



**INFORME DE LA REUNIÓN DEL GRUPO AD HOC DE LA OIE  
SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LAS ESPECIES DE CRUSTÁCEOS  
A LA INFECCIÓN POR ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OIE<sup>1</sup>**

**París (Francia), 1–3 de junio de 2016**

El Grupo ad hoc de la OIE sobre la susceptibilidad de las especies de crustáceos a la infección por enfermedades de la lista de la OIE (en adelante, grupo ad hoc) se reunió en la sede de la OIE, en París, del 1 al 3 de junio de 2016.

Los miembros del grupo, el orden del día aprobado y el mandato figuran en el [Anexo 1](#), [Anexo 2](#) y [Anexo 3](#), respectivamente.

La Dra. Gillian Mylrea, jefa adjunta del Departamento de comercio internacional, dio la bienvenida a los miembros del grupo y les agradeció su disponibilidad para trabajar en este importante tema. La Dra. Mylrea informó que, en febrero de 2016, la Comisión de Normas Sanitarias para los Animales Acuáticos (Comisión para los Animales Acuáticos) había examinado las recomendaciones emitidas por el grupo ad hoc durante su segunda reunión de octubre de 2015 acerca de las especies susceptibles de infección para siete de las enfermedades de la lista de la OIE (enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda; plaga del cangrejo de río; necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética; mionecrosis infecciosa; hepatopancreatitis necrotizante; síndrome de Taura y enfermedad de la cola blanca). De conformidad con las recomendaciones, la Comisión modificó los capítulos específicos de estas enfermedades 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 los difundió para comentario de los Países Miembros en su informe de febrero de 2016.

El presidente del grupo ad hoc, el Dr. Grant Stentiford, agradeció a los miembros por su continuo respaldo y por la participación en esta tercera reunión del grupo. Especificó que el propósito del encuentro era revisar la literatura y elaborar una lista de especies susceptibles al virus del síndrome de las manchas blancas para su inclusión en los capítulos pertinentes del *Código Acuático* y del *Manual Acuático*.

En la evaluación de la susceptibilidad de una especie a la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas, el grupo ad hoc aplicó el enfoque conformado por tres etapas que figura en el Artículo 1.5.3. del Capítulo 1.5. del *Código Acuático*.

Los “Criterios para la inclusión de especies susceptibles de infección por un agente patógeno específico” del *Código Acuático* son:

- 1) criterios para determinar si la vía de transmisión es coherente con las vías naturales de infección (tal y como se describe en el Artículo 1.5.4.);
- 2) criterios para determinar si el agente patógeno se ha identificado adecuadamente (tal y como se describe en el Artículo 1.5.5.);
- 3) criterios para determinar si las pruebas indican que la presencia del agente patógeno constituye una infección (tal y como se describe en el Artículo 1.5.6.).

Los hospedadores clasificados como especies susceptibles (según lo dispuesto en el Artículo 1.5.7.) se propusieron para inclusión en el Artículo 9.7.2. del Capítulo 9.7. sobre la enfermedad de las manchas blancas del *Código Acuático*.

<sup>1</sup> Nota: el informe de este grupo *ad hoc* refleja las opiniones de sus integrantes y no necesariamente las de la OIE. Deberá leerse junto con el informe de septiembre de 2016 de la Comisión de Normas Sanitarias para los Animales Acuáticos en el que se exponen el examen y los comentarios hechos por la Comisión sobre el presente informe (<http://www.oie.int/es/normas-internacionales/comisiones-especializadas-y-grupos/comision-para-los-animales-acuaticos-y-informes/informes/>).

Los hospedadores cuya susceptibilidad no quede completamente demostrada (tal y como se describe en el Artículo 1.5.8.), se propusieron para su inclusión en el nuevo Artículo 2.2.2.: *Especies con evidencia incompleta de susceptibilidad* del Capítulo 2.2.7. sobre la enfermedad de las manchas blancas del *Manual Acuático*.

Adicionalmente, se identificaron y enumeraron, en un nuevo punto 2.2.2.2. del capítulo del *Manual Acuático*, los organismos que producen patógenos específicos con resultados positivos por PCR (pero sin confirmación de una infección activa).

La evaluación de la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas realizada por el grupo *ad hoc*, figura en el Anexo 4.

**The *ad hoc* Group wished to note the following:**

- 1) Si en muchas publicaciones anteriores no se llevó a cabo la identificación exacta del agente patógeno fue porque las técnicas de tipificación molecular no estaban disponibles en ese momento. En particular, esto es válido para muchos estudios sobre peneidos. Por lo tanto, en muchos de estos casos, se recurrió a un procedimiento de ponderación de las pruebas utilizando datos combinados de estudios pertinentes para evaluar la susceptibilidad.
- 2) Las especies de la categoría “2” (es decir, las especies cuya susceptibilidad no está completamente demostrada – aquellas especies que no cumplieron completamente con los criterios A-D) corresponden a una amplia gama de especies, desde las que poseen una baja susceptibilidad a la enfermedad (por ejemplo, las especies reservorios) hasta las que no cumplen la categoría 1 porque no existen datos suficientes.
- 3) El grupo *ad hoc* partió del supuesto de que los autores habían identificado correctamente las especies hospedadoras objeto de notificación.

**El grupo *ad hoc* realizó las siguientes recomendaciones:**

- 1) Las especies de la categoría “3” (es decir, especies que sólo tienen resultados disponibles basados en estudios PCR) deberán enumerarse en un nuevo punto en el capítulo pertinente del *Manual Acuático* con la intención de diferenciar con mayor claridad las especies “2” y “3”, puesto que los estudios que solo detectaron el ácido nucleico del agente patógeno (por ejemplo, por PCR) no se pueden utilizar como prueba de infección. Sin embargo, es importante incluirlas ya que brindan ciertas indicaciones de la presencia del patógeno diana en el hospedador o el entorno.

El grupo *ad hoc* sugirió que se incluyera este enfoque en el capítulo del *Manual Acuático* en un nuevo punto 2.2.2.2 como se muestra a continuación:

“2.2.2.2. Se han notificado resultados positivos por PCR (sin confirmación de una infección activa) en los siguientes organismos: especies X, Y y Z.”

- 2) Se deberá efectuar la siguiente modificación al Capítulo 1.5. “Criterios para la inclusión de especies susceptibles de infección por un agente patógeno específico”, con el fin de mejorar la aplicabilidad de este criterio:

En el punto A del Artículo 1.5.6. añadir la expresión “(y para los virus en células hospedadoras)” con el fin de aclarar que el agente patógeno de interés se está replicando en células hospedadoras y potencialmente en simbioses,

es decir: “A. el *agente patógeno* se multiplica o se encuentra en estadio de desarrollo en el hospedador (y para los virus en células hospedadoras);”

- 3) La expresión “en células hospedadoras” deberá añadirse al criterio A del Cuadro 1 “*Criterios de susceptibilidad a la infección por el patógeno X*” en todos los cuadros elaborados por el grupo *ad hoc* en su reunión de octubre de 2015 para las siguientes enfermedades: virus del síndrome de Taura, virus de la cabeza amarilla, virus de la mionecrosis infecciosa, virus de la necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética, nodavirus de *Macrobrachium rosenbergii* (NVMr) y hepatopancreatitis necrotizante. Deberá leerse: “A: Replicación en células hospedadoras”.
- 4) La sección 7 de los capítulos sobre crustáceos del *Manual Acuático* deberá modificarse para tener en cuenta el requisito de un acercamiento sistemático exacto del patógeno. En la actualidad, se confunde confirmación de caso con identificación del patógeno en cuestión.

.../Anexos

**GRUPO AD HOC DE LA OIE SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LAS ESPECIES DE CRUSTÁCEOS A LA INFECCIÓN POR ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OIE**

**París (Francia), 1-3 de junio de 2016**

---

**Lista de participantes**

**MIEMBROS DEL GRUPO AD HOC**

---

**Dr Grant D. Stentiford (presidente)**

Director, European Union Reference Laboratory for Crustacean Diseases  
Team Leader, Pathology and Molecular Systematics  
Centre for Environment, Fisheries and Aquaculture Science (Cefas)  
Barrack Road - Weymouth  
Dorset - DT4 8UB  
REINO UNIDO  
Tel.: +44(0)1305 206722  
grant.stentiford@cefass.co.uk

**Dr Mark Crane**

Senior Principal Research Scientist  
Research Group Leader | AAHL Fish Diseases Laboratory  
CSIRO Australian Animal Health Laboratory  
5 Portarlington Road Geelong VIC 3220  
Private Bag 24 Geelong VIC 3220  
AUSTRALIA  
Tel.: +61 3 5227 5118  
mark.crane@csiro.au

**Dr Sophie St-Hilaire**

Department of Health Management  
Atlantic Veterinary College  
University of Prince Edward Island,  
Charlottetown, PEI  
CANADÁ  
Tel. : (902) 620-5190  
ssthilaire@upe.ca

**Dr Temdoug Somsiri**

Consultant  
Bangkok  
TAILANDIA  
tsi\_f@yahoo.com

**Dr Jorge Cuéllar-Anjel**

Director of Shrimp Pathology and Research Department  
Cameronera de Coclé S.A. CAMACO  
Apartado 0201-049, Aguadulce  
REPÚBLICA DE PANAMÁ  
Tel.: +507 6946 1976  
jocuan@gmail.com

**SEDE DE LA OIE**

---

**Dra. Gillian Mylrea**

Jefa adjunta  
Departamento de Comercio Internacional  
OIE  
g.mylrea@oie.int

**Dr Gowoon Jung**

Pasante  
Departamento de Comercio Internacional  
g.jung@oie.int



**GRUPO AD HOC DE LA OIE SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LAS ESPECIES DE CRUSTÁCEOS A LA INFECCIÓN POR ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OIE**

**París (Francia), 1-3 de junio de 2016**

---

**Orden del día**

1. Evaluar la susceptibilidad de las especies de crustáceos a la enfermedad de las manchas blancas (Capítulo 9.7.) a la luz de los criterios del Capítulo 1.5. del *Código Acuático*
2. Redactar un proyecto de informe para consideración de la Comisión para los Animales Acuáticos en su reunión de septiembre de 2016.



## GRUPO AD HOC DE LA OIE SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LAS ESPECIES DE CRUSTÁCEOS A LA INFECCIÓN POR ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OIE

París (Francia), 1-3 de junio de 2016

---

### Mandato

#### Contexto

En la edición 2014 del *Código Acuático* se introdujo un nuevo Capítulo 1.5. “Criterios para la inclusión de especies susceptibles de infección por un agente patógeno específico”. El objetivo de este capítulo es presentar los criterios para determinar las especies hospedadoras definidas como susceptibles en el Artículo X.X.2. de cada capítulo específico de enfermedad en el *Código Acuático*. Los criterios se aplicarán progresivamente a cada uno de dichos capítulos.

Este Grupo *ad hoc* sobre la susceptibilidad de las especies de crustáceos a la infección por enfermedad de la lista de la OIE ha iniciado las evaluaciones sobre la susceptibilidad de las especies de crustáceos para ocho de las enfermedades de la lista de la OIE (enfermedad de la necrosis hepatopancreática aguda; plaga del cangrejo de río [*Aphanomyces astaci*]; infección por el genotipo del virus de la cabeza amarilla; necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética; mionecrosis infecciosa; hepatopancreatitis necrotizante; síndrome de Taura; y enfermedad de la cola blanca).

Las evaluaciones fueron examinadas por la Comisión para los Animales Acuáticos con el fin de efectuar cualquier cambio en la lista de especies susceptibles en el Artículo X.X.2. de los capítulos de enfermedad del *Código Acuático*.

En el caso de las especies para las cuales las pruebas de susceptibilidad existentes no bastan para demostrar la susceptibilidad según el enfoque descrito en el Artículo 1.5.3., la información se incluirá en el capítulo específico de la enfermedad en el *Manual Acuático*.

#### Mandato

- 1) Examinar las pruebas requeridas para cumplir los criterios del Capítulo 1.5.
- 2) Revisar la literatura pertinente que documenta la susceptibilidad de las especies.
- 3) Proponer especies susceptibles de infección por el virus del síndrome de las manchas blancas a partir del Artículo 1.5.7.
- 4) Proponer especies susceptibles de infección por el virus del síndrome de las manchas blancas a partir del Artículo 1.5.8.

#### Resultados esperados

- 1) Elaborar una lista de especies susceptibles para su inclusión en los artículos pertinentes del capítulo sobre la enfermedad de las manchas blancas del *Código Acuático* y el *Manual Acuático*.
- 2) Redactar un informe para consideración de la Comisión para los Animales Acuáticos en su reunión de septiembre de 2016.



**EVALUACIÓN DE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES  
A LA INFECCIÓN POR EL VIRUS DEL SÍNDROME DE LAS MANCHAS BLANCAS**

Los objetivos de esta evaluación fueron: (1) determinar la susceptibilidad de un determinado taxón hospedador a la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas aplicando el enfoque de tres etapas descrito en el Artículo 1.5.3. del *Código Acuático* y (2) transmitir a la OIE recomendaciones destinadas al *Código Acuático* y al *Manual Acuático* relativas a la revisión de la susceptibilidad de las especies hospedadoras.

El grupo *ad hoc* basó la identificación del agente patógeno en el punto 7 del Capítulo 2.2.7. del *Manual Acuático* exceptuando la histología porque puede no ser específica para la identificación del virus del síndrome de las manchas blancas en especies no peneidas.

Los criterios de susceptibilidad a la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas se describen en el Cuadro 1 (al igual que en el Artículo 1.5.6. del *Código Acuático*). Este cuadro incluye: Replicación en las células hospedadoras (A), Viabilidad/Infecciosidad (B), Patología/Signos clínicos (C) y Localización (D).

Los hospedadores se consideran infectados por el virus del síndrome de las manchas blancas si cumplen el criterio A, o al menos dos de los criterios B, C y D (de conformidad con el punto 3 del Artículo 1.5.7. del *Código Acuático*).

**Cuadro 1. Criterios de susceptibilidad a la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas**

A: Replicación en las células hospedadoras	B: Viabilidad / Infecciosidad	C: Patología / Signos clínicos	D: Localización
Presencia de cuerpos de inclusión característicos e, idealmente, etiquetado positivo de cuerpos de inclusión por ISH o IFAT; O Presencia de viriones en cuerpos de inclusión por TEM; O Demostración del incremento del número de copias en el tiempo con qPCR y confirmado con PCR/secuenciación específica para el virus infeccioso; O Pases seriados de un individuo a otro individuo libre de patógeno específico (SPF) de la misma especie*.	Inoculación única a un SPF (agente patógeno diana) de cualquier especie hospedadora susceptible y confirmación de la identificación del agente patógeno**.	Inclusiones (eosinofílicas a basofílicas) en el núcleo de las células y tejidos diana).  Núcleo hospedador hipertrófico con cromatina de células marginado con/sin la presencia de signos clínicos (por ejemplo, manchas blancas en la cutícula, aspecto moribundo, letárgico)***.	El agente patógeno está localizado en las células de los tejidos ectodérmico y mesodérmico. Las zonas diana incluyen el epitelio cuticular (las branquias, pleópodos, los apéndices), el tejido conectivo, los tejidos hematopoyéticos, el órgano linfóide y la glándula antena****.

Notas:

- \* Para demostrar la replicación a través de este enfoque, se requieren pruebas de que el agente patógeno se mantiene por pases múltiples en los hospedadores diana libres de patógenos, pertenecientes a la misma especie objeto de la evaluación.
- \*\* Para demostrar la viabilidad o infecciosidad del agente patógeno diana en el hospedador bajo evaluación, se requiere un pase único en cualquier hospedador SPF susceptible reconocido.
- \*\*\* Es posible que los signos clínicos de acuerdo con el Capítulo 2.2.7. del *Manual Acuático* no se manifiesten de la misma manera en todos los taxones de los hospedadores y que no sean específicos para el virus del síndrome de las manchas blancas.
- \*\*\*\* Órgano linfóide ausente en la mayoría de los taxones de hospedadores no peneidos. Para los taxones de hospedadores que no sean crustáceos, otros órganos y tejidos pueden mostrar evidencias de la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas.

Anexo 4 (cont.)

La evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas se detalla en el Cuadro 2.

**Cuadro 2. Resultado de la evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el virus del síndrome de las manchas blancas**

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Alpheidae	<i>Alpheus</i>	<i>brevicristatus</i>	nd	PCR anidada	No	No	No	No	2	63
Alpheidae	<i>Alpheus</i>	<i>brevicristatus</i>	I	PCR anidada/dot blot/ ISH	Sí	Sí	Sí	Sí	2	63, 76
Alpheidae	<i>Alpheus</i>	<i>lobidens</i>	nd	PCR anidada	No	No	No	No	3	63
Ameiridae	<i>Nitocra</i>	sp.	E (por vía oral)	PCR	No	No	No	No	3	74
Artemiidae	<i>Artemia</i>	<i>salina</i>	nd	PCR anidada	No	No	No	No	3	49
Artemiidae	<i>Artemia</i>	sp.	N/E (baño)	dot blot/ISH	No	No	No	No	3	76
Astacidae	<i>Astacus</i>	<i>astacus</i>	E (por vía oral)/I	PCR anidada	No	No	No	No	3	33
Astacidae	<i>Astacus</i>	<i>leptodactylus</i>	E (por vía oral)	ISH/TEM/dot blot	Sí	No	Sí	Sí	1	12
Astacidae	<i>Austropotamobius</i>	<i>pallipes</i>	E (por vía oral)/I	PCR/secuenciación	Sí	Sí	Sí	Sí	1	2
Astacidae	<i>Pacifastacus</i>	<i>leniusculus</i>	E (por vía oral)	PCR/secuenciación	Sí	Sí	Sí	Sí	1	2
Balanidae	<i>Balanus</i>	sp.	N/E (baño)/I	PCR/secuenciación /dot blot/ISH	No Sí	No Sí	No Sí	No	3	55, 76
Calanidae	<i>Calanus</i>	<i>pacificus californicus</i>	E (por vía oral)	RT-qPCR de VP28 transcritos	Sí	No	No	No	1	46
Calappidae	<i>Calappa</i>	<i>lophos</i>	N/E (por vía oral)/ baño)	PCR	No	No	No	No	3	66
Calappidae	<i>Calappa</i>	<i>philarigus</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Callianassidae	<i>Callianassa</i>	<i>harmandi</i>	I	dot blot/ISH	Sí	Sí	Sí	Sí	2	76
Cambaridae	<i>Orconectes</i>	<i>limosus</i>	E (por vía oral)/I	TEM/dot blot	Sí	No	Sí	Sí	1	12
Cambaridae	<i>Orconectes</i>	<i>punctimanus</i>	N	PCR/sonda	No	No	No	No	3	42
Cambaridae	<i>Procambarus</i>	<i>clarkii</i>	N/E (por vía oral)/I	PCR/ISH/dot blot	Sí	No Sí	Sí	Sí	1	3, 6, 18, 31, 66, 69, 76

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Cambaridae	<i>Procambarus</i>	<i>zonangulus</i>	N	PCR/secuenciación	Sí	No	Sí	Sí	1	3
Carcinidae	<i>Carcinus</i>	<i>maenas</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	2	2, 12
Cancridae	<i>Cancer</i>	<i>pagurus</i>	E (por vía oral)/I	ISH/TEM/dot blot	Sí	Sí	Sí	Sí	1	2, 12
Coleoptera (Ephyridae)			N	PCR	No	No	No	No	3	41
Crangonidae	<i>Crangon</i>	<i>affinis</i>	E (baño)	PCR/anticuerpo monoclonal	No	No	Sí	No	3	26
Cyclopidae	<i>Apocyclops</i>	<i>royi</i>	E (baño)	PCR/secuenciación	Sí	No	No	No	3	8
Decapoda (order)	<i>Paratelson</i>	<i>hydrodomous</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	2	52, 57
Decapoda (order)	<i>Paratelson</i> ( <i>Barytelson</i> )	<i>pulvinata</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	57
Diogenidae	<i>Diogenes</i>	<i>nitidimanus</i>	I	PCR	No	No	No	No	3	9
Dorippidae	<i>Paradorippe</i>	<i>granulata</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Epialtidae	<i>Doclea</i>	<i>muricata</i> (=hybrida)	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Ergasilidae	<i>Ergasilus</i>	<i>manicatus</i>	E (baño)	qPCR–sin secuencia	Sí	No	No	No	2	50
Galenidae	<i>Halimede</i>	<i>ochtodes</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Grapsidae	<i>Grapsus</i>	<i>albolineatus</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Grapsidae	<i>Metopograpsus</i>	sp.	E (por vía oral)	EM en <i>P. vannamei</i> . Sin PCR o secuencia	Sí	Sí	Sí	Sí	2	54
Grapsidae	<i>Metopograpsus</i>	<i>messor</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	29
Grapsidae	<i>Hemigrapsus</i>	<i>sanguineus</i>	I	dot blot/ISH	Sí	Sí	Sí	Sí	2	76
Leucosiidae	<i>Philyra</i>	<i>syndactyla</i>	E (por vía oral)	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Lithodidae	<i>Lithodes</i>	<i>maja</i>	E (por vía oral)	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Macrophthalmidae	<i>Macrophthalmus</i>	<i>sulcatus</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	29

Anexo 4 (cont.)

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Matutidae	<i>Ashtoret</i>	<i>miersii</i>	E (por vía oral)	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Matutidae	<i>Matuta</i>	<i>planipes</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	49
Menippidae	<i>Menippe</i>	<i>rumphii</i>	E (por vía oral)	PCR	No	No	No	No	3	58
Nephropidae	<i>Homarus</i>	<i>gammarus</i>	E (por vía oral)/I	PCR/secuenciación	Sí	Sí	Sí	Sí	1	1, 2
Nephropidae	<i>Nephrops</i>	<i>norvegicus</i>	E (por vía oral)/I	PCR/secuenciación	Sí	Sí	Sí	Sí	1	2
Nereididae	<i>Dendronereis</i>	sp.	N	PCR/secuenciación	Sí	No	Sí	No	1	15, 16, 28
Ocypodidae	<i>Macrophthalmus</i>	<i>japonicus</i>	N	dot blot/ISH	Sí	No	Sí	Sí	2	76
Ocypodidae	<i>Uca (=Gelasimus)</i>	<i>vocans (=marionis nitidus)</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	29
Ocypodidae	<i>Uca (=Leptuca)</i>	<i>pugilator</i>	E/I	PCR/ISH	Sí	Sí	Sí	Sí	2	35
Paguridae	<i>Pagurus</i>	<i>angustus</i>	I	PCR	No	No	No	No	3	9
Paguridae	<i>Pagurus</i>	<i>minutus</i>	N/I	PCR/TEM	Sí	No	No	No	1	9
Palaemonidae	<i>Exopalaemon</i>	<i>carinicauda</i>	N/E (por vía oral)	RT-qPCR/dot blot/ISH	Sí	Sí	No Sí	Sí	1	19, 76
Palaemonidae	<i>Exopalaemon</i>	<i>orientis</i>	E (por vía oral)	PCR/ISH	Sí	No	Sí	Sí	1	7, 66
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>idella</i>	E (por vía oral)	Histopatología típica y Western blot (immunoblot). Sin PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	2	54, 56
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>lamerrae</i>	E (por vía oral)	Histopatología típica y Western blot (immunoblot). Sin PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	2	56
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>nipponense</i>	E (por vía oral)	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	72
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>rosenbergii</i>	E (por vía oral)/I	Varios métodos utilizados	Sí	Sí	Sí	Sí	2	13, 27, 29, 40, 54, 56
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	sp.	N	PCR	No	No	No	No	3	40
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	<i>adspersus</i>	EI	PCR/TEM/ISH/dot blot	Sí	Sí	Sí	Sí	2	12
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	<i>macrodactylus</i>	N	PCR/qPCR	No	No	No	No	3	45

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	<i>ritteri</i>	E (por vía oral)	PCR/secuenciación	Sí	No	Sí	No	1	59
Palaemonidae	<i>Palaemonetes</i>	<i>pugio</i>	N/I	qPCR	No	No	Sí	No	3	48
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>homarus</i>	I	EM en <i>P. vannamei</i> . Sin PCR o secuencia	Sí	Sí	Sí	Sí	2	54
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>longipes</i>	E (por vía oral)	EM en <i>P. vannamei</i> . Sin PCR o secuencia	Sí	Sí	Sí	Sí	3	54, 66
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>ornatus</i>	E (por vía oral)	EM en <i>P. vannamei</i> . Sin PCR o secuencia	Sí	Sí	Sí	Sí	3	54, 66
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>penicillatus</i>	E (por vía oral)	PCR/ISH	Sí	No	Sí	Sí	1	6, 7, 66
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>polyphagus</i>	E (por vía oral)	EM en <i>P. vannamei</i> . Sin PCR o secuencia	Sí	Sí	Sí	Sí	2	54
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>versicolor</i>	E (por vía oral)	PCR/ISH	Sí	No	Sí	Sí	1	6, 7, 66
Parastacidae	<i>Cherax</i>	<i>destructor</i>	I	dot blot	Sí	No	Sí	Sí	2	20
Parastacidae	<i>Cherax</i>	<i>quadricarinatus</i>	E (por vía oral)/I	PCR/qPCR/IHC	Sí	Sí	Sí	Sí	1	24, 61
Parthenopidae	<i>Parthenope</i>	<i>prensor</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Penaeidae	<i>Artemesia</i>	<i>longinaris</i>	N	PCR/qPCR	No	No	No	No	3	45
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>affinis</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	25
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>brevicornis</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	30
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>dobsoni</i>	N/E (por vía oral)	PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	2	29, 54
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>ensis</i>	N/E (por vía oral)	PCR/ISH/dot blot/ISH	Sí	No	Sí	Sí	1	6, 7, 66, 67, 76
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>monoceros</i>	N/E (por vía oral)	PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	2	34, 54, 70
Penaeidae	<i>Parapenaeopsis</i>	<i>stylifera</i>	N	PCR/sondas génicas	No	No	No	No	3	25, 29
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>californiensis</i>	N	PCR/secuenciación	No	No	No	No	3	43
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>paulensis</i>	N	PCR/secuenciación	Sí	No	Sí	Sí	1	4

Anexo 4 (cont.)

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>aztecus</i>	E (por vía oral)	Inóculo no caracterizado; solo histopatología típica	Sí	No	Sí	Sí	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>chinensis</i>	N/I	qPCR/TEM/dot blot/ISH	Sí	Sí	Sí	Sí	1	23, 31, 32, 73, 76
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>duorarum</i>	E (por vía oral)	Inóculo no caracterizado; solo histopatología típica	Sí	No	Sí	Sí	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>indicus</i>	N	PCR/secuenciación	Sí	No	Sí	Sí	1	34, 53, 54, 56, 64
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>japonicus</i>	N/E (por vía oral)	PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	1	11, 21, 40, 67, 71, 73, 74
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>merguiensis</i>	N/E	PCR/TEM/IFA	Sí	Sí	Sí	Sí	2	22, 68
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>monodon</i>	N	PCR/ISH/TEM/dot blot/ISH	Sí	Sí	Sí	Sí	1	34, 40, 54, 56, 66, 67, 73, 76
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>penicillatus</i>	N/E (por vía oral)	PCR	No	No	No	No	3	11, 40, 66
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>semisulcatus</i>	N/E (por vía oral)	PCR	No	No	No	No	3	40, 54, 66
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>setiferus</i>	E (por vía oral)	Inóculo no caracterizado; solo histopatología típica	Sí	Sí	Sí	Sí	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>stylirostris</i>	E (por vía oral)	Inóculo no caracterizado; solo histopatología típica	Sí	Sí	Sí	Sí	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>vannamei</i>	N/E (por vía oral)	PCR/ISH/Histología/dot blot	Sí	Sí	Sí	Sí	1	14, 37, 42, 67, 76
Penaeidae	<i>Trachysalambria</i>	<i>curvirostris</i>	E (por vía oral)	PCR/ISH	Sí	No	Sí	Sí	1	7, 66

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Polybiidae	<i>Liocarcinus</i>	<i>depurator</i>	E (por vía oral)	TEM/ISH/dot blot	Sí	No	Sí	Sí	1	12
Polybiidae	<i>Necora</i> (= <i>Liocarcinus</i> )	<i>puber</i>	E (por vía oral)	PCR/TEM/ISH/dot blot	Sí	No	Sí	Sí	1	12
Polychaeta	<i>Marphysa</i>	<i>gravelyi</i>	N/E (por vía oral)	PCR	No	Sí	No	No	3	65
Portunidae	<i>Callinectes</i>	<i>arcuatus</i>	N	PCR/secuenciación	No	No	No	No	3	43
Portunidae	<i>Callinectes</i>	<i>sapidus</i>	N	PCR/secuenciación	No	Sí	No	No	3	51
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>annulata</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>cruciata</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	29
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>granulata</i>	E (por vía oral)	PCR/ISH	Sí	No	Sí	Sí	1	7, 66
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>feriata</i>	E (por vía oral)	PCR/ISH	Sí	No	Sí	Sí	2	36, 40, 66
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>japonica</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	63
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>lucifera</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>natator</i>	N/E (por vía oral)	PCR	No	No	No	No	3	36, 58
Portunidae	<i>Podophthalmus</i>	<i>vigil</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>trituberculatus</i>	N	qPCR	No	No	No	No	2	47
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>trituberculatus</i>	N/E (por vía oral)/I	qPCR/TEM/histopatología	Sí	No	Sí	Sí	3	48, 75

Anexo 4 (cont.)

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>pelagicus</i>	N/E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	36, 62
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>sanguinolentus</i>	N/E (por vía oral)/I	PCR/ISH	Sí	No	Sí	Sí	1	6, 7, 36, 40, 41, 58, 67
Portunidae	<i>Scylla</i>	<i>olivacea</i>	I	qPCR	Sí	No	Sí	Sí	2	60
Portunidae	<i>Scylla</i>	<i>serrata</i>	N/E (por vía oral)	PCR/ISH	Sí	Sí	Sí	Sí	1	10, 34, 35, 38, 39, 40, 41, 54, 50, 62
Portunidae	<i>Scylla</i>	<i>tranquebarica</i>	N/E (por vía oral)/I	PCR (solo natural)	Sí	Sí	Sí	Sí	2	34, 54
Portunidae	<i>Thalamita</i>	<i>danae</i>	E (per os)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	58
Rotifera (phylum)	<i>Brachionus</i>	<i>urceus</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	70
Scyllaridae	<i>Scyllarus</i>	<i>arctus</i>	E (por vía oral)/I	TEM/dot blot	Sí	No	Sí	No	2	12
Sergestidae	<i>Acetes</i>	sp.	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	No	Sí	Sí	2	62
Sesarmidae	<i>Labuanium</i>	<i>rotundatum</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	49
Sesarmidae	<i>Sesarma</i>	sp.	E (por vía oral)/I	PCR	Sí	Sí	Sí	Sí	2	35, 54
Solenoceridae	<i>Solenocera</i>	<i>crassicornis</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	29
Squillidae	<i>Squilla</i>	<i>mantis</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	29
Varunidae	<i>Cyrtograpsus</i>	<i>angulatus</i>	N	PCR/qPCR	No	No	No	No	3	45
Varunidae	<i>Eriocheir</i>	<i>sinensis</i>	N/E (por vía oral)/I	PCR/secuenciación	Sí	Sí	Sí	Sí	1	2, 17

Familia	Género	Especie	Etapa 1: Vía de transmisión*	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado**	Referencias
					A	B	C	D		
Varunidae	<i>Helice</i>	<i>tridens</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	36
Grapsidae	<i>Helice</i>	<i>tientsinensis</i>	N	dot blot/ISH	Sí	No	Sí	Sí	2	76
Varunidae	<i>Neohelice</i> (= <i>Chasmagnathus</i> )	<i>granulata</i>	N	PCR/secuenciación	No	No	No	No	3	5, 44
Varunidae	<i>Pseudograpsus</i>	<i>intermedius</i>	N	PCR	No	No	No	No	3	29, 30
Xanthidae	<i>Atergatis</i>	<i>integerrimus</i>	E (por vía oral)/I	PCR	No	No	No	No	3	58
Xanthidae	<i>Demania</i>	<i>splendida</i>	E (por vía oral)/I	PCR	No	No	No	No	3	58
Xanthidae	<i>Liagore</i>	<i>rubronaculata</i>	E (por vía oral)/I	PCR	Yes	No	Sí	Sí	2	58

**Principales vías de transmisión\***

N: Infección natural

E (por vía oral/baño): Infección experimental por vía oral/baño

I: Inyección

nd: No determinado

**Principales resultados\*\***

Resultado 1: Especies hospedadoras para inclusión en el Artículo 9.7.2. del Código Acuático.

Resultado 2: Especies hospedadoras para inclusión en la lista del Capítulo 2.2.7. del Manual Acuático en el punto 2.2.2. revisado "Especies con evidencia incompleta de susceptibilidad".

Resultado 3: Especies hospedadoras para inclusión en el Capítulo 2.2.7. del Manual Acuático en el punto 2.2.2. revisado "Especies con evidencia incompleta de susceptibilidad" en las que se han notificado resultados positivos por PCR de agentes patógenos específicos (sin confirmación de una infección activa).

### **Información adicional relativa al virus del síndrome de las manchas blancas**

#### **Especies hospedadoras para inclusión en el Artículo 9.7.2. del Código Acuático**

El grupo ad hoc propuso modificaciones a la lista de especies hospedadoras para inclusión en el Artículo 9.7.2. del *Código Acuático*. Consultar el Anexo 5.

#### **Especies hospedadores para inclusión en el Capítulo 2.2.7. del Manual Acuático**

El grupo ad hoc propuso modificaciones a la lista de especies hospedadoras para inclusión en el punto revisado 2.2.2. del *Manual Acuático*. Consultar el Anexo 6.

### **Referencias**

1. K. S. Bateman, J. Munro, B. Uglow, H. J. Small, G. D. Stentiford. (2012a). Susceptibility of juvenile European lobster *Homarus gammarus* to shrimp products infected with high and low doses of white spot syndrome virus. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 100, 169–184.
2. K.S. Bateman, I. Tew, C. French, R.J. Hicks, P. Martin, J. Munro, G.D. Stentiford. (2012b). Susceptibility to infection and pathogenicity of White Spot Disease (WSD) in non-model crustacean host taxa from temperate regions. *Journal of Invertebrate Pathology*, 110, 340–351.
3. W. A. Baumgartner, J. P. Hawke, K. Bowles, P. W. Varner, K. W. Hasson. (2009). Primary diagnosis and surveillance of white spot syndrome virus in wild and farmed crawfish (*Procambarus clarkii*, *P. zonangulus*) in Louisiana, USA. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 85, 15–22.
4. Lissandra Souto Cavalli, Luis Alberto Romano, Luis Fernando Marins, Paulo César Abreu. (2011). First Report of *White spot syndrome virus* in farmed and wild penaeid shrimp from Lagoa Dos Patos Estuary, Southern Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, 42, 1176-1179.
5. Lissandra Souto Cavalli, Carolina Reyes Batista, Bruna F.S. Nornberg, Fabiana Quoos Mayer, Fabiana K. Seixas, Luis Alberto Romano, Luis Fernando Marins, Paulo César Abreu. (2013). Natural occurrence of *White spot syndrome virus* and *Infectious hypodermal and hematopoietic necrosis virus* in *Neohelice granulata* crab. *Journal of Invertebrate Pathology*, 114, 86–88.
6. Poh-Shing Chang, Li-Jing Chen, Yu-Chi Wang. (1998a). The effect of ultraviolet irradiation, heat, pH, ozone, salinity and chemical disinfectants on the infectivity of white spot syndrome baculovirus. *Aquaculture*, 166, 1–17.
7. Poh-Shing Chang, Hsiao-Chao Chen, Yu-Chi Wang. (1998b). Detection of white spot syndrome associated baculovirus in experimentally infected wild shrimp, crab and lobsters by in situ hybridization. *Aquaculture*, 164, 233–242.
8. Yun-Shiang Chang, Tsan-Chi Chen, Wang-Jing Liu, Jiang-Shiou Hwang, Guang-Hsiung Kou, Chu-Fang Lo. (2011). Assessment of the Roles of Copepod *Apocyclops royi* and Bivalve Mollusk *Meretrix lusoria* in White Spot Syndrome Virus Transmission. *Mar Biotechnol*, 13, 909–917.
9. Yun-Shiang Chang, Wang-Jing Liu, Tsan-Chi Chen, Tin-Yam Chan, Kuan-Fu Liu, Jie-Cheng Chuang, Guang-Hsiung Kou, Chu-Fang Lo, Han-Ching Wang. (2012). Feeding hermit crabs to shrimp broodstock increases their risk of WSSV infection. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 98, 193–199.
10. Li-Li Chen, Chu-Fang Lo, Ya-Lin Chiu, Chen-Fang chang, Guang-Hsiung Kou. (2000). Natural and experimental infection of white spot syndrome virus (WSSV) in benthic larvae of mud crab *Scylla serrata*. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 40, 157-161.
11. H.Y. Chou, C.Y. Huang, C.F. Lo, G.H. Kou. (1998). Studies on transmission of white spot syndrome associated baculovirus (WSBV) in *Penaeus monodon* and *P. japonicus* via waterborne contact and oral ingestion. *Aquaculture*, 164, 263–276.
12. V Corbel, Zuprizal, Z Shi, C Huang, Sumartono, J-M Arcier and J-R Bonami. (2001). Experimental infection of European crustaceans with white spot syndrome virus (WSSV). *Journal of Fish Diseases*, 24, 377-382.

13. Mathias Corteel, João J. Dantas-Lima, Vo Van Tuan, Khuong Van Thuong, Mathieu Wille, Victoria Alday-Sanz, Maurice B. Pensaert, Patrick Sorgeloos, Hans J. Nauwynck. (2012). Susceptibility of juvenile *Macrobrachium rosenbergii* to different doses of high and low virulence strains of white spot syndrome virus (WSSV). *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 100, 211-218.
14. Jorge Cuéllar-Anjel, Brenda White-Noble, Paul Schofield, Roberto Chamorro, Donald V. Lightner. (2012). Report of significant WSSV-resistance in the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, from a Panamanian breeding program. *Aquaculture*, 368-369, 36–39.
15. Desrina, Sarjito, Alfabetian Harjuno Condro Haditomo, Diana Chilmawati. (2012). The white spot syndrome virus (WSSV) load in *Dendronereis* spp.. *Journal of Coastal Development*, Vol. 15, 270-275.
16. Desrina, J.A.J. Verreth, S.B. Prayitno, J.H.W.M. Rombout, J.M. Vlak, M.C.J. Verdegem. (2013). Replication of white spot syndrome virus (WSSV) in the polychaete *Dendronereis* spp.. *Journal of Invertebrate Pathology*, 114, 7–10.
17. Zhengfeng Ding, Yufeng Yao, Fengxiang Zhang, Jinjuan Wan, Mengling Sun, Hongyan Liu, Gang Zhou, Jianqing Tang, Jianlin Pan, Hui Xueb, Ziming Zhao. (2015). The first detection of white spot syndrome virus in naturally infected cultured Chinese mitten crabs, *Eriocheir sinensis* in China. *Journal of Virological Methods*, 220, 49–54.
18. Huahua Du, Wei Dai, Xinyan Han, Weifen Li, Yaxiang Xu, Zirong Xu. (2008). Effect of low water temperature on viral replication of white spot syndrome virus in *Procambarus clarkii*. *Aquaculture*, 277, 149-151.
19. Yafei Duan, Jitao Li, Zhe Zhang, Jian Li, Qianqian Ge, Ping Liu. (2015). The role of oncoprotein NM23 gene from *Exopalaemon carinicauda* is response to pathogens challenge and ammonia-N stress. *Fish & Shellfish Immunology*, 47, 1067-1074.
20. Brett F. Edgerton. (2004). Susceptibility of the Australian freshwater crayfish *Cherax destructor albidus* to white spot syndrome virus (WSSV). *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 59, 187–193.
21. Wen-Rong Feng, Man Zhang, Yong-Quan Su, JunWang, Yin-TongWang, Yong Mao. (2014). Identification and analysis of a *Marsupenaeus japonicus ferritin* that is regulated at the transcriptional level by WSSV infection. *Gene*, 544, 184–190.
22. T.W. Flegel. (2013). Special topic review: Major viral diseases of the black tiger prawn (*Penaeus monodon*) in Thailand. *World Journal of Microbiology & Biotechnology*, 13, 433-442.
23. Huan Gao, Jie Kong, Zhanjun Li, Guangxia Xiao, Xianhong Meng. (2011). Quantitative analysis of temperature, salinity and pH on WSSV proliferation in Chinese shrimp *Fenneropenaeus chinensis* by real-time PCR. *Aquaculture*, 312, 26–31.
24. Meiling Gao, Fang Li, Limei Xu, Xiaoming Zhu. (2014). White spot syndrome virus strains of different virulence induce distinct immune response in *Cherax quadricarinatus*. *Fish & Shellfish Immunology*, 39, 17-23.
25. Gholamhoseini B., Afsharnasab M., Motallebi A. A.. (2013). Rate (ROI) and severity (SOI) of infection of white spot disease in cultured and captured Penaeid shrimps in the Persian Gulf using histopathology and polymerase chain reaction. *Iranian Journal of Fisheries Sciences*, 12(2), 335-347.
26. Soo-Jung Gong, Yeong Jin Kim, Mi Ran Choi and Sung-Koo Kim. (2010). Experimental Infection for the Neutralization of White Spot Syndrome Virus (WSSV) in Wild Captured Sand Shrimp, *Crangon affinis*. *Journal of Life Science*, Vol. 20. No. 9. 1294-1298.
27. Nicholas Gudkovs, Murwantoko, Peter J. Walker. (2014). Stability of the WSSV ORF94 VNTR genotype marker during passage in marine shrimp, freshwater crayfish and freshwater prawns. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 111, 249-257.
28. D Haryadi, J A J Verreth, M C J Verdegem and J M Vlak. (2015). Transmission of white spot syndrome virus (WSSV) from *Dendronereis* spp. (Peters) (Nereididae) to penaeid shrimp. *Journal of Fish Diseases*, 38, 419–428.

Anexo 4 (cont.)

29. Md. Shahadat Hossain, Anirban Chakraborty, Biju Joseph, S.K. Otta, Indrani Karunasagar, Iddya Karunasagar. (2001a). Detection of new hosts for white spot syndrome virus of shrimp using nested polymerase chain reaction. *Aquaculture*, 198, 1–11.
30. Md. Shahadat Hossain, S. K. Otta, Indrani, Karunasagar and Iddya Karunasaga. (2001b). Detection of White Spot Syndrome Virus (WSSV) in Wild Capture Shrimp and in Non-cultured Crustaceans from Shrimp Ponds in Bangladesh by Polymerase Chain Reaction. *Fish Pathology*, 36(2), 93-95.
31. Can-hua Huang, Li-ren Zhang, Jian-hong Zhang, Lian-chun Xiao, Qing-jiang Wu, Di-hua Chen, Joseph K.-K. Li. (2001). Purification and characterization of White Spot Syndrome Virus (WSSV) produced in an alternate host: crayfish, *Cambarus clarkii*. *Virus Research*, 76, 115–125.
32. In-Kwon Jang, Xian-Hong Meng, Hyung-Chul Seo, Yeong-Rok Cho, Bong-Rae Kim, Gopalakannan Ayyaru, Jong-Sheek Kim. (2009). A TaqMan real-time PCR assay for quantifying white spot syndrome virus (WSSV) infections in wild broodstock and hatchery-reared postlarvae of fleshy shrimp, *Fenneropenaeus chinensis*. *Aquaculture*, 287, 40–45.
33. Pikul Jiravanichpaisal, Kenneth Söderhäll, Irene Söderhäll. (2004). Effect of water temperature on the immune response and infectivity pattern of white spot syndrome virus (WSSV) in freshwater crayfish. *Fish & Shellfish Immunology*, 17, 265-275.
34. Toms C. Joseph, Roswin James, L. Anbu Rajan, P.K. Surendran, K.V. Lalitha. (2015). White spot syndrome virus infection: Threat to crustacean biodiversity in Vembanad Lake, India. *Biotechnology Reports*, 7, 51–54.
35. Panan Kanchanaphum, Chainarong wongteerasupaya, Nusra Sitidilokratana, V ichai Boonsaeng, Sakol Panyim, Anchalee Tassanakajon, Boonsirm Withyachurnnarnkul, T. W. Flegel. (1998). Experimental transmission of White Spot Syndrome Virus (WSSV) from crabs to shrimp *Penaeus monodon*. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol 34, 1-7.
36. Guang-Hsiung Kou, Shao-En Peng, Ya-Lin Chiu, Chu-Fang Lo. (1998). Tissue distribution of white spot syndrome virus (WSSV) in shrimp and crabs. *Advances in Shrimp Biotechnology*. National Center for Genetic Engineering and Biotechnology, Bangkok, pp. 267–271.
37. 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. *Journal of Aquatic Animal Health*, 10, 271–281.
38. W Liu, D Qian and X J Yan. (2011a). Studies on pathogenicity and prevalence of white spot syndrome virus in mud crab, *Scylla serrata* (Forsk.) in Zhejiang Province, China. *Journal of Fish Diseases*, 34, 131–138.
39. Wen Liu, Dong Qian, Xiaojun Yan. (2011b). Proteomic analysis of differentially expressed proteins in hemolymph of *Scylla serrata* response to white spot syndrome virus infection. *Aquaculture*, 314, 53–57.
40. Chu-Fang Lo, Ching-Hui HO, Shao-En peng, Chau-Huei Chen, Hui-Chen Hsu, Ya-Lin Chiu, Chen-Fang Chang, Kuan-Fu Liu, Mao-Sen Su, Chung-Hsiung Wang, Guang-Hsiung Kou. (1996a). White spot syndrome baculovirus (WSBV) detected in cultured and captured shrimp, crabs and other arthropods. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol 27, 215-225.
41. Chu-Fang Lo, Jiann-Horng Leu, Ching-Hui Ho, Chau-Huei Chen, Shao-En Peng, You-Tzung Chen, Chih-Ming Chou, Pei-Yan Yeh, Chang-Jen Huang, Hsin-Yiu Chou, Chung-Hsiung Wang, Guang-Hsiung Kou. (1996b). Detection of baculovirus associated with white spot syndrome (WSBV) in penaeid shrimps using polymerase chain reaction. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol 25, 133-141.
42. Chu-Fang Lo, Hui-Chen Hsu, Meng-Feng Tsai, Ching-Hui Ho, Shao-En peng, Guang-Hsiung Kou, Donald V. Lightner. (1999). Specific genomic DNA fragment analysis of different geographical clinical samples of shrimp white spot syndrome virus. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol 35, 175-185.
43. Norma A. Macías-Rodríguez, Nathalie Mañón-Ríos, Jesús L. Romero-Romero, Erika Camacho-Beltrán, Marco A. Magallanes-Tapia, Norma E. Leyva-López, Jorge Hernández-López, Francisco J. Magallón-Barajas, Ricardo Perez-Enriquez, Sergio Sánchez-González, Jesús Méndez-Lozano. (2014). Prevalence of viral pathogens WSSV and IHNV in wild organisms at the Pacific Coast of Mexico. *Journal of Invertebrate Pathology*, 116, 8–12.

44. Janice S. Marques, Isabel C. Müller, Juliana R. Moser, Taís C. Sincero, Maria Risoleta F. Marques. (2011). Wild captured crab, *Chasmagnathus granulata* (Dana, 1851), a new host for white spot syndrome virus (WSSV). *Aquaculture*, 318, 20–24.
45. Sergio R. Martorelli, Robin M. Overstreet, and Jean A. Jovonovich. (2010). First Report of Viral Pathogens WSSV and IHNV in Argentine crustaceans. *Bulletin of Marine Science*, 86(1), 117–131.
46. Fernando Mendoza-Cano, Arturo Sánchez-Paz, Berenice Terán-Díaz, Diego Galván-Alvarez, Trinidad Encinas-García, Tania Enríquez-Espinoza & Jorge Hernández-López. (2014). The Endemic Copepod *Calanus pacificus californicus* as a Potential Vector of White Spot Syndrome Virus. *Journal of Aquatic Animal Health*, 26, 113–117.
47. Xian-Hong Meng, In-Kwon Jang, Hyung-Chul Seo, Yeong-Roc Cho. (2009). White spot syndrome virus quantification in blue crab *Portunus trituberculatus* hatchery-produced larvae and wild populations by TaqMan real-time PCR, with an emphasis on the relationship between viral infection and crab health. *Aquaculture*, 291, 18–22.
48. Muhammad Muhammad, Jeffrey M. Lotz. Prevalence and Infectivity of *White spot syndrome virus* in the Daggerblad Grass Shrimp *Palaemonetes pugio*. (2015). World Aquaculture 2015, At Jeju, South Korea. Available online at: [https://www.researchgate.net/publication/282777751\\_PREVALENCE\\_AND\\_INFECTIVITY\\_OF\\_White\\_spot\\_syndrome\\_virus\\_IN\\_THE\\_DAGGERBLADE\\_GRASS\\_SHRIMP\\_Palaemonetes\\_pugio](https://www.researchgate.net/publication/282777751_PREVALENCE_AND_INFECTIVITY_OF_White_spot_syndrome_virus_IN_THE_DAGGERBLADE_GRASS_SHRIMP_Palaemonetes_pugio).
49. K. Otta, G. Shubha, B. Joseph, Anirban Chakraborty, Indrani Karunasagar, Iddya Karunasagar. (1999). Polymerase chain reaction (PCR) detection of white spot syndrome virus (WSSV) in cultured and wild crustaceans in India. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol 38, 67-70.
50. Robin M. Overstreet, Jean Jovonovich and Hongwei Ma. (2009). Parasitic crustaceans as vectors of viruses, with an emphasis on three penaeid viruses. *Integrative and Comparative Biology*, Vol. 49(2), 127–141.
51. James W. B. Powell, Craig L. Browdy, Erin J. Burge. (2015). Blue crabs *Callinectes sapidus* as potential biological reservoirs for white spot syndrome virus (WSSV). *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 113, 163–167.
52. N Sundar Raj, K S Nathiga Nambi, S Abdul Majeed, G Taju, S Vimal, M A Farook and A S Sahul Hameed. (2012). High efficacy of white spot syndrome virus replication in tissues of freshwater rice-field crab, *Paratelphusa hydrodomous* (Herbst). *Journal of Fish Diseases*, 35, 917–925.
53. P.R. Rajan, P. Ramasamy, V. Purushothaman, G.P. Brennan. (2000). White spot baculovirus syndrome in the Indian shrimp *Penaeus monodon* and *P. indicus*. *Aquaculture*, 184, 31–44.
54. K V Rajendran, K K Vijayan, T C Santiago and R M Krol. (1999). Experimental host range and histopathology of white spot syndrome virus (WSSV) infection in shrimp, prawns, crabs and lobsters from Indi. *Journal of Fish Diseases*, 22, 183-191.
55. Ramirez-Douriet, C., De Silva-Davila, R., Mendez-Lozana, J., Escobedo-Urias, D., Leyva-Arana, I., Lopez-Meyer, M. 2005. White spot syndrome virus detection in zooplankton of coastal lagoons and shrimp commercial ponds in Sinaloa, Mexico 135th Annual Meeting of the American Fisheries Society, Anchorage, Alaska.
56. A.S. Sahul Hameed, M. Xavier Charles, M. Anilkumar. (2000). Tolerance of *Macrobrachium rosenbergii* to white spot syndrome virus. *Aquaculture*, 183, 207–213.
57. A.S. Sahul Hameed, K. Yoganandhan, S. Sathish, M. Rasheed, V. Murugan, Kunthala Jayaraman. (2001). White spot syndrome virus (WSSV) in two species of freshwater crabs (*Paratelphusa hydrodomous* and *P. pulvinata*). *Aquaculture*, 201, 179–186.
58. A. S. Sahul Hameed, G. Balasubramanian, S. Syed Musthaq, K. Yoganandhan. (2003). Experimental infection of twenty species of Indian marine crabs with white spot syndrome virus (WSSV). *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 57, 157-161.
59. A Sánchez-Paz, B Terán-Díaz, T Enríquez-Espinoza, T Encinas-García, I Vázquez-Sánchez and F Mendoza-Cano. (2015). The tidepool shrimp, *Palaemon ritteri* Holmes, constitutes a novel host to the white spot syndrome virus. *Journal of Fish Diseases*, Vol. 38, Issue 7, 613–620.

Anexo 4 (cont.)

60. Naraporn Somboonna, Seksan Mangkalan, Attasit Udompetcharaporn, Chartchai Krittanai, Kallaya Sritunyalucksana, TW Flegel. (2010). Mud crab susceptibility to disease from white spot syndrome virus is species-dependent. *BMC Research Notes*, 3: 315.
61. Chumporn Soowannayan, Mongkhol Phanthura. (2011). Horizontal transmission of white spot syndrome virus (WSSV) between red claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*) and the giant tiger shrimp (*Penaeus monodon*). *Aquaculture*, 319, 5–10.
62. Supamattaya, K., Hoffman, R.W., Boonyaratpalin, S., Kanchanaphum, P.. (1998). Experimental transmission of white spot syndrome virus (WSSV) from black tiger shrimp *Penaeus monodon* to the sand crab *Portunus pelagicus*, mud crab *Scylla serrata* and krill *Acetes* sp. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 32, 79–85.
63. Takahashi, Y., Fukuda, K., Kondo, M., Chongthaleong, A., Nishi, K., Nishimura, M., Ogata, K., Shinya, I., Takise, K., Fujishima, Y., Matsumaura, M.. (2003). Detection and prevention of WSSV infection in cultured shrimp. *Asian Aquaculture Magazine* November 2003, 25–27.
64. Kathy F. J. Tang, Solangel A. Navarro, Carlos R. Pantoja, Fernando L. Aranguren, Donald V. Lightner. (2012). New genotypes of white spot syndrome virus (WSSV) and Taura syndrome virus (TSV) from the Kingdom of Saudi Arabia. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 99, 179-185.
65. K. K. Vijayan, V. Stalin Raj, C. P. Balasubramanian, S. V. Alavandi, V. Thillai Sekhar, T. C. Santiago. (2005). Polychaete worms—a vector for white spot syndrome virus (WSSV). *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 63: 107–111.
66. Wang, Y.C., Lo, C.F., Chang, P.S., Kou, G.H.. (1998a). Experimental infection of white spot baculovirus in some cultured and wild decapods in Taiwan. *Aquaculture*, 164, 221–231.
67. Wang, C.S., Tsai, Y.J., Chen, S.N.. (1998b). Detection of white spot disease virus (WSDV) infection in shrimp using in situ hybridization. *Journal of Invertebrate Pathology*, 72, 170–173.
68. Y. T. Wang, W. Liu, J. N. Seah, C. S. Lam, J. H. Xiang, V. Korzh, J. Kwang. (2002). White spot syndrome virus (WSSV) infects specific hemocytes of the shrimp *Penaeus merguensis*. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 52, 249-259.
69. Renyu Xue, Qin Zhang, Yuhong Wei, Yuexiong Zhu, Xiaoyan Zhou, Guangli Cao and Chengliang Gong. (2012). Sequential method for rapid early diagnosis of white spot syndrome virus in crayfish. *African Journal of Biotechnology*, Vol. 11(58), 12232-12239
70. Yan, D.C., Dong, S.L., Huang, J., Yu, X.M., Feng, M.Y.. (2004). White spot syndrome virus (WSSV) detected by PCR in rotifers and rotifer resting eggs from shrimp pond sediments. *Disease of Aquatic Organisms*, Vol. 59, 69–73.
71. Xin-xin You, Yong-quan Su, Yong Mao, Min Liu, Jun Wang, Man Zhang, Chao Wu. (2010). Effect of high water temperature on mortality, immune response and viral replication of WSSV-infected *Marsupenaeus japonicus* juveniles and adults. *Aquaculture*, 305, 133–137.
72. J. M. Yun, B. S. Kim, S. M. Hwang, Y. B. Kim, W. B. Choi and T. J. Choi. (2014). Artificial infection of the Korean freshwater prawn *Macrobrachium nipponense* (DE HAAN, 1849) (Decapoda, Palaemonidae) with white spot syndrome virus (WSSV). *Crustaceana*, 87 (7), 866-880.
73. Zhan, W.B., Wang, Y.H., Fryer, J.L., Yu, K.K., Fukuda, H., Meng, Q.X.. (1998). White spot syndrome virus infection of cultured shrimp in China. *Journal of Aquatic Animal Health*, 10, 405–410.
74. Jia-Song Zhang, Shuang-Lin Dong, Yun-Wei Dong, Xiang-Li Tian, Chun-Qiang Hou. (2008). Bioassay evidence for the transmission of WSSV by the harpacticoid copepod *Nitocra* sp.. *Journal of Invertebrate Pathology*, 97, 33–39.

76. Xu W-J, Sheng X-Z, Shi H, Wang Z-F, Hu Z-H. (2007). Artificial infection for *Portunus trituberculatus* with WSSV and histopathological observation. *Journal of Shanghai Fisheries University*, 16(1): 33-39.
  77. Lei Z-W, Huang J, Shi C-Y, Zhang L-J, Yu K-K. (2002). Investigation into the hosts of white spot syndrome virus (WSSV). *Oceanologia et Limnologia Sinica*, 33(3): 250-258.
-



## CAPÍTULO 9.7.

**INFECCIÓN POR EL VIRUS  
DEL SÍNDROME DE LAS MANCHAS BLANCAS  
ENFERMEDAD**

## Artículo 9.7.1.

A efectos del *Código Acuático*, la enfermedad de las manchas blancas es la *infección* por el virus del síndrome de las manchas blancas. El virus 1 del síndrome de las manchas blancas se clasifica como una especie del género *Whispovirus* clasificada en la familia de los *Nimavíridos*. Los sinónimos generalmente empleados para designar esta enfermedad figuran en el capítulo correspondiente del *Manual Acuático*.

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

## Artículo 9.7.2.

**Ámbito de aplicación**

Las recomendaciones de este capítulo se aplican a las siguientes especies susceptibles que cumplen con los criterios de inclusión de especies susceptibles del Capítulo 1.5: todos los crustáceos decápodos (orden Decapoda) de aguas marinas, salobres y dulces. Estas recomendaciones se aplican también a todas las demás especies susceptibles mencionadas en el Manual Acuático que sean objeto de comercio internacional: cangrejo del atún (*Liocarcinus depurator*), cangrejo de Shanghai (*Eriocheir sinensis*), cangrejo de patas punteadas (*Astacus leptodactylus*), buey de mar (*Cancer pagurus*), bogavante (*Homarus gammarus*), camarón carnosos (*Penaeus chinensis*), camarón tigre gigante (*Penaeus monodon*), camarón blanco de la India (*Penaeus indicus*), camarón kuruma (*Penaeus japonicas*), cangrejo de manglares (*Scylla serrata*), cigala (*Nephrops norvegicus*), langosta colorete (*Panulirus versicolor*), langosta (*Panulirus penicillatus*), langosta de agua dulce (*Cherax quadricarinatus*), cangrejo de natación redspot (*Portunus sanguinolentus*), cangrejo rojo americano (*Procambarus clarkii*), camarón resbaloso (*Metapenaeus ensis*), cangrejo señal o cangrejo del Pacífico (*Pacifastacus leniusculus*), camarón fijador arquero (*Trachysalambria curvirostris*), cangrejo de los canales (*Orconectes limosus*), cangrejo de patas blancas (*Austropotamobius pallipes*), camarón patiblanco (*Penaeus vannamei*), cangrejo nadador de terciopelo (*Necora (=Liocarcinus) puber*), *Calanus pacificus californicus*, *Charybdis granulata*, *Dendronereis* sp., *Exopalaemon carinicauda*, *Exopalaemon orientis*, *Pagurus minutus*, *Palaemon ritteri*, *Penaeus paulensis*, *Procambarus zonangulus*.

[..]

-----  
— Texto suprimido.



## CHAPTER 2.2.6.

## WHITE SPOT DISEASE

**1. Scope**

For the purpose of this chapter, white spot disease (WSD) is considered to be infection with white spot syndrome virus (WSSV).

**2.2. Host factors**

WSSV has an extremely wide host range. The virus can infect a wide range of aquatic crustaceans especially decapod, including marine, brackish and freshwater prawns, crabs, crayfish and lobsters (Maeda *et al.*, 2000).

**2.2.1. Susceptible host species**

Species that fulfil the criteria for listing a species as susceptible to infection with WSSV according to Chapter 1.5. of the *Aquatic Animal Health Code (Aquatic Code)* include: blue-leg swimcrab (*Liocarcinus depurator*), Chinese mitten crab (*Eriocheir sinensis*), Danube crayfish (*Astacus leptodactylus*), edible crab (*Cancer pagurus*), European lobster (*Homarus gammarus*), fleshy prawn (*Penaeus chinensis*), giant tiger prawn (*Penaeus monodon*), Indian white prawn (*Penaeus indicus*), Kuruma prawn (*Penaeus japonicus*), Indo-Pacific swamp crab (*Scylla serrata*), Norway lobster (*Nephrops norvegicus*), painted spiny lobster (*Panulirus versicolor*), pronghorn spiny lobster (*Panulirus penicillatus*), red claw crayfish (*Cherax quadricarinatus*), threespot swimming crab (*Portunus sanguinolentus*), red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*), greasyback shrimp (*Metapenaeus ensis*), signal crayfish (*Pacifastacus leniusculus*), southern rough shrimp (*Trachysalambria curvirostris*), spinycheek crayfish (*Orconectes limosus*), white-clawed crayfish (*Austropotamobius pallipes*), whiteleg shrimp (*Penaeus vannamei*), velvet swimcrab (*Necora puber*), Calanus pacificus californicus, Charybdis granulata, Dendronereis sp., ridgetail prawn (*Exopalaemon carinicauda*), Oriental prawn (*Exopalaemon orientis*), Pagurus minutus, barred grass shrimp (*Palaemon ritteri*), Sao Paulo shrimp (*Penaeus paulensis*), Procambarus zonangulus.

To date, no decapod (order Decapoda) crustacean from marine and brackish or freshwater sources has been reported to be resistant (Flegel, 1997; Lightner, 1996; Lo & Kou, 1998; Maeda *et al.*, 2000; Stentiford *et al.*, 2009).

**2.2.2. Species with incomplete evidence for susceptibility**

Evidence is lacking for the following species to either confirm that the identity of the pathogenic agent is WSSV, transmission mimics natural pathways of infection, or presence of the pathogenic agent constitutes an infection:

2.2.2.1. Species for which there is incomplete evidence to fulfil the criteria for listing a species as susceptible to infection with WSSV according to Chapter 1.5. of the Aquatic Code include: Asian shore crab (*Hemigrapsus sanguineus*), banana prawn (*Penaeus merguensis*), blue shrimp (*Penaeus stylirostris*), blue swimming crab (*Portunus pelagicus*), banded-legged swimming crab (*Charybdis annulata*), calico fiddler crab (*Uca (=Leptuca) pugilator*), green crab (*Carcinus maenas*), crucifix crab (*Charybdis feriataus*), giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*), freshwater crab (*Paratelpusa (Barytelpusa) pulvinata*), freshwater field crab (*Paratelpusa hydrodomous*), Japanese ghost shrimp (*Callinassa japonica*), Kadal shrimp (*Metapenaeus dobsoni*), Krill (*Acetes* sp.), lesser slipper lobster (*Scyllarus arctus*), mangrove crab (*Sesarma* sp.), Baltic prawn (*Palaemon adspersus*), mud spiny lobster (*Panulirus polyphagus*), northern brown shrimp (*Penaeus aztecus*), northern pink shrimp (*Penaeus duorarum*), stone king crab (*Lithodes maja*), northern white shrimp (*Penaeus setiferus*), scalloped spiny lobster (*Panulirus homarus*), periscope crab (*Podophthalmus vigil*), teppo snapping shrimp (*Alpheus brevicristatus*), speckled shrimp (*Metapenaeus monoceros*), swimming brachyuran crab (*Charybdis lucifera*), yabby crayfish (*Cherax destructor*), Ashtoret miersii, spectacled box crab (*Calappa philargius*), Doclea muricata (=hybrida), Ergasilus manicatus, mottled crab (*Grapsus albolineatus*), Halimede ochtodes, Helice tientsinensis, Liagore rubronaculata, slender river prawn (*Macrobrachium idella*), Kuncho river prawn (*Macrobrachium lameraei*), Oriental river prawn (*Macrobrachium nipponense*), Macrophthalmus japonicus, Metopograpsus sp., Paradorippe granulata, Parthenope prensor, Philyra syndactyla, swimming crab (*Portunus trituberculatus*), orange mud crab (*Scylla olivacea*), purple mud crab (*Scylla tranquebarica*), Thalamita danae.

Anexo 6 (cont.)

2.2.2.2. Pathogen-specific positive PCR results (without confirmation of an active infection) have been reported in the following organisms: blue crab (*Callinectes sapidus*), common Bbox crab (*Calappa lophos*), Indian fiddler crab (*Uca (=Gelasimus) vocans (=marionis nitidus)*), swimming crab (*Portunus trituberculatus*), green tiger prawn (*Penaeus semisulcatus*), kiddi shrimp (*Parapenaeopsis stylifera*), longlegged spiny lobster (*Panulirus longipes*), mangrove rock crab (*Metopograpsus messor*), flower moon crab (*Matuta planipes*), noble crayfish (*Astacus astacus*), Ornate spiny lobster (*Panulirus ornatus*), redbtail prawn (*Penaeus penicillatus*), yellow shrimp (*Metapenaeus brevicornis*), yellowleg shrimp (*Penaeus californiensis*), *Alpheus lobidens*, *Apocyclops royi*, Argentine stiletto shrimp (*Artemesia longinaris*), brine shrimp (*Artemia salina*), brine shrimps (*Artemia sp.*), *Atergatis integerrimus*, *Balanus sp.*, *Brachionus urceus*, *Cuata swimcrab (Callinectes arcuatus)*, *Charybdis cruciata*, Japanese swimming crab (*Charybdis japonica*), ridged swimming crab (*Charybdis natator*), *Coleoptera, Ephydriidae*), Japanese sand shrimp (*Crangon affinis*), *-Demania splendida*, *Diogenes nitidimanus*, *Helice tridens*, *Labuanium rotundatum*, *Macrophthalmus sulcatus*, *Marphysa gravelyi*, maroon stone crab (*Menippe rumphii*), Jinga shrimp (*Metapenaeus affinis*), *Neohelice (=Chasmagnathus) granulata*, *Nitocra sp.*, *Orconectes punctimanus*, Palaemon shrimps (*Palaemon sp.*), migrant prawn (*Palaemon macrodactylus*), *Palaemonetes pugio*, *Pagurus angustus*, *Pseudograpsus intermedius*, coastal mud shrimp (*Solenocera crassicornis*), spottail mantis squillid (*Squilla mantis*).

[..]

-----  
— Texto suprimido.



---

© **Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE), 2016**

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.