



Organisation
Mondiale
de la Santé
Animale

World
Organisation
for Animal
Health

Organización
Mundial
de Sanidad
Animal

Original: Inglés
Noviembre de 2017

INFORME DE LA REUNIÓN DEL GRUPO *AD HOC* DE LA OIE SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LAS ESPECIES DE PECES A LA INFECCIÓN POR ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OIE¹

París, 28-30 de noviembre de 2017

El Grupo *ad hoc* de la OIE sobre la susceptibilidad de las especies de peces a la infección por enfermedades de la lista de la OIE se reunió en la sede de la Organización para su tercer encuentro, del 28 al 30 de noviembre de 2017.

La lista de participantes y el mandato figuran en los Anexos I y II, respectivamente.

El Dr. Stian Johnsen, del Departamento de Normas, dio la bienvenida a los participantes de este encuentro y agradeció al grupo *ad hoc* por el trabajo en curso sobre este importante tema.

El presidente del grupo, el Dr. Mark Crane, especificó que el propósito de la reunión era finalizar la evaluación de la infección por el herpesvirus de la carpa koi, iniciada en el encuentro anterior, y empezar a aplicar los criterios para incluir en la lista la infección por el alfavirus de los salmónidos, la infección por el virus de la viremia primaveral de la carpa, la infección por el virus de la iridovirus de la dorada japonesa y la infección por el virus de la necrosis hematopoyética infecciosa. Durante esta reunión, el grupo aplicó dichos criterios a estas cinco enfermedades y se finalizaron las evaluaciones correspondientes a la herpesvirosis de la carpa koi, el alfavirus de los salmónidos y la viremia primaveral de la carpa.

Con el fin de evaluar la susceptibilidad de una especie, el grupo utilizó el enfoque en tres etapas, consignado en el Artículo 1.5.3. del *Código Sanitario para los Animales Acuáticos (Código Acuático)*, descrito a continuación:

Etapas 1: criterios para determinar si la vía de transmisión es coherente con las vías naturales de infección (tal y como se describen en el Artículo 1.5.4.);

Etapas 2: criterios para determinar si el agente patógeno se ha identificado adecuadamente (tal y como se describen en el Artículo 1.5.5.);

Etapas 3: criterios para determinar si las pruebas indican que la presencia del agente patógeno constituye una infección (tal y como se describen en el Artículo 1.5.6.).

Etapas 1: criterios para determinar si la vía de transmisión es coherente con las vías naturales de infección (tal y como se describen en el Artículo 1.5.4.)

Principales vías de infección

N: Aparición natural

E: Procedimientos experimentales no invasivos.

EI: Procedimientos experimentales invasivos.

La mayoría de las referencias relativas a los procedimientos experimentales invasivos como vía de transmisión no superaron la etapa 1 (es decir, el Artículo 1.5.4.). En otros casos, la aplicación de los criterios A a D que se describen en la etapa 3 demostró que las especies no eran susceptibles a la infección.

¹ 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 febrero de 2018 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/>).

Etapa 2: criterios para determinar si el agente patógeno se ha identificado adecuadamente (tal y como se describen en el Artículo 1.5.5.)

En las publicaciones más antiguas, se llevó a cabo una identificación adecuada del agente patógeno, dado que por entonces no se disponía de técnicas de tipificación molecular. En dichas circunstancias, el grupo decidió recurrir a un enfoque que privilegie la importancia de la prueba, combinando los datos recogidos a partir de estudios considerados pertinentes para la evaluación de la susceptibilidad.

Etapa 3: criterios para determinar si las pruebas indican que la presencia del agente patógeno constituye una infección (tal y como se describen en el Artículo 1.5.6.)

Se establecieron pruebas de la infección por el agente patógeno en las especies hospedadoras sospechosas de ser susceptibles, de acuerdo con los criterios A a D que figuran en el Artículo 1.5.6. Las pruebas que permiten satisfacer sólo el criterio A fueron suficientes para determinar la infección. En ausencia de elementos que permitan satisfacer el criterio A, al menos dos criterios B, C o D debían cumplirse para determinar la infección.

- A. El agente patógeno se multiplica o se encuentra en el estadio de desarrollo en el hospedador.
- B. El agente patógeno viable se ha aislado en las especies susceptibles propuestas, o se ha demostrado su infecciosidad por medio de la transmisión a individuos inmunológicamente desprotegidos.
- C. Existen cambios clínicos o patológicos asociados con la infección.
- D. La localización específica del agente patógeno se da en los tejidos diana esperados.

Los hospedadores que se clasificaron como especies susceptibles (según se describe en el Artículo 1.5.7.) se propusieron para inclusión en el Artículo 10.X.2. del correspondiente capítulo específico de enfermedad del *Código Acuático*.

Los hospedadores que fueron clasificados como especies con pruebas parciales de susceptibilidad (según se describe en el Artículo 1.5.8.) se propusieron para inclusión en una nueva Sección 2.2.2. *Especies con evidencia incompleta de susceptibilidad* del capítulo pertinente del *Manual Acuático*.

Las evaluaciones detalladas para cada agente patógeno específico evaluados por el grupo figuran en los Anexos III a V.

Enfermedad	Número de anexo
Herpesvirosis de la carpa koi	III
Infección por el alfavirus de los salmónidos	IV
Viremia primaveral de la carpa	V

El grupo *ad hoc* desea destacar que:

1. El grupo *ad hoc* recomendó incluir una lista de especies con sólidas pruebas de ausencia de susceptibilidad en cada uno de los capítulos específicos de enfermedad del *Manual Acuático*.
2. El grupo *ad hoc* acordó iniciar por vía electrónica las evaluaciones de la infección por el virus de la septicemia hemorrágica viral, la infección por el virus de la necrosis hematopoyética infecciosa y la infección por el virus de la iridovirosis de la dorada japonesa.
3. El grupo *ad hoc* solicitó que se organizara una reunión presencial en 2018, con el fin de finalizar la evaluación de la iridovirosis de la dorada japonesa y de la necrosis hematopoyética infecciosa y, además, que se empezaran a aplicar los criterios de evaluación para otras enfermedades de los peces de la lista de la OIE.

.../Anexos

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

París, 28-30 de noviembre de 2017

Lista de participantes

MIEMBROS DEL GRUPO AD HOC

Dr. Mark Crane (Presidente)
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. Niels Jørgen Olesen
National Veterinary Institute, Technical
University of Denmark
Bülowsvej 27,
1870 Frederiksberg C
DINAMARCA
Tel.: +45 292 44310
njol@vet.dtu.dk

Dr. Lori Gustafson
Surveillance Design and Analysis
USDA/APHIS/VS/CEAH
2150 Centre Ave, Bldg B, Mail Stop 2E6
Fort Collins, CO 80526-8117
ESTADOS UNIDOS DE AMÉRICA
Tel.: +1 970 494 7297
lori.l.gustafson@aphis.usda.gov

Dr. Kei Yuasa
National Research Institute of
Aquaculture Fisheries Research
Agency
422-1 Nakatsuhamaura
Minami-ise, Watarai
Mie 516-0193
JAPÓN
Tel.: +81 599 661830
yuasa@fra.affrc.go.jp
keiyuasa@hotmail.co.jp

Dra. Sophie St-Hilaire
Department of Infectious Diseases and
Public Health
College of veterinary Medicine and Life
Sciences, City University of Hong Kong
CHINA (República Popular de)
Tel.: +852 9887 9396
ssthilai@cityu.edu.hk

SEDE DE LA OIE

Dr. Stian Johnsen
Comisionado
Departamento de Normas
s.johnsen@oie.int

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

París, 28-30 de noviembre de 2017

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*. La finalidad de este capítulo es presentar los criterios para determinar cuáles son las especies hospedadoras que figuran como susceptibles en el Artículo X.X.2. de cada capítulo específico de enfermedad. Los criterios se aplicarán progresivamente a cada uno de dichos capítulos.

Las evaluaciones las realizarán grupos *ad hoc* y se remitirán para comentario de los Países Miembros antes 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*.

Finalidad

El Grupo *ad hoc* sobre la susceptibilidad de las especies de peces a la infección por enfermedades de la lista de la OIE llevará a cabo la evaluación para las diez enfermedades de peces incluidas en la lista de la OIE.

Mandato

1. Examinar las pruebas requeridas para cumplir con los criterios del Capítulo 1.5.
2. Analizar la literatura pertinente que documenta la susceptibilidad de las especies a las enfermedades de la lista de los peces.
3. Proponer especies susceptibles de infección para las enfermedades de la lista de los peces a partir del Artículo 1.5.7.
4. Proponer especies susceptibles de infección para las enfermedades de la lista de los peces a partir del Artículo 1.5.8.

Resultados que se esperan del grupo *ad hoc*

1. Elaborar una lista de especies susceptibles para su inclusión en el Artículo X.X.2. de los capítulos pertinentes sobre las enfermedades específicas de los peces del *Código Acuático*.
2. Elaborar una lista de especies susceptibles para su inclusión en la Sección 2.2.2. del *Manual Acuático*.
3. Redactar un informe para consideración de la Comisión para los Animales Acuáticos en su reunión de febrero de 2018.

EVALUACIÓN DE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES A LA INFECCIÓN POR EL VIRUS DE LA HERPESVIROSIS DE LA CARPA KOI

Los criterios de susceptibilidad a la infección por el virus de la herpesvirosis de la carpa koi 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 de la herpesvirosis de la carpa koi si cumplen el criterio A, o al menos dos de los criterios B, C y D (de conformidad con el apartado 3 del Artículo 1.5.7. del *Código Acuático*).

Cuadro 1. Criterios de susceptibilidad al virus de la herpesvirosis de la carpa koi

A: Replicación	B: Viabilidad / Infecciosidad	C: Patología/ Signos clínicos	D: Localización
<p>La titulación secuencial del virus muestra un incremento de los títulos virales.</p> <p>O</p> <p>Demostración del incremento del número de copias en el tiempo con qPCR y confirmado con PCR/secuenciación.</p> <p>O</p> <p>Presencia de viriones en los cuerpos de inclusión detectada por TEM.</p> <p>O</p> <p>Detección de productos de la replicación del virus, por ejemplo, se demuestra antígeno viral mediante inmunoensayo específico en improntas de tejido o en cortes de tejido fijados.</p>	<p>Aislamiento mediante cultivo celular.</p> <p>O</p> <p>Transmisión a hospedador susceptible con infección confirmada por PCR/secuenciación con demostración de al menos dos de los siguientes aspectos: i. Signos clínicos, con o sin mortalidad asociada, ii. Histopatología, iii. Nuevo aislamiento del virus en cultivo celular.</p>	<p>Presencia de manchas blancas en las branquias, enoftalmia, necrosis del epitelio branquial y cuerpos de inclusión intranucleares.</p> <p>Erosión de las láminas branquiales primarias, fusión de las láminas secundarias y edemas en la extremidad de las láminas primarias y secundarias.</p> <p>La inflamación y la necrosis de los tejidos branquiales son características de la infección. Además, las branquias presentan un epitelio hiperplásico e hipertrófico, asociado a una fusión de las láminas secundarias y una adhesión de las láminas primarias. La amplitud de la necrosis branquial varía entre pequeñas zonas de células epiteliales necrosadas y la pérdida total de las láminas.</p> <p>Es común observar en las células epiteliales branquiales y en los leucocitos un aumento importante del tamaño del núcleo, una marginalización de la cromatina (que se traduce por una imagen en forma de «anillo de sello»), e inclusiones intranucleares difusas y de aspecto pálido. Se ha observado: inflamación, necrosis e inclusiones nucleares en el riñón, el bazo, el páncreas, el hígado, el cerebro, el estómago y el epitelio bucal.</p>	<p>Cuando se declara una infección, el virus de la herpesvirosis de la carpa koi es más abundante en los siguientes órganos: branquias, intestinos, riñón y bazo.*</p> <p>En caso de forma crónica de la enfermedad, el virus ataca el cerebro.</p>

* Cuando se utilizan branquias e intestinos, se debe descartar la superficie de contaminación.

EVALUACIÓN DE LA SUCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES

La evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el virus de la herpesvirosis de la carpa koi figura en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Resultado de la evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el virus de la herpesvirosis de la carpa koi

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C	D		
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	carpa común	N	Cultivo seguido de secuenciación	S	S	S	S	1	Aoki <i>et al.</i> , 2007 Hedrick <i>et al.</i> , 2000 St-Hilaire <i>et al.</i> , 2005 McColl <i>et al.</i> , 2016 Sano <i>et al.</i> , 2004 Rahmati-Holasoo <i>et al.</i> , 2016
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio koi</i>	carpa koi	N	Cultivo seguido de secuenciación	S	S	S	S	1	
(e.g. <i>Cyprinus carpio</i> x <i>Carassius auratus</i>)		híbridos de la carpa común	E	PCR	N	N	S	S	1	Bergmann <i>et al.</i> , 2010b; Kempter <i>et al.</i> , 2009
<i>crucian carp</i> x <i>koi carp hybrids</i>		híbridos de la carpa común y la carpa koi	E	PCR	N	N	S	S	1	Bergmann <i>et al.</i> , 2010b
<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>	carpa dorada	N	PCR (PCR anidada/secuencia)	S	N	N	N	2*	Bergmann <i>et al.</i> , 2009

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C	D		
<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>	carpa dorada	E	PCR	S	N	N	N		Bergmann <i>et al.</i> , 2010a
			E	PCR	N	N	N	N		El-Matbouli <i>et al.</i> , 2007
			E	PCR	N	N	N	N		Matbouli <i>et al.</i> , 2011
			N	PCR	N	N	N	N		Sadler <i>et al.</i> , 2008
			EI	PCR	N	N	N	N		Hedrick <i>et al.</i> , 2006,
			E	PCR	N	N	N	N		Yuasa <i>et al.</i> , 2013
<i>Carassius</i>	<i>carassius</i>	carpín común de Siberia	N	PCR	N	N	N	S	2	Cho <i>et al.</i> , 2014
<i>Ctenopharyngodon</i>	<i>idellus</i>	carpa herbívora (carpa china)	N	PCR (PCR anidada/secuencia)	S	N	N	N	2	Bergmann <i>et al.</i> , 2009; Kempter <i>et al.</i> , 2012; Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012

Anexo III (cont.)

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C	D		
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	trucha arco iris	E	PCR	N	S	N	N	3**	Bergmann <i>et al.</i> , 2016
					N	N	N	N		McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Leuciscus</i>	<i>idus</i>	cachuelo dorado	N	PCR (PCR anidada/secuencia)	N	N	N	N	3	Bergmann <i>et al.</i> , 2009
<i>Acipenser</i>	<i>gueldenstaedtii</i>	esturión ruso	N	PCR	N	N	N	N	3***	Kempton <i>et al.</i> , 2009
<i>Acipenser</i>	<i>oxyrinchus</i>	esturión del Atlántico	N	PCR	N	N	N	N	3***	Kempton <i>et al.</i> , 2009
<i>Anodonta</i>	<i>cygnea</i>		N	PCR anidada	N	N	N	N	3	Kielinski <i>et al.</i> , 2010
<i>Gammarus</i>	<i>pulex</i>	(crustáceo)	N	PCR anidada	N	N	N	N	3	Kielinski <i>et al.</i> , 2010
<i>Rutilus</i>	<i>rutilus</i>	rutilo	E	PCR anidada	N	N	N	N	3	Kempton <i>et al.</i> , 2012

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C	D		
<i>Perca</i>	<i>fluviatilis</i>	perca o perca de río	E	PCR anidada	N	N	N	N	3	Kempter <i>et al.</i> , 2012
<i>Tinca</i>	<i>tinca</i>	tenca	E	PCR anidada /N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016; Kempter <i>et al.</i> , 2012; Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012
<i>Hypophthalmichthys</i>	<i>molitrix</i>	carpa plateada	E	PCR anidada	N	N	N	N	3	Kempter <i>et al.</i> , 2012; Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012
<i>Gymnocephalus</i>	<i>cernuus</i>	acerina	E	PCR anidada	N	N	N	N	3	Kempter <i>et al.</i> , 2012
<i>Rutilus</i>	<i>rutilus</i>	escarcho	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Gasterosteus</i>	<i>aculeatus</i>	espinosillo	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Barbatula</i>	<i>barbatula</i>		E	PCR anidada	N	N	N	N	3	Popichal <i>et al.</i> , 2016

Anexo III (cont.)

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Hybrid Acipenser ruthenus x Huso huso</i>		esturión híbrido x beluga	E	PCR anidada	N	N	N	N	3	Pospichal <i>et al.</i> , 2016
<i>Abramis</i>	<i>brama</i>	brema	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Carassius</i>	<i>gibelio</i>		N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013, Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012, Kempter <i>et al.</i> , 2012
<i>Gobio</i>	<i>gobio</i>	gobio	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013 Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Leucaspis</i>	<i>delineatus</i>	pez plata fénix	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Squalius</i>	<i>cephalus</i>		N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Leuciscus</i>	<i>leuciscus</i>	leucisco	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Scardinius</i>	<i>erythrophthalmus</i>	gardi	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013 Fabian <i>et al.</i> , 2016

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Ictalurus</i>	<i>nebulosus</i>		N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Gymnocephalus</i>	<i>cernuus</i>	acerina	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Sander</i>	<i>luciperca</i>	luciperca	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Esox</i>	<i>lucius</i>	lucio europeo	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Chondrostoma</i>	<i>nasus</i>	pez narizón	E	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Leuciscus</i>	<i>idus</i>	cacho	E	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Bidyanus</i>	<i>bidyanus</i>	perca plateada	E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Maccullochella</i>	<i>peelii</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Macquaria</i>	<i>ambigua</i>	perca dorada	E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016

Anexo III (cont.)

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Galaxias</i>	<i>maculatus</i>	puye o puyén chico	E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Anguilla</i>	<i>australis</i>	anguila australiana	E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Neoarius</i>	<i>graeffei</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Tandanus</i>	<i>tandanus</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Retropinna</i>	<i>semoni</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Melanotaenia</i>	<i>duboulayi</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Mugil</i>	<i>cephalus</i>	mújol o mújil	E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Hypseleotris sp.</i>			E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Ambassis</i>	<i>agassizii</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Nematalosa</i>	<i>erebi</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Mordacia</i>	<i>mordax</i>		E	qPCR y RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016

Principales vías de transmisión

N: Aparición natural.

E: Procedimientos experimentales no invasivos.

EI: Procedimientos experimentales invasivos.

Prueba principal del cumplimiento del criterio

S: Se cumple el criterio.

N: El criterio no se cumple o no ha sido aplicado.

El criterio A es suficiente para determinar la infección. De otro modo, se han de cumplir al menos dos de los criterios B/C/D.

Principales resultados

1: Se cumplen los criterios de susceptibilidad.

2: Se cumplen algunos, pero no todos los criterios.

3: No se cumplen los criterios (por ejemplo, PCR positivo en branquias o intestino sin otra evidencia; estudios con metodología cuestionable o con resultados contradictorios).

4: Evidencia de no susceptibilidad (por ejemplo, estudios experimentales [invasivos] sin pruebas de la transmisión de la infección).

Información adicional pertinente sobre las evaluaciones de la infección por el virus de la herpesvirosis de la carpa koi

Carpa herbívora (carpa china): el grupo *ad hoc* acordó que esta especie cumplía los criterios de evaluación de la susceptibilidad. Sin embargo, recomendó su inclusión en el *Manual Acuático*, dado que es el primer estudio realizado para esta especie y se debe corroborar.

Carpa dorada*: el grupo *ad hoc* observó que las pruebas aportadas por la literatura científica sobre la susceptibilidad de la carpa dorada a la infección por el virus de la herpesvirosis de la carpa koi eran insuficientes para establecer su susceptibilidad. Además, dos laboratorios independientes establecieron pruebas de la ausencia de susceptibilidad de esta especie. Por lo tanto, el grupo *ad hoc* recomendó que la carpa dorada no se incluyera en la lista de especies susceptibles hasta que no se demuestre lo contrario.

Trucha arco iris**: el grupo *ad hoc* examinó dos artículos a los que les atribuyó los resultados “2” y “4”. Decidió no incluir esta especie en el *Manual Acuático* debido a las pruebas contradictorias que figuran en la literatura. La atribución del resultado “2” se basó en un solo artículo, que constituye la primera descripción de la susceptibilidad de la trucha arco iris y que no toma en cuenta la especificidad de las especies de herpesvirosis. Además, las branquias forman parte de los órganos extraídos para la realización de la prueba PCR, lo que dificulta determinar la contaminación medioambiental de las muestras. Por último, este único artículo está dedicado a especies nuevas y poco conocidas. Por lo tanto, el grupo *ad hoc* estimó necesario que se corroboren los resultados. El examen del segundo artículo reveló una ausencia de susceptibilidad.

*** Se realizó un solo estudio sobre esta especie. Por lo tanto, el grupo *ad hoc* recomendó que un laboratorio independiente corrobore los resultados.

Referencias

- 1) AOKI, T., HIRONO, I., KUROKAWA, K., FUKUDA, H., NAHARY, R., ELDAR, A., DAVISON, A. J., WALTZEK, T. B., BERCOVIER, H. & HEDRICK, R. P. (2007). Genome sequences of three koi herpesvirus isolates representing the expanding distribution of an emerging disease threatening koi and common carp worldwide. *Journal of Virology*, **81(10)**, 5058–65
- 2) BERGMANN, S. M., SCHÜTZE, H., FISCHER, U., FICHTNER, D., RIECHARDT, M., MEYER, K., SHCRUDDE, D & KEMPTER, J. (2009). Detection of koi herpes virus (KHV) genome in apparently healthy fish. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **29(5)**, 145–152
- 3) BERGMANN, S. M., LUTZE, P., SCHÜTZE, H., FISCHER, U., DAUBER, M., FICHTNER, D., & KEMPTER, J. (2010a). Goldfish (*Carassius auratus auratus*) is a susceptible species for koi herpesvirus (KHV) but not for KHV disease (KHVD). *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **30(2)**, 74–84
- 4) BERGMANN, S. M., SADOWSKI, J., KIELPIŃSKI, M., BARTŁOMIEJCZYK, M., FICHTNER, D., RIEBE, R., KLENK, M. & KEMPTER, J. (2010b). Susceptibility of koi × crucian carp and koi × goldfish hybrids to koi herpesvirus (KHV) and the development of KHV disease (KHVD). *Journal of Fish Diseases*, **33(3)**, 267–272
- 5) BERGMANN, S.M., CIESLAK, M., FICHTNER, D., DABELS, J., MMONAGHAN, S. J., WANG, Q., ZENG, W. & KEMPTER, J. (2016). Is there any species specificity in infections with aquatic animal herpesviruses? – the koi herpesvirus (KHV): An *Alloherpesvirus* model. *Fisheries and Aquaculture Journal*, **7(2)**, 169, <http://dx.doi.org/10.4172/2150-3508.1000169>
- 5) CHO, M. Y., WON, K. M., KIM, J. W., JEE, B. Y., PARK, M. A., & HONG, S. (2014). Detection of koi herpesvirus (KHV) in healthy cyprinid seed stock. *Diseases of Aquatic Organisms*, **112(1)**, 29–36
- 6) EL-MATBOULI, M., SALEH, M. & SOLIMAN, H. (2007). Detection of cyprinid herpesvirus type 3 in goldfish cohabiting with CyHV-3-infected koi carp (*Cyprinus carpio koi*). *Veterinary Record* **161**, 792-793
- 7) EL-MATBOULI, M., & SOLIMAN, H. (2011). Transmission of Cyprinid herpesvirus-3 (CyHV-3) from goldfish to naïve common carp by cohabitation. *Research in Veterinary Science*, **90(3)**, 536–539
- 8) FABIAN, M., BAUMER, A., & STEINHAGEN, D. (2013). Do wild fish species contribute to the transmission of koi herpesvirus to carp in hatchery ponds? *Journal of Fish Diseases*, **36(5)**, 505–514
- 9) FABIAN, M., BAUMER, A., ADAMEK, M., & STEINHAGEN, D. (2016). Transmission of Cyprinid herpesvirus 3 by wild fish species - results from infection experiments. *Journal of Fish Diseases*, **39(5)**, 625–628
- 10) HEDRICK, R. P., GILAD, O., YUN, S., SPANGENBERG, J. V., MARTY, G. D., NORDHAUSEN, R. W., KEBUS, M. J., BERCOVIER, H. & ELDAR, A. (2000). A Herpesvirus associate with mass mortality of juvenile and adult koi, a strain of a common carp. *Journal of Aquatic Animal Health*, **12**, 44–57
- 11) HEDRICK, J., WALTZEK, T. B. & MCDOWELL, T. S. (2006). Susceptibility of Koi Carp, Common Carp, Goldfish and Goldfish X Common Carp Hybrids to Cyprinid Herpesvirus-2 and herpesvirus-3. *Journal of Aquatic Animal Health* **18**, 26–34
- 12) KEMPTER, J., SADOWSKI, J., SCHÜTZE, H., FISCHER, U., DAUBER, M., FICHTNER, D., PANICZ, R. & BERGMANN, S. M. (2009). Koi herpes virus: Do acipenserid restitution programs pose a threat to carp farms in the disease-free zones? *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, **39(2)**, 119–126
- 13) KEMPTER, J., KIDPINSKI, M., PANIEZ, R., SADOWSKI, J., MYSIŁOWSKI, B., & BERGMANN, S. M. (2012). Horizontal transmission of koi herpes virus (KHV) from potential vector species to common carp. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **32(6)**, 212–219
- 14) KIELPINSKI, M., KEMPTER, J., PANICZ, R., SADOWSKI, J., SCHÜTZE, H., OHLEMEYER, S., & BERGMANN, S. M. (2010). Detection of KHV in freshwater mussels and crustaceans from ponds with KHV history in common carp (*Cyprinus carpio*). *Israeli Journal of Aquaculture - Bamidgeh*, **62(1)**, 28–37

- 15) MCCOLL, K. A., SUNARTO, A., SLATER, J., BELL, K., ASMUS, M., FULTON, W., HALL, K., BROWN, P., GILLIGAN, D., HOAD, J., WILLIAMS, L. M. CRANE, M. S. J. (2017). Cyprinid herpesvirus 3 as a potential biological control agent for carp (*Cyprinus carpio*) in Australia: susceptibility of non-target species. *Journal of Fish Diseases*, 1141–1153
- 16) Pospichal, A., Piackova, V., Pokorova, D. Vesely, T. (2016). Susceptibility of stone loach (*Barbatula barbatula*) and hybrids between sterlet (*Acipenser ruthenus*) and beluga (*Huso huso*) to cyprinid herpesvirus 3. *Veterinarni Medicina*, **61** (5), 249–255
- 17) RADOSAVLJEVIĆ, V., JEREMIĆ, S., ĆIRKOVIĆ, M., LAKO, B., MILIĆEVIĆ, V., POTKONJAK, A., & NIKOLIN, V. (2012). Common fish species in polyculture with carp as cyprinid herpes virus 3 carriers. *Acta Veterinaria*, **62**(5–6), 675–681
- 18) RAHMATI-HOLASOO, H., ZARGAR, A., AHMADIVAND, S., SHOKRPOOR, S., EZHARI, S., & EBRAHIMZADEH MOUSAVI, H. A. (2016). First detection of koi herpesvirus from koi, *Cyprinus carpio* L. experiencing mass mortalities in Iran: clinical, histopathological and molecular study. *Journal of Fish Diseases*, **39**(10), 1153–1163
- 19) SADLER, J., MARECAUX, E., & GOODWIN, A. E. (2008). Detection of koi herpes virus (CyHV-3) in goldfish, *Carassius auratus* (L.), exposed to infected koi. *Journal of Fish Diseases*, **31**(1), 71–72
- 20) SANO, M., ITO, T., KURITA, J., TAKANORI, Y., WATANABE, N., MIWA, S., & IIDA, T. (2004). First Detection of Koi Herpesvirus in Cultured Common Carp *Cyprinus carpio* in Japan. *Fish Pathology*, **39** (3) 165–167
- 21) ST-HILAIRE, S., BEEVERS, N., WAY, K., LE DEUFF, R. M., MARTIN, P., & JOINER, C. (2005). Reactivation of koi herpesvirus infections in common carp *Cyprinus carpio*. *Diseases of Aquatic Organisms*, **67**(1–2), 15–23
- 22) YUASA, K., SANO, M. & Oseko, N. (2013). Goldfish is not a susceptible host of koi herpesvirus (KHV) disease. *Fish Pathology* **48** (2), 52-55

EVALUACIÓN DE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES A LA INFECCIÓN POR EL ALFAVIRUS DE LOS SALMÓNIDOS

Los criterios de susceptibilidad a la infección por el alfavirus de los salmónidos 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 alfavirus de los salmónidos si cumplen el criterio A, o al menos dos de los criterios B, C y D (de conformidad con el apartado 3 del Artículo 1.5.7. del *Código Acuático*).

Cuadro 1. Criterios de susceptibilidad a la infección por el alfavirus de los salmónidos (Etapa 3)

A: Replicación	B: Viabilidad/Infecciosidad	C: Patología/Signos clínicos	D: Localización
<p>La titulación secuencial del virus muestra un incremento de los títulos virales.</p> <p>O</p> <p>Demostración del incremento del número de copias en el tiempo con qPCR y confirmado con PCR/secuenciación.</p> <p>O</p> <p>Presencia de viriones en los cuerpos de inclusión detectada por TEM.</p> <p>O</p> <p>Detección de productos de la replicación del virus (por ejemplo, antígenos).</p>	<p>Aislamiento mediante cultivo celular.</p> <p>O</p> <p>Transmisión a hospedador susceptible con infección confirmada por PCR/secuenciación con demostración de al menos dos de los siguientes aspectos: i. Signos clínicos, con o sin mortalidad asociada, ii. Histopatología, iii. Nuevo aislamiento del virus en cultivo celular.</p>	<p>Pérdida grave de los tejidos del páncreas exocrino, inflamación y necrosis de los miocitos cardíacos, inflamación y degeneración del músculo esquelético. Necrosis de los tejidos del páncreas exocrino y reacción inflamatoria de una intensidad variable de su tejido graso periférico. La degeneración y la necrosis de las células del músculo cardíaco se observan antes de que se produzca una respuesta inflamatoria a nivel cardíaco. En el caso de ciertos peces, se puede observar una fibrosis severa en el tejido periacinar.</p>	<p>Enfermedad sistémica asociada a la presencia del alfavirus de los salmónidos en el cerebro, las branquias, el sistema cardiovascular, el páncreas, el riñón, el hígado y el músculo esquelético.</p>

EVALUACIÓN DE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES

La evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el alfavirus de los salmónidos se detalla en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Resultado de la evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el alfavirus de los salmónidos

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C	D		
<i>Salmo</i>	<i>salar</i>	salmón común o salmón del Atlántico	E/N	PCR/Secuencia	S	S	S	S	1	Cano <i>et al.</i> , 2015 Jansen <i>et al.</i> , 2010; Graham <i>et al.</i> , 2011; Hjortaas <i>et al.</i> , 2013; Taksdal <i>et al.</i> , 2015
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	trucha arco iris	N/E	PCR/Secuencia	S	S	S	S	1	Borzym <i>et al.</i> , 2014; Schmidt-Posthaus <i>et al.</i> , 2014 Villoing <i>et al.</i> , 2000; Graham <i>et al.</i> , 2003
<i>Limanda</i>	<i>limanda</i>	limanda común	N	PCR/Secuencia	S	S	N	S	1	Bruno <i>et al.</i> , 2014; McCleary <i>et al.</i> , 2014; Simons <i>et al.</i> , 2016; Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Hippoglossoides</i>	<i>platessoides</i>	platija americana	N	PCR/Secuencia	N	N	N	S	2	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Pleuronectes</i>	<i>platessa</i>	platija	N	PCR/Secuencia	N	N	N	S	2	McCleary <i>et al.</i> , 2014; Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Salmo</i>	<i>trutta</i>	trucha marrón	EI	PCR/Secuencia	N	S	N	N	3	Boucher <i>et al.</i> , 1995
<i>Labrus</i>	<i>Bergylta</i>	durdo, pinto o maragota	E/EI	PCR/Secuencia	N	N	N	N	3	Røsæg <i>et al.</i> , 2017

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Pollachius</i>	<i>virens</i>	carbonero	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Merlangius</i>	<i>merlangus</i>	pescadilla	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Myoxocephalus</i>	<i>octodecemspinosus</i>		N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Gadus</i>	<i>morhua</i>	bacalao	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Trisopterus</i>	<i>esmarkii</i>	faneca noruega	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Glupea</i>	<i>harengus</i>	arenque	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Melanogrammus</i>	<i>aeglefinus</i>	abadejo	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Merluccius</i>	<i>hubbsi</i>	merluza argentina	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Platichthys</i>	<i>flesus</i>	platija europea	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Lepeophtheirus</i>	<i>salmonis</i>	piojo del salmón	N	PCR/Secuencia	N	N	N	N	3	Petterson <i>et al.</i> , 2009

Principales vías de transmisión

N: Aparición natural.

E: Procedimientos experimentales no invasivos.

EI: Procedimientos experimentales invasivos.

Etapa 3: El criterio A es suficiente para determinar la infección. De otro modo, se han de cumplir al menos dos de los criterios B/C/D.

Principales resultados

1: Se cumplen los criterios de susceptibilidad.

2: Se cumplen algunos, pero no todos los criterios.

3: No se cumplen los criterios (por ejemplo, PCR positivo en branquias o intestino sin otra evidencia; estudios con metodología cuestionable o con resultados contradictorios).

4: a) ninguna evidencia de susceptibilidad o b) evidencia de no susceptibilidad.

Información adicional pertinente sobre las evaluaciones de la infección por el alfavirus de los salmónidos

El grupo *ad hoc* recomendó retirar la trucha marrón de los artículos correspondientes del *Código Acuático* y del *Manual Acuático*, puesto que la vía de transmisión de la infección descrita en los estudios disponibles es únicamente experimental (por inyección) y no natural. El alfavirus de los salmónidos es un agente patógeno recientemente descubierto, por lo que ha sido objeto de un pequeño número de publicaciones, sobre todo en las especies de salmónidos. Se recomienda mayor investigación sobre dichas especies.

Referencias

BORZYM, E., MAJ-PALUCH, J., STACHNIK, M., MATRAS, M. & REICHERT, M. (2014). First laboratory confirmation of salmonid alphavirus tupe 2 (SAV2) infection in Poland. *Bulletin of veterinary Institute Pulawy*, **58**, 341-345.

BOUCHER, P., RAYNARD, R. S., HOUGHTON, G., & LAURENCIN, F. B. (1995). Comparative experimental transmission of pancreas disease in Atlantic salmon, rainbow trout and brown trout. *Diseases of Aquatic Organisms*, **22** (1), 19-24.

BRUNO, D. W., NOGUERA, P. A., BLACK, J., MURRAY, W., MACQUEEN, D. J., & MATEJUSOVA, I. (2014). Identification of a wild reservoir of salmonid alphavirus in common dab *Limanda limanda*, with emphasis on virus culture and sequencing. *Aquaculture ENVIRONMENT Interactions*, **5** (1), 89-98.

CANO, I., JOINER, C., BAYLEY, A., RIMMER, G., BATEMAN, K., FEIST, S. W., STONE, D. & PALEY, R. (2015). An experimental means of transmitting pancreas disease in Atlantic salmon *Salmo salar* L. fry in freshwater. *Journal of Fish Diseases*, **38** (3), 271-281.

GRAHAM, D. A., ROWLEY, H. M., WALKER, I. W., WESTON, J. H., BRANSON, E. J. & TODD, D. (2003). First isolation of sleeping disease virus from rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), in the United Kingdom. *Journal of Fish Diseases*, **26**, 691-694.

MCCLOUGHLIN, M. F. (2011). A comparative study of marine salmonid alphavirus subtypes 1-6 using an experimental cohabitation challenge model. *Journal of Fish Diseases*, **34**, 273-286).

Hjortaaas, M. J., Skjelstad, H. R., Taksdal, T., Olsen, A. B., Johansen, R., Bang-Jensen, B., Ørpetveit, I. & Sindre, H. (2013). The first detections of subtype 2-related salmonid alphavirus (SAV2) in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., in Norway. *Journal of Fish Diseases*, 36(1), 71–74.

Jansen, M. D., Taksdal, T., Wasmuth, M. A., Gjerset, B., Brun, E., Olsen, A. B., Breck, O & Sandberg, M. (2010). Salmonid alphavirus (SAV) and pancreas disease (PD) in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., in freshwater and seawater sites in Norway from 2006 to 2008. *Journal of Fish Diseases*, 33(5), 391–402.

McCleary, S., Giltrap, M., Henshilwood, K., & Ruane, N. M. (2014). Detection of salmonid alphavirus RNA in Celtic and Irish Sea flatfish. *Diseases of Aquatic Organisms*, 109(1), 1–7.

Petterson, E., Sandberg, M., & Santi, N. (2009). Salmonid alphavirus associated with *Lepeophtheirus salmonis* (Copepoda: Caligidae) from Atlantic salmon, *Salmo salar* L. *Journal of Fish Diseases*, 32(5), 477–479.

Røsæg, M. V., Sindre, H., Persson, D., Breck, O., Knappskog, D., Olsen, A. B. & Taksdal, T. (2017). Ballan wrasse (*Labrus bergylta* Ascanius) is not susceptible to pancreas disease caused by salmonid alphavirus subtype 2 and 3. *Journal of Fish Diseases*, 40, 975-978.

Schmidt-Posthaus H., Diserens N., Jankowska Hjortaaas M., Knüsel R., Hirschi R. & Taksdal T. (2014). First outbreak of sleeping disease in Switzerland: disease signs and virus characterization. *Diseases of Aquatic Organisms*, 111(2), 165-171.

Simons, J., Bruno, D. W., Ho, Y-M., Murray, W. & Matejusova, I. (2016). Common dab, *Limanda limanda* (L.), as a natural carrier of salmonid alphavirus (SAV) from waters off north-west Ireland. *Journal of Fish Diseases*, 39, 507-510.

Snow, M., Black, J., Matejusova, I., McIntosh, R., Baretto, E., Wallace, I. S., & Bruno, D. W. (2010). Detection of salmonid alphavirus RNA in wild marine fish: Implications for the origins of salmon pancreas disease in aquaculture. *Diseases of Aquatic Organisms*, 91(3), 177–188.

Taksdal, T., Bang Jensen, B., Böckerman, I., McLoughlin, M. F., Hjortaaas, M. J., Ramstad, A., & Sindre, H. (2015). Mortality and weight loss of Atlantic salmon, *Salmon salar* L., experimentally infected with salmonid alphavirus subtype 2 and subtype 3 isolates from Norway. *Journal of Fish Diseases*, 38(12), 1047–1061.

Villoing S., Castric J., Jeffroy J., Le Ven A., Thierry R. & Bremont M. (2000). An RT-PCR-based method for the diagnosis of the sleeping disease virus in experimentally and naturally infected salmonids. *Diseases of Aquatic Organisms*, 40(1), 19-27.

EVALUACIÓN DE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES A LA INFECCIÓN POR EL VIRUS DE LA VIREMIA PRIMAVERAL DE LA CARPA

Los criterios de susceptibilidad a la infección por el virus de la viremia primaveral de la carpa 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 de la viremia primaveral de la carpa si cumplen el criterio A, o al menos dos de los criterios B, C y D (de conformidad con el apartado 3 del Artículo 1.5.7. del *Código Acuático*).

Criterios para determinar la susceptibilidad a la infección por el virus de la viremia primaveral de la carpa

Etapa 1: Aparición natural (por ejemplo, brote de enfermedad) o transmisión a través de procedimientos experimentales por cohabitación, inmersión o infección (la inyección no se aplica).

Etapa 2: Aislamiento del virus seguido de su identificación por medio de una prueba serológica con antisueros validados (prueba de neutralización del suero) o RT-PCR + secuenciación.

Definición de la OIE de caso confirmado:

La presencia del virus de la viremia primaveral de la carpa debe sospecharse si se cumple al menos uno de los siguientes criterios:

- *aparición rápida y mortalidad importante en las especies de peces susceptibles;*
- *presencia de signos clínicos característicos de la enfermedad en las especies de peces susceptibles;*
- *resultados característicos del examen histopatológico;*
- *aislamiento del virus con efecto citopatógeno característico.*

*La presencia del virus de la viremia primaveral de la carpa se debe considerar **confirmada** si se cumple al menos uno de los siguientes criterios:*

Aislamiento del virus con efecto citopatógeno característico y obtención de un resultado positivo a la prueba serológica con antisueros validados;

O

Aislamiento del virus con efecto citopatógeno característico y obtención de un resultado positivo a la prueba RT-PCR con antisueros validados.

Anexo V (cont.)

Cuadro 1. Criterios de susceptibilidad a la infección por el virus de la viremia primaveral de la carpa (Etapa 3)

A: Replicación	B: Viabilidad//Infecciosidad	C: Patología/Signos clínicos	D: Localización
<p>La titulación secuencial del virus muestra un incremento de los títulos virales en los órganos (>10⁵ TCID₅₀/g);</p> <p>○</p> <p>Demostración del incremento del número de copias en el tiempo con qPCR y confirmado con PCR/secuenciación</p> <p>○</p> <p>Presencia de viriones en los cuerpos de inclusión detectada por TEM.</p> <p>○</p> <p>Detección de productos de la replicación del virus (por ejemplo, los antígenos).</p>	<p>Aislamiento mediante cultivo celular.</p> <p>○</p> <p>Transmisión a hospedador susceptible con infección confirmada por PCR/secuenciación con demostración de al menos dos de los siguientes aspectos: i. Signos clínicos, con o sin mortalidad asociada, ii. Histopatología, iii. Nuevo aislamiento del virus en cultivo celular.</p>	<p>Los siguientes signos clínicos son característicos de la enfermedad: exoftalmia, coloración pálida de las branquias, hemorragias cutáneas, en la base de las aletas y a nivel de la cloaca (ano), inflamación abdominal, ascitis y protuberancia de la cloaca, donde la presencia de materia fecal es visible, en estrecha vinculación con la mucosidad.</p> <p>Se observa un fenómeno de necrosis y degeneración en los principales órganos.</p>	<p>Título viral alto en el hígado, el corazón y el riñón.</p> <p>Título viral más bajo en el bazo, las branquias y el cerebro.</p> <p>Al tratarse de una infección sistémica, el virus está presente en todos los tejidos.</p>

En esta evaluación, únicamente las cepas aisladas de virus identificadas como virus de la viremia primaveral de la carpa por Stone *et al.* 2003 (genotipo 1) se considerarán como tales.

EVALUACIÓN DE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES

La evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el virus de la viremia primaveral de la carpa se detalla en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Resultado de la evaluación de la susceptibilidad de los hospedadores a la infección por el virus de la viremia primaveral de la carpa

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C	D		
<i>Aristichthys</i>	<i>nobilis</i>	carpa de cabeza grande	N	Identificación de las cepas de <i>Rhabdovirus carpio</i> por neutralización del suero. Stone <i>et al.</i> , 2003 confirmaron, por medio de una prueba PCR/secuenciación, que los aislados provenientes de la carpa de cabeza grande eran virus de la viremia primaveral de la carpa.	NA	S	NA	S	1	Shchelkunov y Shehelkunova (1989) Stone <i>et al.</i> , 2003
<i>Abramis</i>	<i>brama</i>	brema	N	PCR/Secuenciación	NA	S	NA	S	1	Basic <i>et al.</i> , 2009
<i>Rutilus</i>	<i>frisii kutum</i>		E	Cepa de referencia del virus de la viremia primaveral de la carpa (aislado 56/70, inc. no:Z37505.1) (Stone <i>et al.</i> , 2003)	NA	S	S	S	1	Ghasemi <i>et al.</i> , 2014; Zamani <i>et al.</i> , 2014
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	carpa común	E/N	Cepa de referencia de Ahne	S	S	S	NA	1	Haenen y Davidsen, 1993 Shchelkunov y Shehelkunova (1989)
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	Variedad «fantasma» de la carpa koi	N/EI	980619(tipo 1a/DQ916051(P) AM501515(G))	NA	S	S	S	1	Goodwin, 2002; Miller <i>et al.</i> , 2007
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	carpa koi	N	Identificado por el laboratorio de referencia de la OIE (CEFAS)	S	S	S	S	1	Goodwin, 2002

Anexo V (cont.)

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Notemigonus</i>	<i>crysoleucas</i>		E	Cultivo S RT PCR/secuenciación	N	S	S	S	1	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Pimephales</i>	<i>promelas</i>		E	Cultivo S RT PCR/secuenciación	N	S	S	S	1	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>	carpa dorada	N	Id1 Tipo (FN178480)122-02	NA	S	NA	S	1	Basic <i>et al.</i> , 2009; Jorgensen <i>et al.</i> , 1989; Miller <i>et al.</i> , 2007
<i>Ctenopharyngodon</i>	<i>idella</i>	carpa herbívora	N	Cepa de referencia de Ahne	N	S	S	NA	1	Haenen y Davidsen, 1993 Shchelkunov y Shehelkunova (1989)
<i>Silurus</i>	<i>glanis</i>	siluro	N	14286/3(type 1d/Fijan <i>et al.</i> , . 1984)	NA	S	S	NA	1	Sheppard <i>et al.</i> , 2007 Fijan <i>et al.</i> , 1984; Jorgensen <i>et al.</i> , 1989
<i>Danio</i>	<i>rerio</i>	pez zebra	E	Cepa de referencia del virus de la viremia primaveral de la carpa (ATCCVR-1390)	NA	S	S	N	1	Sanders <i>et al.</i> , 2003
<i>Rutilus</i>	<i>rutilus</i>	escarcho	E	Cepa de referencia de Ahne	S	S	S	N	1	Haenen y Davidsen, 1993
<i>Carassius</i>	<i>carassius</i>	carpín dorado	N	Secuenciación	NA	S	NA	NA	2	Miller <i>et al.</i> 2007
<i>Esox</i>	<i>lucius</i>	lucios	E	Cepa de referencia Fijan <i>et al.</i> , (1971)	S	S	N	S	2*	Ahne, 1985
<i>Hypophthalmichthys</i>	<i>molitrix</i>	carpa plateada	N	M2-78 (1d tipo)	NA	S	NA	NA	2	Stone <i>et al.</i> , 2003

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Perca</i>	<i>flavescens</i>	perca amarilla	E	Primer aislado norteamericano del virus de la viremia primaveral de la carpa (Goodwin, 2002)	S	S	N	N	2*	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Cynops</i>	<i>orientalis</i>	tritón oriental	N	Cultivo celular seguido de secuenciación	S	S	N	S	2*	Ip <i>et al.</i> , 2016
<i>Catla</i>	<i>catla</i>		N	Solo se realizó la prueba PCR (sin cultivo celular)/la secuencia obtenida no corresponde a la del virus de la viremia primaveral de la carpa	NA	N	N	N	3	Haghighi-Khiabani Asl, 2008
<i>Oncorhynchus</i>	<i>tshawytscha</i>	salmón real	EI	El primer aislado norteamericano del virus de la viremia primaveral de la carpa (Goodwin, 2002)	S	S	N	NA	3**	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Notropis</i>	<i>atherinoides</i>		EI	HHOcarp06 (Ia; Garver <i>et al.</i> , 2007)	S	NA	S	NA	3	Misk <i>et al.</i> , 2016
<i>Cirrhinus</i>	<i>merigala</i>		N	Solo se realizó la prueba PCR (sin cultivo celular)/la secuencia obtenida no corresponde a la del virus de la viremia primaveral de la carpa	NA	N	N	N	3	Haghighi-Khiabani Asl, 2008b
<i>Sarotherodon</i>	<i>niloticus</i>	tilapia del Nilo	N	PCR/histopatología/microscopía electrónica	NA	NA	NA	NA	3	Soliman <i>et al.</i> , 2008
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	trucha arco iris	N	Neutralización del suero	N	S	N	N	3***	Jeremič <i>et al.</i> , 2006
			E	Cultivo celular S PCR	N	S	N	N		Emmenegger <i>et al.</i> , 2016; Stone <i>et al.</i> , 2003
			E	Cultivo celular	N	N	N	N		Haenen y Davidsen, 1993

Anexo V (cont.)

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	trucha arco iris	N	PCR	N	N	N	N		Haghighi-Khiabani Asl, 2008a
			EI	No detectado por cultivo celular, por PCR y secuenciación	N	N	N	N		Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	trucha arco iris, pez anadrómo	EI	El primer aislado norteamericano del virus de la viremia primaveral de la carpa (Goodwin, 2002)	S	S	S	NA	3	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Labeo</i>	<i>rohita</i>		N	Solo se realizó la prueba PCR (sin cultivo celular)/la secuencia obtenida no corresponde a la del virus de la viremia primaveral de la carpa	NA	N	N	N	3	Haghighi-Khiabani Asl, 2008b
<i>Litopenaeus</i>	<i>vannamei</i>	camarón blanco del Pacífico	N	Secuenciación. No se ha corroborado su identificación como virus de la viremia primaveral de la carpa.	NA	S	NA	NA	3	Johnson <i>et al.</i> , 1999
<i>Oncorhynchus</i>	<i>nerka</i>	salmón rojo	E/EI	El primer aislado norteamericano del virus de la viremia primaveral de la carpa (Goodwin, 2002)	N	N	N	N	3	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Tinca</i>	<i>tinca</i>	tenca	N	980548(tipo 1a/DQ916052(P)) Su identificación como virus de la viremia primaveral de la carpa no ha sido corroborado.	N	S	NA	NA	3	Miller <i>et al.</i> , 2007
<i>Catostomus</i>	<i>commersonii</i>		EI	HHOcarp06 (1a; Garver <i>et al.</i> , 2007)	N	S	N	N	3	Misk <i>et al.</i> , 2016

Género	Especie	Nombre común	ETAPA 1: Vía de transmisión	ETAPA 2: Identificación del agente patógeno	ETAPA 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
					A	B	C			
<i>Sander</i>	<i>vitreus</i>	luciopercas	EI	Aislado del virus de la viremia primaveral de la carpa (Goodwin, 2002) No detectado mediante cultivo celular S por RT PCR	N	N	N	N	4	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Micropterus</i>	<i>salmoides</i>	lubina negra	EI	Aislado del virus de la viremia primaveral de la carpa (Goodwin, 2002) No detectado mediante cultivo celular S por RT PCR	N	N	N	N	4	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Esox</i>	<i>masquinongy</i>		EI	Aislado del virus de la viremia primaveral de la carpa (Goodwin, 2002) No detectado mediante cultivo celular S por RT PCR	N	N	N	N	4	Boonthai <i>et al.</i> , 2017

* Únicamente EI: resultado tercera categoría.

** Resultado inhabitual. No existen estudios contradictorios, pero se deben corroborar los resultados.

*** Debido a la ausencia de susceptibilidad de la trucha arco iris observada durante los diez años de vigilancia realizados en esta especie, la medida de un título viral alto en un individuo de dos semanas aparece como un resultado anormal.

NA: No aplica.

Información adicional pertinente sobre las evaluaciones de la infección por el virus de la viremia primaveral de la carpa

El grupo *ad hoc* no encontró referencias sobre la infección del cachuelo dorado (*Leuciscus idus*) por el virus de la viremia primaveral de la carpa. La especie se mencionó sólo en una comunicación personal de Dixon *et al.*, 1994. Por lo tanto, el grupo *ad hoc* recomendó que esta especie se quitara de los artículos pertinentes del *Código Acuático* y del *Manual Acuático*.

Referencias

- AHNE, W. (1985). Viral infection cycles in pike (*Esox Lucius* L.). *Journal of Applied Ichthyology*, 1: 90–91.
- BASIC, A., SCHACHNER, O., BILIC, I., & HESS, M. (2009). Phylogenetic analysis of spring viraemia of carp virus isolates from Austria indicates the existence of at least two subgroups within genogroup Id. *Diseases of Aquatic Organisms*, **85** (1), 31–40.
- BOONTHAI, T., LOCH, T. P., STANDISH, I. & FAISAL, M. (2017). Susceptibility of Representative Great Lakes Fish Species to the North Carolina Strain of Spring Viremia of Carp Virus (SVCV). *Journal of Aquatic Animal Health*, **29** (4), 214-224.
- EMMENEGGER, E. J., SANDERS, G. E., CONWAY, C. M., BINKOWSKI, F. P., WINTON, J. R., & KURATH, G. (2016). Experimental infection of six North American fish species with the North Carolina strain of spring Viremia of Carp Virus. *Aquaculture*, **450**, 273–282.
- GOODWIN, A. E. (2002). First Report of Spring Viremia of Carp Virus (SVCV) in North America. *Journal of Aquatic Animal Health*, **14** (3), 161–164.
- HAENEN, O., & DAVIDSEN, A. (1993). Comparative pathogenicity of two strains of pike fry rhabdovirus and spring viremia of carp virus for young roach, common carp, grass carp and rainbow trout. *Diseases of Aquatic Organisms*, **15**, 87–92.
- HAGHIGHI KHIABANIAN ASL, A., BANDEHPOUR, M., SHARIFNIA, Z., & KAZEMI, B. (2008a). Diagnosis of viral haemorrhagic septicaemia (VHS) in Iranian rainbow trout aquaculture by pathology and molecular techniques. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **28** (5), 170–175.
- HAGHIGHI-KHIABANIAN ASL, A., AZIZZADEH, M., BANDEHPOUR, M., SHARIFNIA, Z., & KAZEMI, B. (2008b). The first report of SVC from Indian carp species by PCR and histopathologic methods in Iran. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, **11** (24), 2675–2678.
- JEREMIĆ, S., IVETIĆ, V., & RADOSAVLJEVIĆ, V. (2006). Rhabdovirus carprio as a causative agent of disease in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* - walbaum). *Acta Veterinaria*, **56** (5–6), 553–558.
- JOHNSON, M. C., MAXWELL, J. M., LOH, P. C., & LEONG, J. A. C. (1999). Molecular characterization of the glycoproteins from two warm water rhabdoviruses: Snakehead rhabdovirus (SHRV) and rhabdovirus of penaeid shrimp (RPS)/spring viremia of carp virus (SVCV). *Virus Research*, **64** (2), 95–106.
- JORGENSEN, P. E. V., OLESEN, N. J., AHNE, W. & LORENZEN, N. (1989). SVCV and PFR Viruses: Serological Examination of 22 Isolates Indicates Close Relationship Between the Two Fish Rhabdoviruses. *Viruses of Lower Vertebrates*, 349-366.
- MILLER, O., FULLER, F. J., GEBREYES, W. A., LEWBART, G. A., SHCHELKUNOV, I. S., SHIVAPPA, R. B., JOINER, C., WOOLFORD, G., STONE, D. M., DIXON, P. F., RALEY, M. E. & LEVINE, J. F. (2007). Phylogenetic analysis of spring viremia of carp virus reveals distinct subgroups with common origins for recent isolates in North America and the UK. *Diseases of Aquatic Organisms*, **76** (3), 193–204.
- MISK, E., GARVER, K., NAGY, E., ISAAC, S., TUBBS, L., HUBER, P., AL-HUSSINEE, L. & LUMSDEN, J. S. (2016). Pathogenesis of spring viremia of carp virus in emerald shiner *Notropis atherinoides* Rafinesque, fathead minnow *Pimephales promelas* Rafinesque and white sucker *Catostomus commersonii* (Lacepede). *Journal of Fish Diseases*, **39** (6), 729–739.

SHCHELKUNOV, I. S., & SHCHELKUNOVA, T. I. (1989). Rhabdovirus Carpio in Herpivorous Fishes: Isolation, Pathology and Comparative Susceptibility of Fishes. *Viruses of Lower Vertebrates*, 333-348.

SHEPPARD, A. M., LE DEUFF, R.-M., MARTIN, P. D., WOOLFORD, G., WAY, K. & STONE D. M. (2007). Genotyping spring viraemia of carp virus and other piscine vesiculo-like viruses using reverse hybridisation. *Diseases of Aquatic Organisms*, **76**, 163-168.

STONE, D. M., AHNE, W., DENHAM, K. L., DIXON, P. F., LIU, C. T. Y., SHEPPARD, A. M., TAYLOR, G. R. & WAY, K. (2003). Nucleotide sequence analysis of the glycoprotein gene of putative spring viraemia of carp virus and pike fry rhabdovirus isolates reveals four genogroups. *Diseases of Aquatic Organisms*, **53 (3)**, 203–210.

ZAMANI, H., GHASEMI, M., HOSSEINI, S. M., & HAGHIGHI KARSIDANI, S. (2014). Experimental susceptibility of Caspian white fish, *Rutilus frisii kutum* to Spring viraemia of carp virus. *Virus Disease*, **25 (1)**, 57–62.