA genome.

#### 2.1.2. Survival outside the host

YHV<sub>1</sub> remains viable in aerated seawater for up to 72 hours (Flegel *et al.*, 1995b).

#### 2.1.3. Stability of the agent (effective inactivation methods)

YHV<sub>1</sub> can be inactivated by heating at 60°C for 15 minutes (Flegel *et al.*, 1995b). Little information is available on other inactivation methods but the virus appears to be susceptible to treatment with chlorine at 30 parts per million (0.03 mg ml<sup>-1</sup>) (Flegel *et al.*, 1997).

## Anexo 12 (cont.)

## 2.1.4. Life cycle

High multiplicity YHV1 infections in cell culture have not been reported. Infection at a multiplicity of infection of 0.001 in primary cultures of lymphoid organ cells has indicated that maximum viral titres are obtained 4 days post-infection (Assavalapsakul *et al.*, 2003). Clinical signs of YHD occur in *P. monodon* within 7–10 days of exposure. YHV1 replicates in the cytoplasm of infected cells in which long filamentous pre-nucleocapsids are abundant and virions bud into cytoplasmic vesicles in densely packed paracrystalline arrays for egress at the cytoplasmic membrane (Chantanachookin *et al.*, 1993).

## 2.2. Host factors

## 2.2.1. Susceptible host species

~~YHD outbreaks have been reported in the Species that fulfil the criteria for listing a species as susceptible to infection with YHV1 according to Chapter 1.5 of Aquatic Animal Health Code (Aquatic Code) include black giant tiger prawn (*P. monodon*) and the white leg Pacific shrimp (*P. vannamei*) (Chantanachookin *et al.*, 1993; Senapin *et al.*, 2010). The Pacific blue shrimp prawn (*P. stylirostris*), the daggerblade grass shrimp (*Palaemonetes pugio*), and the Jinga shrimp (*Metapenaeus affinis*) also fulfil the criteria required for listing a species susceptible to infection with YHV1 according to Chapter 1.5 of Aquatic Animal Health Code. Natural infections have also been detected in the kuruma prawn (*P. japonicus*), white banana prawn (*P. merguensis*), Pacific blue prawn (*P. stylirostris*), white prawn (*P. setiferus*), red endeavour prawn (*Metapenaeus ensis*), mysid shrimp (*Palaemon styliiferus*) and krill (*Acetes* sp.). Other species of penaeid and palaemonid shrimp and prawns and krill that have been reported to be susceptible to experimental infection include: brown tiger prawn (*P. esculentus*), brown prawn (*P. aztecus*), pink prawn, hopper and brown spotted prawn (*P. duorarum*), greentail prawn (*Metapenaeus bennettiae*), Sunda river prawn (*Macrobrachium sintangense*), barred estuarine shrimp (*Palaemon serrifer*), the paste prawn (*Acetes* sp.) and the daggerblade grass shrimp (*Palaemonetes pugio*) (Ma *et al.*, 2009). There are variations in the susceptibility of different species to disease. Laboratory trials have shown that YHV can cause high mortality in *P. monodon*, *P. vannamei*, *P. stylirostris*, *P. aztecus*, *P. duorarum*, *M. sintangense*, *P. styliiferus* and *P. serrifer* (Lightner *et al.*, 1998; Longyant *et al.*, 2005; 2006; Ma *et al.*, 2009). A survey of 16 crab species collected from the vicinity of shrimp farms in Thailand detected no evidence of either natural infection or experimental susceptibility (Longyant *et al.*, 2006). A critical review of susceptibility of crustaceans to yellow head disease and implications of inclusion in European legislation has been conducted (Stentiford *et al.*, 2009). GAV has been detected in *P. monodon* and *P. esculentus* (Walker *et al.*, 2001). To date, infections by other genotypes in the YHV complex have been detected only in *P. monodon* (Wijeeoonawardane *et al.*, 2008a). *Metapenaeus brevicornis* and *P. aztecus* also fulfil some of the criteria required for listing as susceptible but evidence was lacking to either confirm the identity of the pathogen under study as YHV1, to demonstrate a natural route of infection, or to definitively confirm an 'infected' status.~~

## 2.2.2. Species with incomplete evidence for susceptibility

~~Species for which there is incomplete evidence to fulfil the criteria for listing a species as susceptible to infection with YHV1 according to Chapter 1.5 of the Aquatic Code include: Sunda river prawn (*Macrobrachium sintangense*), yellow shrimp (*Metapenaeus brevicornis*), Carpenter prawn (*Palaemon serrifer*), Pacific blue prawn (*Palaemon styliiferus*), northern brown shrimp (*Penaeus aztecus*), pink shrimp (*Penaeus duorarum*), kuruma prawn (*Penaeus japonicas*), white banana prawn (*Penaeus merguensis*) and northern white shrimp (*Penaeus setiferus*). Evidence is lacking for these species to either confirm that the identity of the pathogenic agent is YHV1, transmission mimics natural pathways of infection, or presence of the pathogenic agent constitutes an infection.~~

## 2.2.3.2. Susceptible stages of the host

~~*Penaeus monodon* are susceptible to YHV1 infection beyond PL15 (Khongpradit *et al.*, 1995). Experimental infections with GAV indicate that larger (~20 g) *P. 54aponicas* are less susceptible to disease than smaller (~6–13 g) shrimp of the same species (Spann *et al.*, 2000).~~

## 2.2.4.3. Species or subpopulation predilection (probability of detection)

~~YHV1 (genotype 1) infections are usually detected only when disease is evident and whilst they do not occur commonly in healthy *P. monodon*, infections have been detected in healthy wild populations of *P. stylirostris* (Castro-Longoria *et al.*, 2008). During YHD outbreaks in aquaculture ponds, the YHV1 infection prevalence can be assumed to be high. Natural YHV1 infections have been detected in *P. 54aponicas*, *P. merguensis*, *P. setiferus*, *M. ensis*, and *P. styliiferus* (Cowley *et al.*, 2002; Flegel *et al.*, 1995a; 1995b), but there is little information available on the natural prevalence. Viruses in yellow head complex genotypes 2–6 are only known to occur commonly (prevalence up to 100%) in *P. monodon*, which appears to be the natural host (Walker *et al.*, 2001; Wijeeoonawardane *et al.*, 2008a; 2009).~~

#### 2.2.5.4. Target organs and infected tissue

YHV<sub>1</sub> targets tissues of ectodermal and mesodermal origin including lymphoid organ, haemocytes, haematopoietic tissue, gill lamellae and spongy connective tissue of the subcutis, gut, antennal gland, gonads, nerve tracts and ganglia (Chantanachookin *et al.*, 1993; Lightner, 1996).

#### 2.2.6.5. Persistent infection with lifelong carriers

GAV persists as a chronic infection for at least 50 days in *P. osculentus* that survive experimental challenge (Spann *et al.*, 2003). The high prevalence of subclinical or chronic infection often found in healthy *P. monodon* infected with GAV (genotype 2) and genotypes 3–6 from postlarval stages onwards suggests that these infections can persist for life (Walker *et al.*, 2001; Wijegoonawardane *et al.*, 2008a). There is also evidence that YHV (genotype 1) can persist in survivors of experimental infection (Longyant *et al.*, 2005; 2006).

YHV1 was detected by PCR in clinically normal wild *P. stylirostris* collected for surveillance purposes in the Gulf of California in 2003 (Castro-Longoria *et al.*, 2008). The infectious nature of the YHV1 detected was confirmed by experimental infections.

#### 2.2.7.6. Vectors

There are no known vectors of YHV<sub>1</sub>.

#### 2.2.8.7. Known or suspected wild aquatic animal carriers

There are no known or suspected wild aquatic animal carriers of YHV1. Infection susceptibility and long-term persistence indicate the potential for a wide range of wild penaeid and palaemonid shrimp to act as carriers.

### 2.3. Disease pattern

#### 2.3.1. Transmission mechanisms

YHV<sub>1</sub> infection can be transmitted horizontally by injection, ingestion of infected tissue, immersion in sea water containing tissue extracts filtered to be free of bacteria, or by co-habitation of naive shrimp with infected shrimp (Flegel *et al.*, 1995b; Lightner, 1996). Infection of shrimp has also been established by injection of extracts of paste prawns (*Acetes* sp.) collected from infected ponds (Flegel *et al.*, 1995a). ~~For GAV, vertical transmission of infection to progeny has been shown to occur from both male and female parents, possibly by surface contamination or infection of tissue surrounding fertilised eggs (Cowley *et al.*, 2002).~~ The dynamics of how YHV<sub>1</sub> infection spreads within aquaculture ponds have not been studied. However, the rapid accumulation of mortalities during disease outbreaks suggests that horizontal transmission occurs very effectively.

#### 2.3.2. Prevalence

The infection prevalence of yellow head complex viruses in healthy *P. monodon* (as detected by nested polymerase chain reaction [PCR]) can be high (50–100%) in farmed and wild populations in Australia, Asia and East Africa as well as in *L. vannamei* farmed in Mexico (Castro-Longoria *et al.*, 2008; Cowley *et al.*, 2004; Sanchez-Barajas *et al.*, 2009; Walker *et al.*, 2001; Wijegoonawardane *et al.*, 2008a). The prevalence of individual genotypes varies according to the geographical origin of the shrimp. The use of detection methods less sensitive than nested PCR (e.g. histology, immunoblot, dot-blot, *in-situ* hybridisation), is likely in most cases to result in the real infection prevalence amongst populations of shrimp being underestimated.

#### 2.3.3. Geographical distribution

YHD has been reported in Chinese Taipei, Indonesia, Malaysia, the Philippines, Sri Lanka, Thailand and Vietnam (Walker *et al.*, 2001). GAV and other genotypes in the yellow head complex have been detected in healthy *P. monodon* from Australia, Chinese Taipei, India, Indonesia, Malaysia, Mozambique, the Philippines, Thailand and Vietnam (Wijegoonawardane *et al.*, 2008a). YHV<sub>1</sub> has also been detected in *P. vannamei* cultured in Mexico (Castro-Longoria *et al.*, 2008; Sanchez-Barajas *et al.*, 2009).

Anexo 12 (cont.)**2.3.4. Mortality and morbidity**

With *P. monodon* being farmed in ponds, disease caused by YHV1 (~~genotype 1~~) can cause up to 100% mortality within 3–5 days of the first appearance of clinical signs (Chantanachookin *et al.*, 1993). Whilst mortalities can easily be induced by experimental exposure of *P. monodon* to YHV1 or GAV, bioassays have identified YHV1 to be far more virulent (~10<sup>6</sup>-fold by lethal dose [LD<sub>50</sub>] 50% end-point analysis) (Oanh *et al.*, 2011). Genotypes 3, 4, 5 and 6 have not yet been associated with disease (Wijegoonawardane *et al.*, 2008a). The pathogenicity of new YHV-complex genotypes from Australia and China (People's Rep. of) is still to be determined.

**2.3.5. Environmental factors**

Elevated virus infection levels accompanied by disease can be precipitated by physiological stress induced by sudden changes in pH or dissolved oxygen levels, or other environmental factors (Flegel *et al.*, 1997). ~~The much higher virulence of YHV compared with GAV and other genotypes appears to ensure that the infection threshold required to cause disease is reached far more easily.~~

**2.4. Control and prevention****2.4.1. Vaccination**

No effective vaccination methods have been developed.

**2.4.2. Chemotherapy**

No effective commercial anti-viral product is yet available.

**2.4.3. Immunostimulation**

No scientifically confirmed reports.

**2.4.4. Resistance breeding**

Not reported.

**2.4.5. Restocking with resistant species**

All marine shrimp species farmed commercially appear to be susceptible to YHV1.

**2.4.6. Blocking agents**

Injection of shrimp with double-stranded (ds) RNA homologous to ORF1a/1b gene regions of YHV1 or GAV (thus targeting the genome length viral RNA) can inhibit viral replication and prevent mortalities following experimental challenge. The antiviral action of the dsRNA appears to involve the RNA interference (RNAi) pathway (Tirasophon *et al.*, 2007).

**2.4.7. Disinfection of eggs and larvae**

Not reported.

**2.4.8. General husbandry practices**

Specific pathogen free (SPF) or PCR-negative seedstock and biosecure water and culture systems may be used to reduce the risk of disease.

**3. Sampling****3.1. Selection of individual specimens**

For diagnosis during a disease outbreak, moribund shrimp collected from pond edges are the preferred source of material for examination. Apparently normal shrimp should also be collected from the same ponds. For surveillance for evidence of infection in populations of apparently healthy shrimp, life stages from mysis onwards (mysis, postlarvae [PL], juveniles or adults) can provide tissue sources useful for testing.

**3.2. Preservation of samples for submission**

Moribund shrimp (or tissue from moribund shrimp) should be snap-frozen on-site in a dry ice/alcohol slurry and preserved frozen in dry ice, liquid nitrogen or in a –80°C freezer. Freezing at or above –20°C is unsuitable.



Tissue samples for PCR screening should be preserved in a minimum 3 fold excess of 80–90% analytical/reagent-grade (absolute) ethanol. At least 10 times the volume of ethanol to tissue should be used. The use of lower grade (laboratory or industrial grade) ethanol is not recommended. Commercial RNA preservatives (e.g. RNAlater) may also be used.

Tissue samples for histology should be preserved in Davidson's fixative. Formalin (10%) in seawater may be a useful alternative. At least 10 times the volume of fixative to tissue should be used.

Tissues for electron microscopy should be sampled from live shrimp.

For guidance on sample preservation methods for the intended test methods, see Chapter 2.2.0.

### 3.3. Pooling of samples

For detecting YHV<sub>1</sub> infection in large populations of shrimp, pooling of tissue samples is acceptable for screening or surveillance of batches of mysis to PL from a hatchery tank or batches of juvenile shrimp in a pond. For PCR analysis, pool size should be determined by tissue mass that can be processed without compromise in a single test. The total numbers of shrimp sampled, either as a single pool or as multiple smaller pools, are selected based on the infection prevalence expected and the required confidence limits of detection. Typically in populations comprising more than a 100,000 shrimp, if the prevalence of infection exceeds 5%, a total of 60 individuals tested in appropriate pool sizes will be required to detect YHV<sub>1</sub> at a 95% confidence limit. However, definitive detection may be compromised if the YHV<sub>1</sub> loads in the infected shrimp are very low or if tests less sensitive than two-step PCR or real-time PCR are employed. See also Chapter 2.2.0.

### 3.4. Best organs or tissues

In moribund shrimp suspected to be infected with YHV<sub>1</sub>, lymphoid organ and gill are the most suitable sample tissues. For screening or surveillance of juvenile or adult shrimp that appear grossly normal, lymphoid organ is preferred. Gills or haemolymph can be used for non-sacrificial sampling.

### 3.5. Samples/tissues that are not suitable

Not determined.

## 4. Diagnostic methods

### 4.1. Field diagnostic methods

#### 4.1.1. Clinical signs

Shrimp from late PL stages onwards can be infected experimentally with YHV<sub>1</sub>. In cultured shrimp, infection can result in mass mortality occurring, usually in early to late juvenile stages. Moribund shrimp may exhibit a bleached overall appearance and a yellowish discoloration of the cephalothorax caused by the underlying yellow hepatopancreas, which may be exceptionally soft when compared with the brown hepatopancreas of a healthy shrimp. In many cases, the total loss of a pond crop occurs within a few days of the first appearance of shrimp showing gross signs of YHD (Chantanachookin *et al.*, 1993). Cessation of feeding, congregation of moribund shrimp at pond edges and a generally bleached appearance are always seen in YHD outbreaks. However, these disease features are not particularly distinctive for YHD, and in the absence of other more pathognomonic gross signs are not reliable even for preliminary diagnosis of YHD. ~~Gross signs of GAV disease include swimming near the surface and at the pond edges, cessation of feeding, a reddening of body and appendages, and pink to yellow discoloration of the gills (Spann *et al.*, 1997). However, these signs can occur commonly in response to various stressors and thus are not considered pathognomonic for GAV disease. Shrimp chronically infected with YHV or GAV display normal appearance and behaviour.~~

#### 4.1.2. Behavioural changes

Exceptionally high feeding activity followed by an abrupt cessation of feeding may occur within 2–4 days of the appearance of gross clinical signs of disease and mortality. Moribund shrimp may congregate at pond edges near the surface (Chantanachookin *et al.*, 1993).

Anexo 12 (cont.)**4.2. Clinical methods****4.2.1. Gross pathology**

See Section 4.1.

**4.2.2. Clinical chemistry**

None described.

**4.2.3. Microscopic pathology**

Fix the cephalothorax tissues of moribund shrimp suspected to be affected by YHD in Davidson's fixative, prepare tissue sections and stain with Meyer's haematoxylin and eosin (H&E) using standard histological procedures (Lightner, 1996). Examine tissues of ectodermal and mesodermal origin by light microscopy for the presence of moderate to large numbers of deeply basophilic, evenly stained, spherical, cytoplasmic inclusions approximately 2 µm in diameter or smaller (Chantanachookin *et al.*, 1993). Tissues of the lymphoid organ, stomach subcuticulum and gills are particularly informative.

**4.2.4. Wet mounts**

Fix whole shrimp or gill filaments overnight in Davidson's fixative (Lightner, 1996). After fixation, wash some gill filaments thoroughly with tap water to remove the fixative and stain with H&E (Lightner, 1996). After staining and dehydration, when the tissue is in xylene, place a gill filament on a microscope slide in a drop of xylene and, using a fine pair of needles (a stereo microscope is helpful), break off several secondary filaments. Replace the main filament in xylene where it can be stored indefinitely in a sealed vial as a permanent reference. Being careful not to let the xylene dry, tease apart the secondary filaments and remove any large fragments or particles that would thicken the mount unnecessarily. Add a drop of mounting fluid and a cover-slip and use light pressure to flatten the mount as much as possible. This procedure may also be used with thin layers of subcuticular tissue. Examine under a light microscope using a ×40 objective lens. For samples from YHD-affected shrimp, moderate to large numbers of deeply basophilic, evenly stained, spherical, cytoplasmic inclusions (approximately 2 µm in diameter or smaller) will be observed (Flegel *et al.*, 1997). Evidence of such pathology should be used to support results from haemolymph smears (see below) in making a presumptive diagnosis of YHD. As for the fixed tissues and gill filaments preserved in xylene, these whole-mount slides can be preserved as a permanent record.

If rapid results are required, the fixation step can be shortened to only 2 hours by replacing the acetic acid component of Davidson's fixative with a 50% dilution of concentrated HCl. For good fixation, this fixative should not be stored for more than a few days before use. After fixation, wash thoroughly to remove the fixative and check that the pH has returned to near neutral before staining. Do not fix for longer periods or above 25°C as this may result in excessive tissue damage that will make it difficult or impossible to identify specific pathology.

**4.2.5. Electron microscopy/cytopathology**

For transmission electron microscopy (TEM), the most suitable tissues of shrimp suspected to be infected with YHV<sub>1</sub> infection are lymphoid organ and gills. For screening or surveillance of grossly normal shrimp, the most suitable tissue is lymphoid organ.

Stun live shrimp by immersion in iced water until just immobilised or kill by injection of fixative. Quickly dissect and remove small portions of target tissue (no larger than a few mm in diameter) and fix in at least 10 volumes of 6% glutaraldehyde held at 4°C and buffered with sodium cacodylate (Na[CH<sub>3</sub>]<sub>2</sub>AsO<sub>2</sub>·3H<sub>2</sub>O) solution (8.6 g Na cacodylate, 10 g NaCl, distilled water to make 100 ml, adjusted to pH 7 with 0.2 N HCl) or phosphate solution (0.6 g NaH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>·H<sub>2</sub>O, 1.5 g Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>, 1 g NaCl, 0.5 g sucrose, distilled water to make 100 ml, adjusted to pH 7 with 0.2 N HCl). Fix for at least 24 h prior to processing. For long-term storage in fixative at 4°C, reduce glutaraldehyde to 0.5–1.0%. Processing involves post-fixation with 1% osmium tetroxide, dehydration, embedding, sectioning and staining with uranyl acetate and lead citrate according to standard TEM reagents and methods (Lightner, 1996).

In the cytoplasm of cells infected with YHV<sub>1</sub>, both nucleocapsid precursors and complete enveloped virions are observed. Nucleocapsid precursors appear as long filaments approximately 15 nm in diameter that can vary markedly in length (80–450 nm) and that can sometimes be packed densely in paracrystalline arrays. Virions appear as rod-shaped, enveloped particles 40–50 nm × 150–180 nm with rounded ends and prominent projections (8–11 nm) extending from the surface. In the cell cytoplasm, virions are commonly seen to be localised or packed densely within intracellular vesicles. Virions may also be seen budding at the cytoplasmic membrane and in interstitial spaces. GAV virions and nucleocapsids are indistinguishable from YHV<sub>1</sub> by TEM.

Lymphoid organ spheroids are commonly observed in healthy *P. monodon* chronically infected with YHV<sub>1</sub> or GAV and lymphoid organ necrosis often accompanies disease (Spann *et al.*, 1997). However, spheroid formation and structural degeneration of lymphoid organ tissue also result from infection by other shrimp viruses (Lightner, 1996).

### 4.3. Agent detection and identification methods

#### 4.3.1. Direct detection methods

##### 4.3.1.1. Microscopic methods

###### 4.3.1.1.1. Wet mounts

See Section 4.2.4.

###### 4.3.1.1.2. Smears

See Section 4.2.5.

###### 4.3.1.1.3. Fixed sections

See Section 4.2.3.

##### 4.3.1.2. Agent isolation and identification

###### 4.3.1.2.1. Cell culture/artificial media

Although primary shrimp cell culture methods are available, they are not recommended to isolate and identify YHV<sub>1</sub> as a routine diagnostic method because of the high risk of them becoming contaminated with adventitious agents. No continuous cell lines suitable for YHV<sub>1</sub> culture are yet available.

###### 4.3.1.2.2. Antibody-based antigen detection methods

Reagents and protocols for detecting YHV<sub>1</sub> proteins with antibodies have been published (Loh *et al.* 1998; Lu *et al.* 1994). Virions purified from haemolymph of experimentally infected shrimp have been used to produce antiserum in New Zealand white rabbits. From this antiserum, immunoglobulin (IgG) was purified using protein-G-linked columns and cross-reacting normal shrimp antigens were removed by adsorption to acetone-dried, ground shrimp muscle tissue and haemolymph. To detect YHV<sub>1</sub> proteins by Western blotting, dilute 0.1 ml haemolymph collected from a live shrimp in an equal volume of citrate buffer and either run immediately or store at –80°C until used. Clarify 200 µl of the sample at 8000 *g* for 5 minutes and then pellet virions from the clarified supernatant by ultracentrifugation at 140,000 *g* for 5 minutes. Resuspend pellets in 100 µl 2 × loading buffer (2.5 ml 0.5 mM Tris/HCl pH 6.8, 4 ml 10% sodium dodecyl sulphate [SDS], 2 ml glycerol, 1 µl β-mercaptoethanol, 0.5 ml deionised distilled water) and heat at 95°C for 5 minutes. Load 10 µl sample onto a 5% SDS-polyacrylamide gel and electrophorese at 200 V. Blot the gel onto a 0.1 mm pore size nitrocellulose membrane in blotting buffer (3.03 g Tris-base, 14.4 g glycine, 200 ml methanol per litre) at 100 V for 1 hour. Rinse the membrane with phosphate buffered saline (PBS pH 7.4), block in 5% skim milk (in PBS) for 1 hour, and rinse with PBS for 5 minutes. Soak the membrane in a 1/1000 dilution of the anti-YHV<sub>1</sub> antibody (IgG) for 1 hour, rinse three times with PBS for 5 minutes, and then soak for 1 hour in a 1/2500 dilution of goat anti-rabbit IgG-horseradish-peroxidase (HRP) conjugate. Rinse membrane three times with PBS for 5 minutes and then soak in HRP substrate 3,3',5,5'-tetramethylbenzidine, until blue-purple colour develops. Stop the reaction by soaking the membrane in distilled water. All incubations should be carried out at 25°C ± 2°C. Use a purified viral preparation as a positive control to identify positions of the YHV<sub>1</sub> 116 kDa, 64 kDa and 20 kDa structural proteins. The Western blot YHV<sub>1</sub> detection sensitivity is approximately 0.4 ng YHV<sub>1</sub> protein (≈ 10<sup>6</sup> virions).

## Anexo 12 (cont.)

## 4.3.1.2.3. Molecular techniques

## 4.3.1.2.3.1 Reverse-transcription polymerase chain reaction (RT-PCR)

Three RT-PCR protocols are described. The first is a 1-step RT-PCR adapted from Wongteerasupaya *et al.* (1997) that can be used to detect YHV<sub>1</sub> in shrimp affected by YHD. This protocol will detect YHV<sub>1</sub> (highly virulent genotype first detected in Thailand in association with YHD) but not GAV or any of the other ~~three~~ genotypes currently recognised. The second is a more sensitive multiplex nested RT-PCR protocol adapted from Cowley *et al.* (2004). It can be used to differentiate YHV<sub>1</sub> from GAV in diseased shrimp or for screening healthy carriers. ~~This test will not detect all six known genotypes and genotype 3 may generate a PCR product indistinguishable in size from that generated with GAV (genotype 2).~~ The primary RT-PCR detected YHV7 (Mohr *et al.*, 2015) both primary and nested steps detected the novel YHV genotype from China (Liu *et al.*, 2014). The test is available in a suitably modified form from a commercial source (YHV/GAV IQ2000, GeneReach Biotechnology Corp., Chinese Taipei). However, this kit is not currently listed as having completed the OIE's formal process for validating and certifying commercial tests (a list of certified test kits and manufacturers is available on the OIE website: <http://www.oie.int/en/our-scientific-expertise/registration-of-diagnostic-kits/background-information/>). The third is a sensitive multiplex RT-nested PCR protocol described by Wijegoonawardane *et al.* (2008b). This test can be used for screening healthy shrimp for any of the six genotypes of the yellow head complex of viruses ~~(including YHV and GAV)~~, but will not discriminate between genotypes. Assignment of genotype can be achieved by nucleotide sequence analysis of the RT-PCR product.

*Sample preparation:* For juvenile or adult shrimp, lymphoid organ, gill tissue or haemolymph may be used to prepare total RNA. Fresh tissue is preferred. Lymphoid organ and gill tissue preserved in 95% analytical-grade ethanol or RNAlater (various manufacturers), or stored frozen at  $-70^{\circ}\text{C}$  are also suitable for total RNA preparation. Disrupt 10–20 mg lymphoid organ or gill tissue or 50  $\mu\text{l}$  haemolymph in 500  $\mu\text{l}$  Trizol<sup>TM</sup> reagent and extract total RNA according to the product manual. Resuspend RNA in 25  $\mu\text{l}$  water treated with DEPC (diethyl-pyrocabonate)-, heat at  $55^{\circ}\text{C}$  for 10 minutes, cool on ice and use immediately or store at  $-70^{\circ}\text{C}$  until required. Ideally, a 1/200 dilution (i.e. 2.5  $\mu\text{l}$  RNA in 500  $\mu\text{l}$  DEPC-treated water) should be prepared, and UV absorbances at  $A_{260}\text{nm}$  and  $A_{280}\text{nm}$  (a UV spectrophotometer is required) should be determined to quantify and check the quality of the RNA (ratio approximately 2:1). RNA yield will vary depending on the type and freshness of tissues, quality of the preservative used, and the length of time tissue has been preserved. However, RNA yields from fresh tissues would be expected to vary from 0.2 to 2.0  $\mu\text{g}\ \mu\text{l}^{-1}$  and about half these amounts from alcohol-preserved tissues.

From a nursery tank or hatchery tank containing 100,000 PL or more, sample approximately 1000 PL from each of 5 different points. Pool the samples in a basin, gently swirl the water and then select samples of live PL that collect at the centre of the basin. Choose numbers of PL to be pooled and tested according to the assumed or infection prevalence. Homogenise tissue samples in an appropriate volume of Trizol<sup>TM</sup> reagent and extract RNA according to the product manual. Based on the standard Trizol<sup>TM</sup> extraction procedure, tissue masses equivalent to 25–30  $\times$  PL<sub>5</sub>, 15  $\times$  PL<sub>10</sub> and 5  $\times$  PL<sub>15</sub> are accommodated and produce high quality total RNA free of protein contamination.

For each set of RNA samples to be tested, DEPC-treated water and extracts known to contain YHV RNA and/or GAV RNA (as appropriate to the test) should be included as negative and positive controls, respectively.

*Protocol 1:* RT-PCR for specific detection of YHV<sub>1</sub> in diseased shrimp

To synthesise cDNA, mix 2  $\mu\text{l}$  RNA in 20  $\mu\text{l}$  PCR buffer (10 mM Tris/HCl pH 8.3, 50 mM KCl) containing 2.5 U of M-MLV (Moloney murine leukaemia virus) reverse transcriptase, 1.0 U ribonuclease inhibitor, 0.75  $\mu\text{M}$  antisense primer 144R, 1 mM each of dATP, dTTP, dCTP, and dGTP, and 5 mM MgCl<sub>2</sub>, and incubate at  $42^{\circ}\text{C}$  for 15 minutes. Incubate the mixture at  $100^{\circ}\text{C}$  for 5 minutes to inactivate the reverse transcriptase and allow the mixture to cool to  $5^{\circ}\text{C}$ . Add PCR mixture (10 mM Tris/HCl pH 8.3, 50 mM KCl) containing 2.5 U Taq DNA polymerase, 2 mM MgCl<sub>2</sub> and 0.75  $\mu\text{M}$  of sense primer 10F to give a final volume of 100  $\mu\text{l}$ . Unless the instrument is fitted with a heated lid, overlay the tubes with 100  $\mu\text{l}$  of mineral oil and conduct PCR amplification for 40 cycles at  $94^{\circ}\text{C}$  for 30 seconds,  $58^{\circ}\text{C}$  for 30 seconds,  $72^{\circ}\text{C}$  for 30 seconds, and finishing at  $72^{\circ}\text{C}$  for 10 minutes. Alongside a suitable DNA ladder, apply a 20  $\mu\text{l}$  aliquot of the PCR to a 2% agarose/TAE (Tris-acetate-EDTA [ethylene diamine tetra-acetic acid]) gel containing 0.5  $\mu\text{g}\ \text{ml}^{-1}$  ethidium bromide and following electrophoresis, detect the 135 bp DNA band expected for YHV using a UV transilluminator.

<sup>1</sup> Reference to specific commercial products as examples does not imply their endorsement by the OIE. This applies to all commercial products referred to in this *Aquatic Manual*.

The sensitivity of the PCR is approximately 0.01 pg of purified YHV RNA ( $\approx 10^3$  genomes).

PCR primer sequences:

10F: 5'-CCG-CTA-ATT-TCA-AAA-ACT-ACG-3'

144R: 5'-AAG-GTG-TTA-TGT-CGA-GGA-AGT-3'

*Protocol 2: Nested RT-PCR for differential detection of YHV<sub>1</sub> and GAV in healthy or diseased shrimp*

For cDNA synthesis, 2  $\mu$ l RNA (ideally 1.0  $\mu$ g total RNA, if quantified), 0.7  $\mu$ l 50 pmol  $\mu$ l<sup>-1</sup> primer GY5 and DEPC-treated water are added to 6  $\mu$ l total, the mixture, incubated at 70°C for 10 minutes and chilled on ice. Add 2  $\mu$ l Superscript II buffer  $\times$  5 (250 mM Tris/HCl pH 8.3, 375 mM KCl, 15 mM MgCl<sub>2</sub>), 1  $\mu$ l 100 mM DTT and 0.5  $\mu$ l 10 mM dNTP stock mixture (i.e. 10 mM dATP, 10 mM dTTP, 10 mM dCTP, 10 mM dGTP) and mix gently. Preheat to 42°C for 2 minutes, add 0.5  $\mu$ l 200 U  $\mu$ l<sup>-1</sup> reverse transcriptase and incubate at 42°C for 1 hour. Heat the reaction at 70°C for 10 minutes, chill on ice and spin briefly in a microcentrifuge to collect the contents of the tube. For the first PCR step, prepare a 50  $\mu$ l reaction mixture containing 1  $\times$  Taq buffer (10 mM Tris/HCl pH 8.3, 50 mM KCl, 0.1% Triton X-100), 1.5 mM MgCl<sub>2</sub>, 35 pmol of each primer GY1 and GY4, 200  $\mu$ M each of dATP, dTTP, dCTP and dGTP and 2.5 U Taq polymerase in a 0.5 ml thin-walled tube. Overlay the reaction mixture with 50  $\mu$ l liquid paraffin, heat at 85°C for 2–3 minutes and then add 1  $\mu$ l cDNA. Conduct PCR amplification using 35 cycles at 95°C for 30 seconds, 66°C for 30 seconds, and 72°C for 45 seconds, followed by final extension at 72°C for 7 minutes. For the second PCR step, prepare a 50  $\mu$ l reaction mixture containing 2  $\mu$ l of the first step PCR product, 1  $\times$  Taq buffer (above), 1.5 mM MgCl<sub>2</sub>, 35 pmol of each primer GY2, Y3 and G6, 200  $\mu$ M each of dATP, dTTP, dCTP and dGTP and 2.5 U Taq polymerase in a 0.5 ml thin-walled tube and overlay with liquid paraffin. Conduct PCR using amplification conditions as described above. Apply a 10  $\mu$ l aliquot of the PCR to 2% agarose/TAE gels containing 0.5  $\mu$ g ml<sup>-1</sup> ethidium bromide alongside a suitable DNA ladder and detect using a UV transilluminator.

If the viral load is sufficiently high, a 794 bp DNA will be amplified from either GAV or YHV<sub>1</sub> in the first PCR step. In the second PCR step, a 277 bp product indicates detection of YHV and a 406 bp product indicates detection of GAV. The presence of both 406 bp and 277 bp products indicates a dual infection with GAV and YHV<sub>1</sub>. The detection sensitivity of the second-step PCR is  $\sim$ 1000-fold greater than the first-step PCR and GAV or YHV<sub>1</sub> RNA can be detected to a limit of 10 fg lymphoid organ total RNA.

The sequences of RT-PCR primers generic for GAV and YHV (GY) or specific for GAV (G) or YHV (Y) are as follows:

GY1: 5'-GAC-ATC-ACT-CCA-GAC-AAC-ATC-TG-3'

GY2: 5'-CAT-CTG-TCC-AGA-AGG-CGT-CTA-TGA-3'

GY4: 5'-GTG-AAG-TCC-ATG-TGT-GTG-AGA-CG-3'

GY5: 5'-GAG-CTG-GAA-TTC-AGT-GAG-AGA-ACA-3'

Y3: 5'-ACG-CTC-TGT-GAC-AAG-CAT-GAA-GTT-3'

G6: 5'-GTA-GTA-GAG-ACG-AGT-GAC-ACC-TAT-3'

**NB:** Due to reported problems with primer specificity for some emerging strains, all PCR products generated using protocol 2 should be sequenced to confirm the virus genotype.

*Protocol 3: Nested RT-PCR for detection of all currently known genotypes in the yellow head complex (including YHV<sub>1</sub> and GAV)*

For cDNA synthesis, mix 2  $\mu$ l RNA (ideally 1.0  $\mu$ g total RNA, if quantified), 50 ng random hexamer primers and 1.0  $\mu$ l 10 mM dNTP and make up to a total volume of 14  $\mu$ l in sterile DEPC-treated water, incubate at 65°C for 5 minutes and chill on ice. Add 4.0  $\mu$ l Superscript III buffer  $\times$  5, 1.0  $\mu$ l 100 mM DTT, 1.0  $\mu$ l 40 U  $\mu$ l<sup>-1</sup> RNaseOUT™ (Invitrogen) and 1.0  $\mu$ l 200 U  $\mu$ l<sup>-1</sup> reverse transcriptase and mix gently. Incubate at 25°C for 5 minutes and then at 42°C for 55 minutes, stop the reaction by heating at 70°C for 15 minutes, chill on ice and spin briefly in a microcentrifuge to collect the contents of the tube. For the first PCR step, add 1  $\mu$ l cDNA to a total 25  $\mu$ l reaction mixture containing 1  $\times$  Taq buffer (10 mM Tris/HCl, pH 9.0, 50 mM KCl, 0.1% Triton X-100), 1.5  $\mu$ l 25 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.35  $\mu$ l primer mix containing 25 pmol  $\mu$ l<sup>-1</sup> of each primer pool (see below) YC-F1ab and YC-R1ab, 0.5  $\mu$ l 10 mM dNTP mix and 0.25  $\mu$ l 5 U  $\mu$ l<sup>-1</sup> Taq DNA polymerase. Conduct PCR amplification using denaturation at 95°C for 1 minute followed by 35 cycles at 95°C for 30 seconds, 60°C for 30 seconds, 72°C for 40 seconds, followed by a final extension at 72°C for 7 minutes. For the second PCR step, use 1  $\mu$ l of the first PCR product in the reaction mixture as prepared above but substituting primer pools YC-F2ab and YC-R2ab. Conduct PCR amplification using denaturation at 95°C for 1 minute followed by 35 cycles at 95°C for 30 seconds, 60°C for 30 seconds, 72°C for 30 seconds, followed by a final extension at 72°C for 7 minutes. Apply an 8  $\mu$ l aliquot of the PCR to 2% agarose/TAE gels containing 0.5  $\mu$ g ml<sup>-1</sup> ethidium bromide alongside a suitable DNA ladder and detect using a UV transilluminator.

Anexo 12 (cont.)

If the viral load is sufficiently high, a 358 bp DNA is amplified in the first PCR step. The second (nested) PCR step amplifies a 146 bp product. The detection of these products indicates detection of one of the six genotypes in the yellow head complex. Further assignment of genotype (if required) is possible by nucleotide sequence analysis of either PCR product followed by comparison with sequences of the known genotypes by multiple sequence alignment and phylogenetic analysis. The detection sensitivity limits of the first PCR step and nested PCR step are 2,500 and 2.5 RNA templates, respectively.

PCR primer sequences (each primer comprises a pool of equal quantities of two related oligonucleotide sequences):

YC-F1ab pool:	5'-ATC-GTC-GTC-AGC-TAC-CGC-AAT-ACT-GC-3' 5'-ATC-GTC-GTC-AGY-TAY-CGT-AAC-ACC-GC-3'
YC-R1ab pool:	5'-TCT-TCR-CGT-GTG-AAC-ACY-TTC-TTR-GC-3' 5'-TCT-GCG-TGG-GTG-AAC-ACC-TTC-TTG-GC-3'
YC-F2ab pool:	5'-CGC-TTC-CAA-TGT-ATC-TGY-ATG-CAC-CA-3' 5'-CGC-TTY-CAR-TGT-ATC-TGC-ATG-CAC-CA-3'
YC-R2ab pool:	5'-RTC-DGT-GTA-CAT-GTT-TGA-GAG-TTT-GTT-3' 5'-GTC-AGT-GTA-CAT-ATT-GGA-GAG-TTT-RTT-3'
Mixed base codes:	R(AG), Y(CT), M(AC), K(GT), S(GC), W(AT), H(ACT), B(GCT), V(AGC), D(AGT), N(AGCT).

4.3.1.2.3. *In-situ* hybridisation

The protocol of Tang *et al.* (2002) described is suitable for detecting YHV<sub>1</sub> or GAV (Tang & Lightner, 1999). To preserve viral RNA accessibility, fix tissues sampled from live shrimp in neutral-buffered, modified Davidson's fixative without acetic acid (RF-fixative) (Hasson *et al.*, 1997). To achieve good tissue preservation whilst also preserving RNA accessibility, normal Davidson's fixative can be used as long as the fixation time is limited to 24 hours (maximum of 48 hours). Process the fixed tissue using standard histological methods and prepare 4 µm thick sections on Superfrost Plus slides (Fisher Scientific, Pennsylvania, USA). Prior to hybridisation, incubate sections at 65°C for 45 minutes, remove paraffin with Hemo-De (Fisher Scientific, Pennsylvania, USA), and rehydrate through a reducing ethanol concentration series to water. Digest sections with proteinase K (100 µg ml<sup>-1</sup>, in 50 mM Tris/HCl pH 7.4, 10 mM NaCl, 1 mM EDTA) for 15 minutes at 37°C, followed by post-fixation in 0.4% formaldehyde for 5 minutes. Rinse in 2 × SSC (standard saline citrate), then pre-hybridise with 500 µl pre-hybridisation solution (4 × SSC, 50% formamide, 1 × Denhardt's, 0.25 mg ml<sup>-1</sup> yeast RNA, 0.5 mg ml<sup>-1</sup> sheared salmon sperm DNA, 5% dextran sulphate) at 42°C for 30 minutes. For hybridisation, overlay the sections with 250 µl hybridisation solution containing a digoxigenin-labelled DNA probe (20–40 ng ml<sup>-1</sup>) at 42°C overnight. The next day, wash the sections as follows: 2 × SSC once for 30 minutes at room temperature; 1 × SSC twice for 5 minutes at 37°C; 0.5 × SSC twice for 5 minutes at 37°C. Incubate the sections with sheep anti-digoxigenin-alkaline phosphatase conjugate (Roche) at 37°C for 30 minutes. Wash with 0.1 M Tris/HCl pH 7.5, 0.15 M NaCl twice for 10 minutes at room temperature and rinse with 0.1 M Tris/HCl pH 9.5, 0.1 M NaCl. Incubate with nitroblue tetrazolium and 5-bromo-4-chloro-3-indoyl phosphate in the dark for 1–2 h for colour development. Counterstain with Bismarck Brown Y (0.5%), dehydrate through a series of ethanol and Hemo-De, add Permount (Fisher Scientific, Pennsylvania, USA) and cover with a cover-slip. YHV-infected cells give a blue to purple-black colour against the brown counter stain. Include positive controls of YHV-infected tissue and negative controls of uninfected shrimp tissue. The digoxigenin-labelled DNA probe can be prepared by PCR labelling using the following primers:

YHV1051F:	5'-ACA-TCT-GTC-CAG-AAG-GCG-TC-3'
YHV1051R:	5'-GGG-GGT-GTA-GAG-GGA-GAG-AG-3'

## 4.3.1.2.3 Agent purification

A YHV<sub>1</sub> purification method based on density gradient ultracentrifugation is described (Wongteersupaya *et al.* 1995). Approximately 250 healthy juvenile *P. monodon* shrimp (approximately 10 g) should ideally be used as a source of virus for purification. After acclimatising for several days in 1500 litre tanks (approximately 80 shrimp/tank) at a salinity of 3.5 parts per thousand (mg ml<sup>-1</sup>), inoculate each shrimp intramuscularly with 100 µl of a 1/100 gill extract

suspension prepared from YHV-infected shrimp. At 2 days post-infection, harvest moribund shrimp showing typical signs of YHD. Use a syringe to draw haemolymph from the sinuses at the base of the walking legs and mix carefully on ice with the same volume of lobster haemolymph medium (LHM) (486 mM NaCl, 15 mM CaCl<sub>2</sub>, 10 mM KCl, 5 mM MgCl<sub>2</sub>, 0.5 mM Na<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>, 8.1 mM MgSO<sub>4</sub>, 36 mM NaHCO<sub>3</sub>, 0.05% dextrose in Minimal Eagle's Medium, adjusted pH 7.6 with 1 N NaOH). Centrifuge the mixture at 480 *g* for 30 minutes at 4°C to remove cellular debris. Ultracentrifuge the supernatant at 100,000 *g* for 1 hour at 4°C. Discard the supernatant and gently resuspend the pellet overnight at 4°C in 1 ml LHM. Layer this suspension over a continuous gradient of 20–40% Urografin and ultracentrifuge at 100,000 *g* for 1 hour at 4°C. After centrifugation, collect the viral band by using a Pasteur pipette and dilute with NTE buffer (0.02 M EDTA, 0.2 M NaCl, 0.2 M Tris/HCl [pH 7.4]) to a final volume of 12 ml. Ultracentrifuge the suspension at 100,000 *g* for 1 hour at 4°C and resuspend the pellet (purified virus) in 100 µl TE buffer (10 mM Tris/HCl, 1 mM EDTA [pH 7.4]) and store in 20 µl aliquots at –80°C until required.

#### 4.3.1.2.4 Bioassay

The bioassay procedure is based on that described by Spann *et al.* (1997), but similar procedures have been described by several other authors (Lu *et al.*, 1994). The bioassay should be conducted in susceptible shrimp (see Section 2.2 above) ideally that have been certified as SPF and have been obtained from a biosecure breeding facility. Alternatively, susceptible wild or farmed shrimp to be used for bioassay should be screened by nested RT-PCR using RNA extracted from haemolymph to confirm the absence of pre-existing chronic infections with YHV<sub>1</sub>, GAV or related viruses. Throughout the procedure, shrimp should be maintained under optimal conditions for survival of the species in laboratory tank systems.

Collect moribund shrimp from a YHD-affected ponds or shrimp suspected of being carriers of infection and maintain at 4°C or on ice. Remove and discard the tail and appendages. If necessary, the whole shrimp or the retained cephalothorax may be snap-frozen and stored at –80°C or in liquid nitrogen until required. Thaw stored samples rapidly in a 37°C water bath within two snap-seal plastic bags and then maintain at 4°C or on ice during all procedures. Remove the carapace and calciferous mouth-parts. Suspend the remaining tissues in six volumes of TN buffer (0.02 M Tris/HCl, pH 7.4, 0.4 M NaCl) and homogenise in a tissue grinder to form a smooth suspension. Clarify the homogenate at 1300 *g* for 20 minutes at 4°C. Remove the supernatant fluid below the lipid layer and pass through a 0.45 µm filter. Maintain the filtrate at 4°C for immediate use or snap-freeze and store in aliquots at –80°C or in liquid nitrogen. Thaw the filtrate rapidly at 37°C and maintain on ice prior to use.

Inject at least 12 juvenile (1–5 g) shrimp of a known susceptible species (*P. monodon*, *P. esculentus*, *P. japonicus*, *P. merguensis*, *P. vannamei*, *P. stylirostris*), with 5 µl of filtrate per gram body weight into the second abdominal segment using a 26-gauge needle. Inject two equivalent groups of at least 12 shrimp with TN buffer and a filtered tissue extract prepared from uninfected shrimp. One additional group of at least 12 shrimp should be injected last with a known and calibrated positive control inoculum from shrimp infected with YHV or GAV (as required). Maintain each group of shrimp in a separate covered tank with a separate water supply for the duration of the bioassay. Ensure no inadvertent transfer of water between tanks by good laboratory practice. Observe the shrimp and record mortalities for at least 21 days or until the test and positive control groups reach 100% mortality. Collect at least one moribund shrimp from each of the four groups for examination by histology, TEM, *in situ* nucleic acid hybridisation, and PCR or Western-blot analysis to confirm the presence of YHV<sub>1</sub> or GAV (as required) in the sample (refer to the Sections above for test procedures).

NOTE: shrimp to be tested that are suspected of being carriers of low level chronic infections may produce an inoculum containing a very low dose of virus. In bioassay, such an inoculum may not necessarily cause mortalities, gross signs of disease or histology characteristic of a lethal infection. In this event, molecular tests (PCR or ISH) or TEM must be applied to the bioassay shrimp.

## Anexo 12 (cont.)

## 4.3.2. Serological methods

Not applicable.

## 5. Rating of tests against purpose of use

The methods currently available for targeted surveillance and diagnosis of YHD are listed in Table 5.1. The designations used in the Table indicate: a = the method is the recommended method for reasons of availability, utility, and diagnostic specificity and sensitivity; b = the method is a standard method with good diagnostic sensitivity and specificity; c = the method has application in some situations, but cost, accuracy, or other factors severely limits its application; and d = the method is presently not recommended for this purpose. These are somewhat subjective as suitability involves issues of reliability, sensitivity, specificity and utility. Although not all of the tests listed as category a or b have undergone formal standardisation and validation, their routine nature and the fact that they have been used widely without dubious results, makes them acceptable.

*Table 5.1. Methods for targeted surveillance and diagnosis*

Method	Targeted surveillance				Presumptive diagnosis	Confirmatory diagnosis
	Larvae	PLs	Juveniles	Adults		
Gross signs	d	d	c	c	c	d
Bioassay	d	d	d	d	c	b
Direct LM	d	d	d	d	a	d
Histopathology	d	d	c	c	a	d
Transmission EM	d	d	c	c	d	b
Antibody-based assays	d	d	c	c	a	b
<i>In-situ</i> DNA probes	d	d	c	c	b	a
PCR	a	a	a	a	a	a
Sequence	a	a	a	a	d	a

PLs = postlarvae; LM = light microscopy; EM = electron microscopy; PCR = polymerase chain reaction.

## 6. Test(s) recommended for targeted surveillance to declare freedom from infection with yellow head virus

Nested RT-PCR (Section 4.3.1.2.3.1; Protocol 3) followed by confirmatory sequencing of the amplified PCR product is the prescribed method for declaring freedom. Two-step PCR negative results are required. ~~The very rare case when a two-step PCR positive result cannot be confirmed by sequencing is also considered to be a negative result.~~

## 7. Corroborative diagnostic criteria

## 7.1. Definition of suspect case

A suspect case of YHV1 ~~genotype 4~~ is defined as a disease outbreak in marine shrimp with rapidly accumulating mortalities (up to 100%) in the early to late juvenile stages, which may be preceded by cessation of feeding and congregation of shrimp at pond edges. Moribund shrimp may exhibit a bleached overall appearance and a yellowish discoloration of the cephalothorax caused by the underlying yellow hepatopancreas. Histological examination of fixed lymphoid organ tissues should reveal moderate to large numbers of deeply basophilic, evenly stained, spherical, cytoplasmic inclusions (approximately 2 µm in diameter or smaller).



## 7.2. Definition of confirmed case

YHV<sub>1</sub> may be confirmed by the detection of high levels of disseminated infection in tissues of ectodermal and mesodermal origin by *in situ* hybridisation in conjunction with the detection of amplified products of the prescribed size using discriminatory RT-PCR assays and sequencing, as described in Section 4.3 of this chapter. ~~As low level chronic infections with yellow head complex viruses are common in some regions, detection of the presence of virus is not, in itself, evidence of aetiology.~~

## 8. References

- ASSAVALAPSAKUL W., SMITH D.R. & PANYIM S. (2003). Propagation of infectious yellow head virus particles prior to cytopathic effect in primary lymphoid cell cultures of *Penaeus monodon*. *Dis. Aquat. Org.*, **55**, 253–258.
- CASTRO-LONGORIA R., QUINTERO-ARREDONDO N., GRIJALVA-CHON J.M. & RAMOS-PAREDES J. (2008). Detection of the yellow-head virus (YHV) in wild blue shrimp, *Penaeus stylirostris*, from the Gulf of California and its experimental transmission to the Pacific white shrimp, *Penaeus vannamei*. *J. Fish Dis.*, **31** (12), 953–956.
- CHANTANACHOOKIN C., BOONYARATPALIN S., KASORNCHANDRA J., DIREKBUSARAKOM S., AEKPANITHANPONG U., SUPAMATTAYA K., SRIURAITANA S. & FLEGEL T.W. (1993). Histology and ultrastructure reveal a new granulosis-like virus in *Penaeus monodon* affected by yellow-head disease. *Dis. Aquat. Org.*, **17**, 145–157.
- COWLEY J.A., CADOGAN L.C., WONGTEERASUPAYA C., HODGSON R.A.J., SPANN K.M., BOONSAENG V. & WALKER P.J. (2004). Differential detection of gill-associated virus (GAV) from Australia and yellow head virus (YHV) from Thailand by multiplex RT-nested PCR. *J. Virol. Methods*, **117**, 49–59.
- COWLEY J.A., HALL M.R., CADOGAN L.C., SPANN K.M. & WALKER P.J. (2002). Vertical transmission of gill-associated virus (GAV) in the black tiger prawn *Penaeus monodon*. *Dis. Aquat. Org.*, **50**, 95–104.
- COWLEY J.A., WALKER P.J., FLEGEL T.W., LIGHTNER D.V., BONAMI J.R., SNIJDER E.J. & DE GROOT R.J. (2012). Family Roniviridae. *In: Virus Taxonomy, IXth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses*, King A., Adams M., Carstens E. & Lefkowitz E.J., eds. Elsevier, Academic Press, London, UK, 797–801.
- FLEGEL T.W., BOONYARATPALIN S. & WITHYACHUMNARNKUL B. (1997). Current status of research on yellow-head virus and white-spot virus in Thailand. *In: Diseases in Asian Aquaculture III*, Flegel T.W. & MacRae I.H., eds. Fish Health Section, Asian Fisheries Society, Manila, the Philippines, 285–296.
- FLEGEL T.W., FEGAN D.F. & SRIURAIRATANA S. (1995a). Environmental control of infectious shrimp diseases in Thailand. *In: Diseases in Asian Aquaculture II*, Shariff M., Subasinghe R.P. & Arthur J.R., eds. Asian Fisheries Society, Manila, the Philippines, 65–79.
- FLEGEL T.W., SRIURAIRATANA S., WONGTERRASUPAYA C., BOONSAENG V., PANYIM S. & WITHYACHUMNARNKUL B. (1995b). Progress in characterization and control of yellow-head virus of *Penaeus monodon*. *In: Swimming Through Troubled Water, Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming, Aquaculture '95*, Browdy C.L. & Hopkins J.S., eds. World Aquaculture Society, Baton Rouge, USA, 76–83.
- HASSON K.W., HASSON J., AUBERT H., REDMAN R.M. & LIGHTNER D.V. (1997). A new RNA-friendly fixative for the preservation of penaeid shrimp samples for virological assay using cDNA probes. *J. Virol. Methods*, **66**, 227–236.
- KHONGPRADIT R., KASORNCHANDRA J. & BOONYARATALIN S. (1995). Susceptibility of the postlarval stages of black tiger shrimp (*Penaeus monodon*) to yellow-head baculovirus (YBV). *In: Diseases in Asian Aquaculture II*, Shariff M., Subasinghe R.P. & Arthur J.R., eds. Asian Fisheries Society, Manila, the Philippines, p. 6.
- LIGHTNER D.V. (ED.) (1996). Handbook of Pathology and Diagnostic Procedures for Diseases of Penaeid Shrimp. World Aquaculture Society, Baton Rouge, USA.
- LIU Q., HUANG J., YANG H.-L., YANG B., WANG H.-L., WANG Q.-T., LIU F. & ZHANG Q.-L. (2014) Detection of a new genotype of yellow-head virus in farmed shrimp suspicious of EMS/AHPNS infection. *Oceanol. Limnol. Sin.*, **45** (4), 703–709.

Anexo 12 (cont.)

LIGHTNER D.V., HASSON, K.W., WHITE, B.L. & REDMAN R.M. (1998). Experimental infection of western hemisphere penaeid shrimp with Asian white spot syndrome virus and Asian yellow head virus. *J. Aquat. Anim. Health*, **10**, 271–281.

LOH P.C., CESAR E., NADALA B. JR, TAPAY L.M. & LU Y. (1998). Recent developments in immunologically-based and cell culture protocols for the specific detection of shrimp viral pathogens. In: *Advances in Shrimp Biotechnology*, Flegel T.W., ed. National Center for Genetic Engineering and Biotechnology, Bangkok, Thailand, 255–259.

LONGYANT S., SATTAMAN S., CHAIVISUTHANGKURA P., RUKPRATANPORN S., SITHIGORNGUL W. & SITHIGORNGUL P. (2006). Experimental infection of some penaeid shrimps and crabs by yellow head virus (YHV). *Aquaculture*, **257**, 83–91.

LONGYANT S., SITHIGORNGUL P., CHAIVISUTHANGKURA P., RUKPRATANPORN S., SITHIGORNGUL W. & MENASVETA P. (2005). Differences in the susceptibility of palaemonid shrimp species to yellow head virus (YHV) infection. *Dis. Aquat. Org.*, **64**, 5–12.

LU Y., TAPAY L.M., BROCK J.A. & LOH P.C. (1994). Infection of the yellow head baculo-like virus (YBV) in two species of penaeid shrimp *Penaeus stylirostris* (Stimpson) and *Penaeus vannamei* (Boone). *J. Fish Dis.*, **17**, 649–656.

MA H., OVERSTREET R.M. & JOVONOVICH J.A. (2009). Daggerblade grass shrimp (*Palaemonetes pugio*): A reservoir host for yellow head virus (YHV). *J. Invert. Pathol.* **101**, 112–118.

MOHR P.G., MOODY N.J.G. HOAD J., WILLIAMS L.M., BOWATER R.O., CUMMINS D.M., COWLEY J.A. & CRANE M.STJ. (2015) New yellow head virus genotype (YHV7) in giant tiger shrimp *Penaeus monodon* indigenous to northern Australia. *Dis. Aquat. Org.*, **115**, 263–268.

OANH D.T., VAN HULTEN M.C., COWLEY J.A. & WALKER P.J. (2011). Pathogenicity of gill-associated virus and Mourilyan virus during mixed infections of black tiger shrimp (*Penaeus monodon*). *J. Gen. Virol.*, **92**, 893–901.

SANCHEZ-BARAJAS M., LINAN-CABELLO M.A. & MENA-HERRERA A. (2009). Detection of yellow-head disease in intensive freshwater production systems of *Litopenaeus vannamei*. *Aquacult. Internatn.*, **17**, 101–112.

SENAPIN S., THAOWBUT Y., GANGNONNGIW W., CHUCHIRD N., SRIURAIRATANA S. & FLEGEL T.W. (2010). Impact of yellow head virus outbreaks in the whiteleg shrimp, *Penaeus vannamei* (Boone), in Thailand. *J. Fish Dis.*, **33** (5), 421–430.

SPANN K.M., COWLEY J.A., WALKER P.J. & LESTER R.J.G. (1997). A yellow-head-like virus from *Penaeus monodon* cultured in Australia. *Dis. Aquat. Org.*, **31**, 169–179.

SPANN K.M., DONALDSON R.A., COWLEY J.A. & WALKER P.J. (2000). Differences in susceptibility of some penaeid prawn species to gill associated virus (GAV) infection. *Dis. Aquat. Org.*, **42**, 221–225.

SPANN K.M., McCULLOCH R.J., COWLEY J.A. & WALKER P.J. (2003). Detection of gill-associated virus (GAV) by *in situ* hybridisation during acute and chronic infections in *Penaeus monodon* and *Penaeus esculentus* shrimp. *Dis. Aquat. Org.*, **56**, 1–10.

STENTIFORD G.D., BONAMI J.R. & ALDAY SANZ V. (2009). A critical review of susceptibility of crustaceans to Taura syndrome, Yellowhead disease and White Spot Disease and implications of inclusion of these diseases in European legislation. *Aquaculture*, **291**, 1–17.

TANG K.F.J. & LIGHTNER D.V. (1999). A yellow head virus gene probe: nucleotide sequence and application for *in situ* hybridization. *Dis. Aquat. Org.*, **35**, 165–173.

TANG K.F.J., SPANN K.M., OWENS L. & LIGHTNER D.V. (2002). *In situ* detection of Australian gill-associated virus with a yellow head virus gene probe. *Aquaculture*, **205**, 1–5.

Anexo 12 (cont.)

TIRASOPHON W., YODMUANG S., CHINNIRUNVONG W., PLONGTHONGKUM & PANYIM S. (2007). Therapeutic inhibition of yellow head virus multiplication in infected shrimps by YHV-protease dsRNA. *Antiviral Res.*, **74**, 150–155.

WALKER P.J., COWLEY J.A. SPANN K.M., HODGSON R.A.J. HALL M.R & WITHYACHUMNARNKUL B. (2001). Yellow head complex viruses: Transmission cycles and topographical distribution in the Asia-Pacific Region. *In: The New Wave, Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Culture, Aquaculture 2001*, Browdy C.L. & Jory D.E., eds. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, USA, 292–302.

WIJEGONAWARDANE P.K.M., COWLEY J.A., SITTIDILOKRATNA, N., PHETCHAMPAI, N., COWLEY, J.A., GUDKOV, N. & WALKER P.J. (2009). Homologous genetic recombination in the yellow head complex of nidoviruses infecting *Penaeus monodon* shrimp. *Virology* doi: 10.1016/j.virol.2009.04.015.

WIJEGONAWARDANE P.K.M., COWLEY J.A., PHAN T., HODGSON R.A.J., NIELSEN L., KIATPATHOMCHAI W. & WALKER P.J. (2008a). Genetic diversity in the yellow head nidovirus complex. *Virology* **380**, 213–225.

WIJEGONAWARDANE P.K.M., COWLEY J.A. & WALKER P.J. (2008b). Consensus RT-nested PCR to detect yellow head virus genotypes in penaeid shrimp. *J. Virol. Methods*, **153**, 168–175.

WONGTEERASUPAYA C., BOONSAENG V., PANYIM S., TASSANAKAJON A., WITHYACHUMNARNKUL B. & FLEGEL T.W. (1997). Detection of yellow-head virus (YHV) of *Penaeus monodon* by RT-PCR amplification. *Dis. Aquat. Org.*, **31**, 181–186.

WONGTEERASUPAYA C., SRIURAIRATANA S., VICKERS J.E., AKRAJAMORN A., BOONSAENG V., PANYIM S., TASSANAKAJON A., WITHYACHUMNARNKUL B. & FLEGEL T.W. (1995). Yellow-head virus of *Penaeus monodon* is an RNA virus. *Dis. Aquat. Org.*, **22**, 45–50.



**PROGRAMA DE TRABAJO 2015–2016  
DE LA COMISIÓN DE NORMAS SANITARIAS PARA LOS ANIMALES ACUÁTICOS**

**Código Sanitario para los Animales Acuáticos**

Tarea	Octubre de 2015	Febrero de 2016
Glosario	Propuesta de nuevas definiciones y circulación para comentario.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros.
Capítulo 1.1. – Notificación de enfermedades y aportación de datos epidemiológicos falta el nombre en inglés	Revisión de los comentarios de los Países Miembros, modificación y circulación para comentario.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros.
Capítulo 1.2. – Criterios de inscripción	Revisión de los comentarios de los Países Miembros, modificación y circulación para comentario.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros, modificación y circulación para comentario.
Capítulo 1.3. – Enfermedades de la lista	La Comisión desarrollará evaluaciones utilizando los criterios de inclusión para <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> y <i>Marteilia coxibilia</i> .	La Comisión revisará las evaluaciones para <i>Batrachochytrium salamandrivorans</i> y <i>Marteilia coxibilia</i> . Revisión de los comentarios de los Países Miembros acerca del nombre de la enfermedad de la cabeza amarilla que se volverá a circular para comentario.
Revisión del Título 4 con el fin de mejorar las orientaciones sobre el control de enfermedades	Circulación de la estructura revisada para comentario de los Países Miembros.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros y desarrollo de una metodología de trabajo.
Capítulo 4.3. – Recomendaciones generales sobre la desinfección	Revisión del proyecto de capítulo del grupo <i>ad hoc</i> y circulación para comentario.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros y circulación para comentario.
Posible desarrollo de otros capítulos sobre desinfección de huevos y larvas	Consideración de este tema a la luz del informe del grupo <i>ad hoc</i> .	
Revisión del artículo XX. 8. Para suprimir la referencia a ICES		Finalización del texto revisado y circulación para comentario.
Desarrollo de un concepto para un posible documento de orientación sobre cómo utilizar el <i>Código Acuático</i> y facilitar el comercio.		Consideración del desarrollo de una nota conceptual.
Capítulo 9.2. – Enfermedad de la cabeza amarilla (Inclusión de las especies susceptibles en los capítulos específicos de enfermedad).	Revisión de los comentarios de los Países Miembros y circulación para comentario.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros, modificación y circulación para comentario.
Enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda (Capítulo 9.X.)	Desarrollo de un nuevo capítulo y circulación para comentario de los Países Miembros.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros, modificación y circulación para comentario.
Cuestión sobre el genotipo del ranavirus.	Revisar la opinión del experto del laboratorio de referencia.	Nuevo examen una vez el Comité Internacional de Taxonomía de Virus haya aclarado su posición.
Desarrollo de listas revisadas de especies susceptibles de crustáceos.	Reunión del grupo <i>ad hoc</i> del 13 al 15 de octubre para desarrollar listas de especies susceptibles para todas las enfermedades de crustáceos, exceptuando la enfermedad de las manchas blancas. Solicitud al grupo <i>ad hoc</i> para que elabore una estrategia de cómo tratar la lista de especies susceptibles para la enfermedad de las manchas blancas.	Revisión del informe del grupo <i>ad hoc</i> , modificación de los capítulos pertinentes y circulación para comentario.
Periodos para solicitar/recuperar el estatus libre (en relación con el Capítulo 1.4). Desarrollo de principios para determinar periodos de vigilancia en los capítulos específicos de enfermedad y ofrecer asesoramiento sobre enmiendas al Capítulo 1.4.		La Comisión iniciará este trabajo.
Definición de animal acuático		La Comisión iniciará este trabajo.

Anexo 13 (cont.)

Tarea	Octubre de 2015	Febrero de 2016
Enfermedad de la cabeza amarilla	Modificación del texto y circulación para comentario.	Revisión de los comentarios de los Países Miembros, modificación y circulación para comentario.
Capítulo sobre AHNPD	Propuesta para que un grupo <i>ad hoc</i> revise y enmiende el capítulo	Revisión y modificación del informe del grupo <i>ad hoc</i> y circulación para comentario.
<i>Manual</i> – completar en un plazo de tres años Definición de caso Pruebas de validación Modelo estándar (más conciso) Cuadro de resultados de pruebas Secciones sobre la estabilidad del agente (en relación con la desinfección)	Propuesta para convocar un grupo <i>ad hoc</i> que inicie esta labor	Revisión del trabajo adelantado.
Desarrollo de listas revisadas de especies susceptibles de crustáceos.	Grupo <i>ad hoc</i> reunido del 13 al 15 de octubre de 2015	Revisión del informe del grupo <i>ad hoc</i> , modificación de los capítulos correspondientes y circulación para comentario.

**Otros temas**

Trematodos zoonóticos transmitidos por peces (FZT por sus siglas en inglés)



Organisation  
Mondiale  
de la Santé  
Animale

World  
Organisation  
for Animal  
Health

Organización  
Mundial  
de Sanidad  
Animal

Original: inglés  
Mayo de 2015

## INFORME DEL GRUPO *AD HOC* DE LA OIE SOBRE DESINFECCIÓN DE ESTABLECIMIENTOS Y EQUIPOS DE ACUICULTURA

París, 19–21 de mayo de 2015

El Grupo *ad hoc* de la OIE sobre desinfección de establecimientos y equipos de acuicultura (en adelante, grupo *ad hoc*) se reunió en la sede de la OIE, del 19 al 21 de mayo de 2015.

La lista de los miembros del grupo *ad hoc* figura en el [Anexo 1](#) y el mandato en el [Anexo 2](#).

Durante el encuentro, el grupo *ad hoc* finalizó el trabajo de revisión y desarrollo del proyecto de Capítulo 4.3. “Desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura” que había iniciado en su primera reunión en agosto de 2014.

El grupo *ad hoc* redactó un nuevo proyecto de Capítulo 4.3. que incorpora recomendaciones sobre los procedimientos de desinfección para los establecimientos y equipos de acuicultura utilizados durante actividades de bioseguridad de rutina y respuesta de emergencia. Igualmente, ofrece orientaciones sobre los principios generales para la planificación e implementación de las actividades de desinfección.

El grupo *ad hoc* acordó que los principios generales incorporados en el nuevo proyecto de capítulo se aplicaban al transporte de los animales acuáticos y sugirió que, una vez que se adopte el proyecto de Capítulo 4.3., se deberá incluir una referencia al Capítulo 5.5. «Control de riesgos para la sanidad de los animales acuáticos asociados al transporte de estos animales» que se deberá revisar para una mayor coherencia entre ambos capítulos.

El grupo *ad hoc* observó que un nuevo Capítulo 4.4. «Recomendaciones para la desinfección de la superficie de huevos de salmónidos» se presentaría a adopción en la 83.<sup>a</sup> Sesión General en mayo de 2015 y sugirió que se considerara el desarrollo de protocolos de desinfección para huevos de especies de peces que no pertenezcan a la familia de salmónidos, al igual que para los huevos y larvas de moluscos y de crustáceos.

El grupo *ad hoc* indicó la falta de buenas referencias sobre desinfección en acuicultura y recomendó que se lleve a cabo una revisión científica sobre el tema de la desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura.

El grupo *ad hoc* recuerda a los Países Miembros la existencia de dos artículos bastante útiles publicados en la *Revista científica y técnica* de la OIE:

1. Modes of actions of disinfectants, Maris P., *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 1995, 14 (2), p. 47-55.
2. Disinfection in aquaculture, Torgersen Y. and Hastein T., *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.*, 1995, Vol. 14, (1), p. 419-434.

.../Anexos





Anexo 14 (cont.)

Anexo 1

## GRUPO AD HOC DE LA OIE SOBRE DESINFECCIÓN DE ESTABLECIMIENTOS Y EQUIPOS DE ACUICULTURA

París, 19–21 de mayo de 2015

---

### Lista de participantes

#### MIEMBROS DEL GRUPO AD HOC

---

**Dr. Kevin Ellard**  
Senior Veterinary Officer  
Biosecurity Tasmania  
Department of Primary Industries  
Parks Water & Environment  
13 St Johns Street, New Town  
Tasmania 7008  
AUSTRALIA  
Kevin.Ellard@dpiwve.tas.gov.au  
Tel.: +613 616 532 60

**Dr. Marc Le Groumellec**  
Villa 30 Plateau Des Tombes  
Mangarivotra  
401 Majunga  
MADAGASCAR  
le.groumellec@gmail.com  
Tel.: +261 320 719 581  
+261 344 919 581

**Dra. Pamela Cañas**  
Dardo Regulez 2449, Vitacura  
Santiago, Región Metropolitana,  
CHILE  
pamela.canas@masterquality.cl  
mpamelac@gmail.com  
Tel.: +56 2 22187789

**Dr. Semir Loncarevic**  
Norwegian Veterinary Institute  
Pb 750 Sentrum, N-0106 Oslo  
NORUEGA  
semir.loncarevic@vetinst.no  
Tel.: +47 23 21 62 48

**Dr. Ingo Ernst**  
Director, Aquatic Pest and Health  
Policy  
Australian Government Department of  
Agriculture  
GPO Box 858  
Canberra ACT 2601  
AUSTRALIA  
Ingo.Ernst@agriculture.gov.au  
Tel.: +61 2 627 256 15

#### SEDE DE LA OIE

---

**Dr. Gillian Mylrea**  
Jefa adjunta  
Departamento de comercio internacional  
g.mylrea@oie.int



Anexo 14 (cont.)Anexo 2

## GRUPO AD HOC DE LA OIE SOBRE DESINFECCIÓN DE ESTABLECIMIENTOS Y EQUIPOS DE ACUICULTURA

París, 19–21 de mayo de 2015

---

### Mandato

#### Finalidad de la reunión

La tarea del Grupo *ad hoc* sobre desinfección de establecimientos y equipos de acuicultura es completar el desarrollo de un nuevo proyecto de capítulo que brinde orientaciones sobre la desinfección de los establecimientos y equipos de acuicultura que se incluirán en el Título 4 del *Código Sanitario para los Animales Acuáticos (Código Acuático)*.

#### Antecedentes

En su reunión de febrero de 2014, la Comisión de Normas Sanitarias para los Animales Acuáticos, recomendó convocar un nuevo grupo *ad hoc* con el fin de examinar y actualizar el Capítulo 4.3. del *Código Acuático* “Recomendaciones generales sobre la desinfección» que abarque los temas que contiene el Capítulo 1.1.3. «Métodos para la desinfección de los establecimientos de acuicultura» del *Manual de pruebas de diagnóstico para los animales acuáticos 2015 (Manual Acuático)*, ya que este capítulo estaba fuera de lugar en el *Manual Acuático* cuyo campo de aplicación es el diagnóstico.

#### Consideraciones pertinentes:

El grupo *ad hoc* deberá:

- 1) determinar los elementos del *Código Acuático* que requieran mayor apoyo a través de orientaciones relativas a la desinfección de establecimientos de acuicultura, del agua, los huevos de peces y los vehículos de transporte (cualquiera sea el modo de transporte utilizado);
- 2) examinar la pertinencia de la información que figura en el actual Capítulo 1.1.3. «Métodos para la desinfección de los establecimientos de acuicultura» del *Manual Acuático*;
- 3) fijar una estructura apropiada para el capítulo (o capítulos) y para el nivel de detalle de las orientaciones que se incorporarán en apoyo de otras recomendaciones del *Código Acuático* (es decir, si las orientaciones adoptarán la forma de principios generales o de recomendaciones técnicas más detalladas);
- 4) considerar otras recomendaciones que sirvan para que este nuevo capítulo complemente otros elementos del *Código Acuático* y sea coherente con la información del *Código Sanitario para los Animales Terrestres*.
- 5) estructurar el nuevo capítulo siguiendo el estilo de los capítulos ya existentes del *Código Acuático*;
- 6) preparar un informe que se presentará a la Comisión de Normas Sanitarias para los Animales Acuáticos.

---

© **Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE), 2015**

El presente documento fue preparado por especialistas a solicitud de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE). Excepto en el caso de su adopción por la Asamblea Mundial de Delegados, lo expresado refleja únicamente las opiniones de dichos especialistas.

Todas las publicaciones de la OIE están protegidas por un Copyright internacional. Se pueden copiar, reproducir, traducir, adaptar o publicar extractos en publicaciones periódicas, documentos, libros o medios electrónicos y en cualquier otro medio destinado al público, con intención informativa, didáctica o comercial, siempre y cuando se obtenga previamente una autorización escrita por parte de la OIE.

Las designaciones y nombres utilizados y la presentación de los datos que figuran en esta publicación no constituyen de ningún modo el reflejo de cualquier opinión por parte de la OIE sobre el estatuto legal de los países, territorios, ciudades o zonas ni de sus autoridades, fronteras o límites territoriales.

La responsabilidad de las opiniones profesadas en los artículos firmados incumbe exclusivamente a sus autores. La mención de empresas particulares o de productos manufacturados, sean o no patentados, no implica de ningún modo que estos se beneficien del apoyo o de la recomendación de la OIE, en comparación con otros similares que no hayan sido mencionados.