Original : inglés

Septiembre de 2019

INFORME DE LA REUNIÓN DEL GRUPO *AD HOC* SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LAS ESPECIES DE PECES A LA INFECCIÓN POR ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OIE[1]

Noviembre de 2018-Septiembre de 2019

Este informe abarca la labor del Grupo *ad hoc* de la OIE sobre la susceptibilidad de las especies de peces a la infección por las enfermedades de la lista de la OIE (grupo *ad hoc*) llevada a cabo entre noviembre de 2018 y septiembre de 2019.

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

Durante este periodo, el grupo *ad hoc* trabajó por vía electrónica y aplicó los criterios a las especies hospedadoras para determinar la susceptibilidad a la infección por el virus de la septicemia hemorrágica viral (VSHV, por sus siglas en inglés). Esto se llevó a cabo utilizando el enfoque en tres etapas, consignado en el Artículo 1.5.3. del *Código Acuático*, con el fin de evaluar la susceptibilidad de una especie a la infección por el VSHV, como se describe a continuación:

Etapa 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.);

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

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.).

Etapa 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.).

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 publicaciones menos recientes, es posible que no se haya llevado a cabo una identificación precisa del agente patógeno, dado que en ese momento no se disponía de técnicas de tipificación molecular. En tales 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.

[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 septiembre de 2019 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 en https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Internationa_Standard_Setting/docs/pdf/Aquatic%20Commission/E_AAC_Sep_2019.pdf

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 utilizaron los criterios A a D que figuran en el Artículo 1.5.6. para determinar la existencia de evidencia suficiente de la infección por el agente patógeno en las especies hospedadoras sospechosas. Las pruebas que permitían satisfacer sólo el criterio A fueron suficientes para determinar la infección. En ausencia de elementos que permitieran 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 corresponde con los tejidos diana esperados.

Cuadro 1. *Criterios de susceptibilidad a la infección por el virus de la septicemia hemorrágica viral (VSHV)*

A: Replicación	**B: Viabilidad / Infectividad**	**C: Patología / Signos clínicos**	**D: Localización**
La titulación secuencial del virus muestra un incremento de los títulos virales o títulos virales altos en los órganos internos (>105 TCID50/g) **O** Presencia detectada por TEM **O** Prueba inmunohistoquímica **O** Detección de productos de la replicación del virus	Aislamiento del virus de los órganos internos mediante cultivo celular **O** Paso a una especie hospedadora susceptible	La aparición de los siguientes signos deberá conducir a un amplio examen clínico para el VSHV: aparición rápida de mortalidad, letargia, oscurecimiento de la piel, exoftalmia, anemia (branquias pálidas), hemorragias en la base de las aletas, los ojos y la piel, hemorragias petequiales en músculos, natación muy anómala, con constantes movimientos fugaces y en espiral, y distención abdominal debida a edema en la cavidad peritoneal (texto del *Manual Acuático*)* <u>Métodos microscópicos</u> El riñón y el hígado son los objetivos principales y el examen de las secciones histológicas de los peces infectados revela degeneración y necrosis de los tejidos hematopoyéticos del riñón (y el bazo) con	Recuperación del virus de los órganos internos **O** RT-PCR de los órganos internos

		degeneración focal y necrosis del hígado. Secciones del músculo esquelético pueden mostrar focos de glóbulos rojos, mientras que las fibras musculares permanecen intactas.	

* No todos los signos clínicos se encontrarán en todas las especies

Identificación del agente patógeno del virus de la septicemia hemorrágica viral:

Aislamiento del agente patógeno en las líneas celulares BF-2, EPC, FHM o CHSE con confirmación por medio de una prueba inmunológica o molecular. La prueba inmunológica puede incluir la neutralización del virus o los métodos basados en anticuerpos (IFAT o ELISA). Entre las herramientas moleculares figuran la prueba RT- PCR, sondas de ADN o secuenciación. La prueba RT-PCR también se puede realizar directamente en los tejidos infectados.

Evidencia de la infección - Etapa 3

S: Se cumple el criterio.

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

ND: No determinado

Principios clave utilizados por el grupo *ad hoc* al evaluar la susceptibilidad de las especies:

1.	*Las especies clasificadas como susceptibles (según se describen en el Artículo 1.5.7.) se propusieron para inclusión en el Artículo 10.10.2. del Capítulo 10.10. "Infección por el virus de la septicemia hemorrágica viral" del Código Acuático y la Sección 2.2.1. del Capítulo 2.3.10. "Septicemia hemorrágica viral" del Manual Acuático.*
2.	*Las especies clasificadas como susceptibles debido a la existencia de evidencia parciales de susceptibilidad (según se describe en el Artículo 1.5.8.) se propusieron para inclusión en la Sección 2.2.2. "Especies con evidencia incompleta de susceptibilidad" del Capítulo 2.3.10. "Septicemia hemorrágica viral" del Manual Acuático.*
3.	*Las especies que no cumplen con los criterios no se propusieron para inclusión ni en el Código Acuático ni en el Manual Acuático. Las excepciones fueron las especies que obtuvieron resultados positivos a la prueba PCR de patógeno específico. Estas especies se incluyeron en un párrafo separado en la Sección 2.2.2. "Especies con evidencia incompleta para la susceptibilidad" del Capítulo 2.3.10. "Septicemia hemorrágica viral" del Manual Acuático.*
4.	*Existen evidencias de la ausencia de susceptibilidad y la especie no se propone para inclusión ni en el Código Acuático ni en el Manual Acuático.*

El grupo *ad hoc* recomendó que las especies invertebradas y las especies de tortugas evaluadas e integradas en la lista en el Cuadro 2 se incluyeran en la Sección 2.2.6. "Vectores" del Capítulo 2.3.10. "Septicemia hemorrágica viral" del *Manual Acuático*. Dichas especies se consideran vectores para la transmisión del virus de la septicemia hemorrágica viral, en lugar de verdaderas especies susceptibles, debido a la dificultad para determinar la replicación viral en las especies invertebradas y de tortugas.

En el caso de que existe evidencia conflictiva en la literatura científica para la misma especie hospedadora, o de que las evaluaciones difieran (por ejemplo, evaluaciones entre "1" y "3"), el grupo *ad hoc* presentó un texto explicativo en el anexo correspondiente como justificación para la conclusión final.

El grupo *ad hoc* consideró que, si una sola publicación suministraba evidencia para una puntuación "1", se necesitaba alguna forma de prueba corroborativa, en particular:

1) Corroboración interna en el estudio publicado. Múltiples líneas de evidencia dentro de la misma publicación. Esto podría ser el resultado de i) una investigación que acumule peces con resultado positivo a las pruebas de múltiples fechas y localizaciones, o ii) un estudio experimental en el que se sometan a prueba varios aislados o vías de exposición (por ejemplo, inmersión y cohabitación). En estos casos, suponiendo que la investigación sea sólida, la especie fue calificada con una puntuación de "1" en una sola publicación revisada por pares.

2) Corroboración externa: evidencia de otras publicaciones o fuentes. Se pueden incluir ejemplos de datos encontrados en un sitio web gubernamental, una publicación independiente que obtiene una puntuación de "2" o más, o evidencia proveniente de un experto (por ejemplo, la fuente para una línea celular permisiva o registros de un laboratorio de referencia).

Las evaluaciones detalladas para el virus de la septicemia hemorrágica viral a cargo del grupo *ad hoc* se suministran en el Anexo I.

Anexo I

EVALUACIÓN DE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LOS HOSPEDADORES A LA INFECCIÓN POR EL VIRUS DE LA SEPTICEMIA HEMORRÁGICA VIRAL (VSHV)

Las evaluaciones para la susceptibilidad del hospedador a la infección por el virus de la septicemia hemorrágica viral figuran en el Cuadro 2.

Cuadro 2. *Resultado de las evaluaciones para la susceptibilidad del hospedador a la infección por el virus de la septicemia hemorrágica viral.*

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Puntuación 1											
Sábalo molleja	*Dorosoma*	*cepedianum*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	S	S	1	Faisal *et al.*, 2012; USGS/NACSE database
Bacalao del Atlántico	*Gadus*	*morhua*	Ib, III	N	Aislamiento del virus, cultivo celular y prueba ELISA	ND	S	S	S	1	Smail, 2000; Skall *et al.*, 2005b
Arenque del Atlántico	*Clupea*	*harengus*	Ib, III	N	Cultivo celular, prueba ELISA y RT-PCR	ND	S	N	S	1	Dixon *et al.*, 1997; Mortensen *et al.*, 1999; King *et al.*, 2001
Salmón del Atlántico	*Salmo*	*salar*	Ia, Ib, II, III, IVa	N, E	Cultivo celular, prueba ELISA, RT-PCR, IHC	S	S	S	S	1	Kin *et al.*, 2001, Lovy *et al.,* 2013
Miracielo, pez rata o pejesapo	*Uranoscopus*	*scaber*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
Maragota	*Labrus*	*bergylta*	III	N	Aislamiento del virus, prueba ELISA, RT-PCR	ND	S	S	S	1	Hall *et al.*, 2013; Munro *et al.,* 2015
Falso halibut del Japón	*Paralichthys*	*olivaceus*	IVa	N	Aislamiento del virus, PCR, cultivo celular	ND	S	ND	S	1	Isshiki *et al.*, 2001; Takano *et al.*, 1999 and 2001
Perca plateada	*Pomoxis*	*nigromaculatus*	IVb	N	Aislamiento del virus, PCR, secuenciación	ND	S	ND	S	1	Faisal *et al.*, 2012; USGS/NACSE database

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Bacaladilla	*Micromesistius*	*poutassou*	Ib, III	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	N	S	N	S	1	Mortensen *et al.*, 1999; Brudeseth *et al.*, 2002
[Bluegill]	*Lepomis*	*macrochirus*	IV, IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, IHC	S	S	S	S	1	Al-Hussinee *et al.*, 2011; Department of Wisconsin Natural Resources, 2007
[Bluntnose minnow]	*Pimephales*	*notatus*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR	ND	S	N	S	1	Frattini, 2011; Department of Wisconsin Natural Resources, 2007
Bagre pardo	*Ameiurus*	*nebulosus*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	N	S	1	Faisal *et al.*, 2012; USGS/NACSE database
Trucha marina	*Salmo*	*trutta*	Ia, Ib	N	Aislamiento del virus	ND	S	S	N	1	Ogut & Altunas, 2011; Jørgensen, 1980
Salmón real	*Oncorhynchus*	*tshawytscha*	IVa, IVb	N	Cultivo celular, secuenciación	ND	S	ND	S	1	Faisal *et al.*, 2012; Garver *et al.*, 2013
Salmón coho	*Oncorhynchus*	*kisutch*	IVa	N	Cultivo celular, neutralización y prueba immunoblot	ND	S	N	S	1	Winton *et al.*, 1989; Meyers & Winton, 1995
Lenguadina	*Limanda*	*limanda*	Ib	N	Cultivo celular, prueba ELISA	ND	S	N	S	1	Skall *et al.*, 2005b
Lavareto	*Coregonus*	*lavaretus*	Ia	N/E	Aislamiento del virus, prueba ELISA, cultivo celular y neutralización	ND	S	S	S	1	Meier *et al.*, 1986; Skall *et al.*, 2004
[Corkwing wrasse]	*Symphodus*	*melops*	III	N	Aislamiento del virus, prueba ELISA, RT-PCR y secuenciación	ND	S	S	S	1	Hall *et al.*, 2013; Munro *et al.*, 2015
[Cuckoo wrasse]	*Labrus*	*mixtus*	III	N	Aislamiento del virus, prueba ELISA, RT-PCR y secuenciación	ND	S	S	S	1	Hall *et al.*, 2013; Munro *et al.*, 2015
[Emerald shiner]	*Notropis*	*atherinoides*	IVb	N	Cultivo celular y PCR	ND	S	S	S	1	Boonthai *et al.*, 2018

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Eulacón	*Thaleichthys*	*pacificus*	IVa	N	Cultivo celular y PCR	ND	S	N	N	1	Hedrick *et al.*, 2003
Boquerón o bocarte	*Engraulis*	*encrasicolus*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
Platija europea	*Platichthys*	*flesus*	Ib	N	Cultivo celular, prueba ELISA	ND	S	N	S	1	Skall *et al.*, 2005b
Platija	*Pleuronectes*	*platessa*	III	N	Cultivo celular, prueba ELISA, secuenciación	ND	S	N	S	1	Skall *et al.*, 2005b; Wallace *et al.*, 2015
Espadín	*Sprattus*	*sprattus*	Ib	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	N	S	N	S	1	Mortensen *et al.*,1999; Skall *et al.*, 2005b
Piscardo	*Pimephales*	*promelas*	IVb	E	Aislamiento del virus, RT-PCR, IHC	S	S	S	S	1	Al-Hussinee *et al.*, 2010
[Freshwater drum]	*Aplodinotus*	*grunniens*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, IHC	S	S	S	S	1	Lumsden *et al.*, 2007; Al-Hussinee & Lumsden, 2011
[Goldsinny wrasse]	*Ctenolabrus*	*rupestris*	III	N/E	Aislamiento del virus, prueba ELISA, RT-PCR y secuenciación	S	S	S	S	1	Munro et al 2015; Matejusova *et al.*, 2016
Tímalo	*Thymallus*	*thymallus*	I	N/E	Cultivo celular, neutralización, IFAT	ND	S	S	ND	1	Meier & Wahli, 1988
Arenque de lago	*Coregonus*	*artedi*	IVb	N/E	Cultivo celular, PCR/secuencia	S	S	S	S	1	Weeks *et al.*, 2011; USGS/NACSE database
Trucha lacustre	*Salvelinus*	*namaycush*	Ia, IVa, IVb	N/E	Aislamiento del virus, secuenciación	ND	S	S	S	1	Dorson *et al.*, 1991; USGS/NACSE database
Coregono de lago	*Coregonus*	*clupeaformis*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	S	S	1	Faisal *et al.*, 2012; USGS/NACSE database
Perca atruchada	*Micropterus*	*salmoides*	IVb	N/E	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	ND	S	1	Faisal *et al.*, 2012; Throckmorton *et al.*, 2017
Lumpo o ciclóptero	*Cyclopterus*	*lumpus*	IVd	N/E	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	S	S	S	S	1	Guðmundsdóttir *et al.*, 2018

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Trucha de mármol	*Salmo*	*marmoratus*	Ia	E	Cultivo celular y RT-PCR	ND	S	S	S	1	Pascoli *et al.*, 2015
o trucha marmorata	*Trachurus*	*mediterraneus*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
Jurel mediterráneo o jurel blanco	*Fundulus*	*heteroclitus*	IVc	N	Identificación del virus, RT-PCR, secuenciación, neutralización del suero	ND	S	S	S	1	Gagne *et al,* 2007
Fúndulo	*Esox*	*masquinongy*	IVb	N/E	Aislamiento del virus, RT-PCR, IHC, cultivo celular	S	S	S	S	1	Al-Hussinee & Lumsden, 2011; Kim & Faisal, 2012
Lucio de aletas rojas	*Esox*	*lucius*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	S	S	1	Faisal *et al.*, 2012
Lucio	*Trisopterus*	*esmarkii*	III, Ib	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	N	S	N	S	1	Mortensen *et al.*, 1999; King *et al.*, 2001
Faneca noruega	*Scomber*	*japonicus*	IVa	N	Cultivo celular y RT-PCR	ND	S	N	S	1	Hedrick *et al.*, 2003
Estornino	*Gadus*	*macrocephalus*	IVa	N	Neutralización, prueba immunoblot, sonda ADN	ND	S	N	S	1	Meyers *et al.*, 1992; Meyers & Winton, 1995
Bacalao del Pacífico	*Clupea*	*pallasii pallasii*	IVa	N	Cultivo celular y neutralización	N	S	S	S	1	Meyers *et al.*, 1993; Meyers *et al.*, 1994
Arenque del Pacífico	*Ammodytes*	*hexapterus*	IVa	N/E	Cultivo celular	S	S	S	S	1	Kocan *et al.*, 2001
Sardina europea o sardina común	*Sardina*	*pilchardus*		N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
[Pontic shad]	*Alosa*	*immaculata*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Perca sol	*Lepomis*	*gibbosus*	IVb	N	Cultivo celular, RT-PCR	ND	S	N	S	1	Cornwell *et al.*, 2015
Trucha arco iris	*Oncorhynchus*	*mykiss*	Ia-e, III, IVb	E	Aislamiento del virus, RT-PCR, IHC	S	S	S	S	1	Dale *et al.*, 2009
Híbridos de la trucha arco iris (salmón coho)	*Oncorhynchus*	*mykiss X kisutch*	Ia	E	Cultivo celular	S	S	S	S	1	Ord *et al.*, 1976
Salmonete de fango	*Mullus*	*barbatus*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
Lamprea de río	*Lampetra*	*fluviatilis*	II	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	N	S	1	Gadd *et al.*, 2010
[Rock bass]	*Ambloplites*	*rupestris*	IVb	N	Cultivo celular, RT-PCR	ND	S	N	S	1	Cornwell *et al.*, 2015
Centrolabro, porredano o tordo	*Centrolabrus*	*exoletus*	III	N	Aislamiento del virus, prueba ELISA, RT-PCR y secuenciación	ND	S	S	S	1	Hall *et al.*, 2013; Munro *et al.*, 2015
Gobio pintado	*Neogobius*	*melanostomus*	IVb	N	Cultivo celular, RT-PCR	ND	S	S	S	1	Groocock *et al.*, 2007
[Sand goby]	*Pomatoschistus*	*minutus*	Ib	N	Cultivo celular, prueba ELISA	ND	S	N	S	1	Skall *et al.*, 2005b
[Senegalese sole]	*Solea*	*senegalensis*	III	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	S	S	1	López-Vazquez *et al.*, 2011
[Shiner perch]	*Cymatogaster*	*aggregata*	IVa	N	Neutralización, IFAT	ND	S	S	S	1	Meyers & Winton, 1995
Perca americana de boca pequeña	*Micropterus*	*dolomieu*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, IHC	S	S	S	S	1	Al-Hussinee *et al.*, 2011
Sardina	*Sardinops*	*sagax*	IVa	N/E	Cultivo celular, PCR	ND	O	S	S	1	Traxler *et al.*, 1999; Hedrick *et al.*, 2003
[Spottail shiner]	*Notropis*	*hudsonius*	IVb	N/IP	Aislamiento del virus, PCR, secuenciación	ND	S	N	S	1	Faisal *et al.*, 2012

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Lubia estriada	*Morone*	*saxatilis*	IVb, IVc	N	Aislamiento celular, RT-PCR, secuenciación, neutralización del suero	ND	S	N	S	1	Gagne *et al.*, 2007
Raya común	*Raja*	*clavata*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
Three-bearded rockling	*Gaidropsarus*	*vulgaris*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
Espinosillo	*Gasterosteus*	*aculeatus*	IVc	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación, neutralización del suero	ND	S	S	S	1	Gagne *et al.*, 2007
Rodaballo	*Psetta*	*maxima*	Ib, III	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	S	S	S	S	1	Kin *et al.*, 2001; Snow & Smail, 1999
[Walleye]	*Sander*	*vitreum*	IVb	N	Aislamiento del virus, PCR, secuenciación	ND	S	S	S	1	Faisal *et al.*, 2012
[White Bass]	*Morone*	*chrysops*	IVb	N	Aislamiento del virus, secuenciación	ND	S	ND	S	1	Bain *et al.*, 2010; USGS/NACSE database
Lubina blanca	*Morone*	*americana*	IVb	N	qRT-PCR y cultivo celular	N	S	N	S	1	Bain *et al.*, 2010; USGS/NACSE database
Plegonero	*Merlangius*	*merlangus*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	NR	S	N	S	1	Ogut & Altuntas, 2014b
Perca canadiense	*Perca*	*flavescens*	IVb	N	Aislamiento del virus, qRT-PCR	ND	S	S	S	1	Olson *et al.*, 2013
Pez cebra	*Danio*	*rerio*	IVa	E	VI, RT-PCR	ND	S	S	S	1	Cho *et al.*,2019; Novoa *et al.*, 2006
Puntuación 2											
Colín de Alaska	*Theragra*	*chalcogramma*	IVa	N	Cultivo celular y PCR	ND	S	S	S	2	Meyers *et al.*, 1999
Pinchagua	*Alosa*	*pseudoharengus*	IVb	N	RT-PCR	ND	N	N	S	2	Cornwell *et al.*, 2015

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Trucha alpine o Salvelino	*Salvelinus*	*alpinus*	Ia	N	Aislamiento del virus, IFAT	N	S	N	S	2	Knuesel *et al.*, 2003
[Armoured cusk]	*Hoplobrotula*	*armata*	IV	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
Halibut	*Hippoglossus*	*hippoglossus*	III	E	Cultivo celular y prueba ELISA	ND	S	S	S	2	Bowden *et al.*, 2003
[Banded Killifish]	*Fundulus*	*diaphanus*	IVb	N	qRT-PCR y cultivo celular	N	N	N	S	2	Bain *et al.*, 2010
Cabracho	*Scorpaena*	*porcus*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	ND	S	N	S	2	Ogut & Altuntas, 2014b
[Blackfin flounder]	*Glyptocephalus*	*stelleri*	IVa	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
Trucha de arroyo	*Salvelinus*	*fontinalis*	Ie	E	Aislamiento del virus, prueba ELISA	ND	S	N	N	2	Ogut & Altunas, 2011
Lota	*Lota*	*lota*	IVb	N	Cultivo del virus, secuenciación	ND	S	ND	S	2	Department of Wisconsin Natural Resources, 2007
Bagre de canal	*Ictalurus*	*punctatus*	IVb	N	Cultivo del virus, secuenciación	ND	S	N	S	2	USGS/NACSE database
Lijas o pintarrojas	*Scyliorhinus*	*torazame*	IV	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
[Cubed snailfish]	*Liparis*	*tessellatus*	IV	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
Anguila	*Anguilla*	*anguilla*	III	N	Aislamiento del virus, prueba de neutralización	ND	S	ND	ND	2	Jorgensen *et al.*, 1994
Lubina	*Dicentrarchus*	*labrax*	Ie	E	Cultivo celular y prueba ELISA	ND	N	N	S	2	Ogut & Altuntas 2014a
[Fallfish]	*Semotilus*	*corporalis*	IVb	N	RT-PCR	ND	N	N	S	2	Cornwell *et al.*, 2015
Mugil	*Mugil*	*cephalus*	IVa	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
[Fourbeard rockling]	*Enchelyopus*	*cimbrius*	Ib	N	Cultivo celular y prueba ELISA	ND	S	N	S	2	Mortensen *et al.*, 1999
[Garfish]	*Belone*	*belone*	Ie	N	Cultivo celular, prueba ELISA Y PCR	ND	S	N	S	2	Ogut & Altuntas, 2014b

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Carpita dorada	*Notemigonus*	*crysoleucas*	IVb	N	RT-PCR	ND	N	N	S	2	Cornwell *et al.*, 2015
[Gray gurnard]	*Eutrigla*	*gurnardus*	III	N	Cultivo celular, prueba ELISA y secuenciación	ND	S	N	S	2	Wallace *et al.*, 2015
Seriola o pez limón	*Seriola*	*dumerili*	IVa	N	Cultivo celular, IFAT, PCR	ND	S	S	S	2	OIE-WAHIS, event 1361, 2013
Fletán negro	*Reinhardtius*	*hippoglossoides*	III	N	Cultivo celular, IFAT, RT-PCR	ND	S	N	S	2	Dopazo *et al.*, 2002
Eglefino	*Melanogrammus*	*aeglefinus*	III	N	Cultivo celular, IFAT y prueb ELISA	ND	S	N	N	2	Smail, 2000
[Izu scorpionfish]	*Scorpaena*	*izensis*	IV	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.,* 2007
[Japanese fluvial sculpin]	*Cottus*	*pollux*	IVb	E	RT-PCR y cultivo celular	ND	S	S	S	2	Ito & Olesen, 2013
Medaka	*Oryzias*	*latipes*	IVb	E	RT-PCR y cultivo celular	ND	S	S	S	2	Ito & Olesen, 2013
Pez sable	*Trichiurus*	*lepturus*	IVa	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
Argentina	*Argentina*	*sphyraena*	Ib	N	Cultivo celular, prueba ELISA y PCR	N	S	N	S	2	Mortensen *et al.*, 1999
[Japanese rice fish]	*Oryzias*	*dancena*	IVa	E	Ref. cepa FYoesu05	ND	S	S	ND	2	Kim *et al.*, 2013
Merluza del Pacífico Norte	*Merluccius*	*productus*	IVa	N	Cultivo celular y neutralización del suero	N	S	S	S	2	Meyers *et al.*, 1999
Capellán	*Trisopterus*	*minutus*	III	N	Aislamiento del virus, cultivo celular y prueba ELISA	ND	S	ND	S	2	King *et al.,* 2001
Híbridos de la trucha arco iris (trucha alpina)	*Oncorhynchus X Salvelinus*	*mykiss X alpinus*	Ia	E	Ref cepa (07-71, 34-86, 23-75)	ND	S	S	S	2	Dorson *et al.*, 1991
Híbridos de la trucha arco iris (trucha marrón)	*Oncorhynchus X Salvelinus*	*mykiss X namaycush*	Ia	E	Ref cepa (07-71, 34-86, 23-75)	ND	ND	S	ND	2	Dorson *et al.*, 1991

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Híbridos de la trucha arco iris	*Oncorhynchus X Salmo*	*mykiss X trutta*	Ia	E	Ref cepa (07-71, 34-86, 23-75)	ND	N	S	N	2	Dorson *et al.*, 1991
Lanzón del Pacífico	*Ammodytes*	*personatus*	Ib	N	Cultivo celular, prueba ELISA	ND	S	N	S	2	Skall *et al.*, 2005a
[Shorthead redhorse]	*Moxostoma*	*macrolepidotum*	IVb	E	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	S	S	2	Bowser, 2003
Palometa plateada	*Pampus*	*argenteus*	IV	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
[Silver redhorse]	*Moxostoma*	*anisurum*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	S	N	2	Faisal *et al.*, 2012
Faneca plateada	*Gadiculus*	*argenteus*	Ib	N	RT-PCR, secuenciación	ND	N	N	S	2	Sandlund *et al.*, 2014
Mujol rayado	*Mugil*	*cephalus*	IVa	N	Aislamiento del virus, PCR	ND	S	ND	S	2	Kim & Park, 2004
Eperlano del Pacífico	*Hypomesus*	*pretiosus*	ND	N/E	Cultivo celular y RT-PCR	ND	S	S	S	2	Hedrick *et al.*, 2003
Grandes lucios de los Grandes Lagos Tiger muskellunge	*Esox*	*masquinongy X lucius*	IVb	N	Cultivo celular, PCR	ND	S	N	S	2	Getchell *et al.*, 2013
[Trout Perch]	*Percopsis*	*omiscomaycus*	IVb	N	Aislamiento del virus, secuenciación	ND	S	ND	S	2	USGS/NACSE database
[White Crappie]	*Pomoxis*	*annuluris*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, IHC	S	S	S	S	2	Al-Hussinee *et al.*, 2011
[White sucker]	*Catostomus*	*commersonii*	IVb	N	RT-PCR, secuenciación	ND	N	N	S	2	Cornwell *et al.*, 2011
[Yellow croaker]	*Larimichthys*	*polyactis*	IV	N	PCR	ND	N	N	S	2	Lee *et al.*, 2007
[Yoshinobori (=Japanese goby)]	*Rhinogobius*	*Sp.* (undescribed species)	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR	ND	S	S	S	2	Ito & Olesen, 2013

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Puntuación 3											
Bacalao negro	*Anoplopoma*	*fimbria*		N	PCR	ND	ND	ND	S	3	Hedrick *et al.*, 2003
Puntuación 4											
No se encontró ninguna especie que no sea susceptible a la infección por VSHV											
Vectores											
Anfípodos	*Hyalellea*	*spp.*	IVb	N	rRT-PCR	ND	N	N	N	3	Throckmorton *et al.*, 2017
Anfípodos	*Diporeia*	*ssp.*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	N	N	3	Faisal & Winters, 2011
Tortuga mordedora	*Chelydra*	*serpentine*	IVb	IP/E	RT-PCR	ND	N	N	Y	2	Goodwin & Merry, 2011
[Leech]	*Myzobdella*	*lugubris*	IVb	N	Aislamiento del virus, RT-PCR, secuenciación	ND	S	N	N	3	Faisal & Schultz, 2009
Tortuga mapa del mundo	*Grapetemys*	*geographica*	IVb	IP/E	Cultivo celular, RT-PCR	ND	S	N	Y	2	Goodwin & Merry, 2011
Pulga espinosa	*Moina*	*macrocopa*	Ia	N	Cultivo celular, RT-PCR	N	S	N	N	3	Ito & Olesen, 2017
Especies evaluadas pero sin puntuación debido a la insuficiencia o ausencia de evidencia científica											
Pez de roca / Rocot negro	*Sebastes*	*inermis*	*Sin puntuación*								
[Blackhead seabream]	*Acanthopagrus*	*schlegeli*	*Sin puntuación*								
Keta	*Oncorhynchus*	*keta*	*Sin puntuación*								
[English sole]	*Parophrys*	*vetulus*	*Sin puntuación*								
[Golden trout]	*Oncorhynchus*	*aguabonita*	*Sin puntuación*								
Pez rojo	*Carassius*	*auratus*	*Sin puntuación*								
Mero de pintas rojas	*Epinephelus*	*akaara*	*Sin puntuación*								

Nombre común	Género	Especie	Genotipo	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del agente patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado	Referencias
						A	B	C	D		
Medregal del Japón	*Seriola*	*quinqueradiata*	*Sin puntuación*								
[Korean rockfish]	*Sebastes*	*schlegeli*	*Sin puntuación*								
[Marbled flounder]	*Pleuronectes*	*yokohamae*	*Sin puntuación*								
Lamprea del Pacífico	*Entosphenus*	*tridentatus*	*Sin puntuación*								
Dorada del Japón	*Pagrus*	*major*	*Sin puntuación*								
Lamprea marina	*Petromyzon*	*marinus*	*Sin puntuación*								
Salmón rojo	*Oncorhynchus*	*nerka*	*Sin puntuación*								
Trucha de arroyo y trucha lacustre – híbridos Splake: Hybride (*Salvelinus namaycush* x *Salvelinus fontinalis*)	*Salvelinus*	*namaycush X fontinalis*	*Sin puntuación*								
[Tube-snout]	*Aulorhynchus*	*flavidus*	*Sin puntuación*								
[Yellowback seabream]	*Dentex*	*tumifrons*	*Sin puntuación*								

Los nombres comunes de las especies están armonizados con FAOTERM (http://www.fao.org/faoterm/collection/faoterm/en/) y la mayoría de los nombres científicos de las especies están armonizados con Fishbase (https://www.fishbase.se/search.php). Cuando los nombres comunes no se encuentran en FAOTERM, las especies se designaron de acuerdo con Fishbase.

Anexo I (cont.)

Referencias[2]

AL-HUSSINEE, L. & LUMSDEN, J. S. (2011). Detection of VHSV IVb within the gonads of Great Lakes fish using in situ hybridization. *Diseases of Aquatic Organisms*, **95**, 81-86.

AL-HUSSINEE, L., LORD, S., STEVENSON, R.M.W., CASEY, R.N., GROOCOCK, G.H., BRITT, K.L., KOHLER, K.H., WOOSTER, G.A., GETCHELL, R.G., BOWSER, P.R. & LUMSDEN, J.S. (2011). Immunohistochemistry and pathology of multiple Great Lakes fish from mortality events associated with viral hemorrhagic septicemia virus type IVb. *Diseases of Aquatic Organisms*, **93**, 117-127.

AL-HUSSINEE, L., HUBER, P., RUSSELL, S., LEPAGE, V., REID, A., YOUNG, K.M., NAGY, E., STEVENSON, R.M.W. & LUMSDEN, J.S. (2010) Viral haemorrhagic septicaemia virus IVb experimental infection of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum) and flathead minnow, *Pimephales promelas* (Rafinesque). *Journal of Fish Diseases*, **33(4)**, 347-360.

BAIN, M.B., CORNWELL, E.R., HOPE, K.M., ECKERLIN, G.E., CASEY, R.N., GROOCOCK, G.H., GETCHELL, R.G., BOWSER, P. R., WINTON, J.R., BATTS, W. N., CANGELOSI, A. & CASEY, J.W. (2010). Distribution of an Invasive Aquatic Pathogen (Viral Hemorrhagic Septicemia Virus) in the Great Lakes and Its Relationship to Shipping. *Plos one*, **5(4)**, 1-8.

BOONTHAI, T., LOCH, T.P., ZHANG, Q. & VAN DEUREN, M.G. (2018). Retail Baitfish in Michigan Harbor Serious Fish Viral Pathogens. *Journal of Aquatic Animal Health*, **30(4)**, 253-263.

BOWDEN, T.J. (2003). A study of the susceptibility of Atlantic halibut, *Hippoglossus hippoglossus* (L.), to viral haemorrhagic septicaemia virus isolated from turbot, *Scophthalmus maximus* (L.). *Journal of Fish Diseases*, **26**, 207- 212.

BOWSER, P.R. (2003). Fish Diseases: Viral Hemorrhagic Septicemia (VHS). *Northern Regional Aquaculture Center publication*, **201**, 1-7.

BRUDESETH, B.E. & EVENSEN, Ø. (2002). Occurrence of viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) in wild marine fish species in the coastal areas of Norway. *Diseases of Aquatic Organisms*, **52**, 21-28.

CHO, S.Y., PROTZMAN, R.A., KIM, Y.O., VAIDYA, B., OH, M.J., KWON, J. & KIM, D. (2019). Elucidation of mechanism for host response to VHSV infection at varying temperatures in vitro and in vivo through proteomic analysis. *Fish and Shellfish Immunology*, **88**, 244–253.

CORNWELL, E.R., ANDERSON, G.B., COLEMAN, D., GETCHELL, R.G., GROOCOCK, G.H., WARG, J.V., CRUZ, A.M., CASEY, J.W., BAIN, M.B. & BOWSER, P. R. (2015). Applying multi-scale occupancy models to infer host and site occupancy of an emerging viral fish pathogen in the Great Lakes. *Journal of Great Lakes Research*, **41**, 520–529.

CORNWELL, E.R., ECKERLIN, G.E., GETCHELL, R.G., GROOCOCK, G.H., THOMPSON, T. M., BATTS, W. N., CASEY, R.N., KURATH, G., WINTON. J. R., BOWSER, P.R., BAIN, M.B. & CASEY, J.W. (2011). Detection of Viral Hemorrhagic Septicemia Virus by Quantitative Reverse Transcription Polymerase Chain Reaction from Two Fish Species at Two Sites in Lake Superior. *Journal of Aquatic Animal Health*, **23(4)**, 207-217.

DALE, O.B., ØRPETVEIT, I., LYNGSTAD, T.M., KAHNS, S., SKALL, H.F., OLESEN, N.J. & DANNEVIG, B.H. (2009). Outbreak of viral haemorrhagic septicaemia (VHS) in seawater-farmed rainbow trout in Norway caused by VHS virus Genotype III. *Diseases of Aquatic Organisms*, **85,** 93-103.

DEPARTMENT OF WISCONSIN NATURAL RESOURCES, (2007). Species affected by the viral hemorrhagic septicaemia

[2] En diciembre de 2024, se introdujeron cambios para corregir algunas referencias y las citaciones correspondientes.

federal order. https://dnr.wisconsin.gov/sites/default/files/topic/Fishing/VHS_vhs_fedorderModList.pdf

DIXON, P.F., FEIST, S., KEHOE, E., PARRY, L., STONE, D.M. & WAY, K. (1997). Isolation of viral haemorrhagic septicaemia virus from Atlantic herring *Clupea harengus* from the English Channel. *Diseases of Aquatic Organisms*, **30**, 81-89.

DOPAZO, C.P., BANDÍN, I., LÓPEZ-VAZQUEZ, C., LAMAS, J., NOYA, M. & BARJA, J.L. (2002). Isolation of viral hemorrhagic septicemia virus from Greenland halibut *Reinhardtius hippoglossoides* caught at the Flemish Cap. *Diseases of Aquatic Organisms*, **50**, 171-179.

DORSON, M., CHEVASSUS, B. & TORHY, C. (1991). Comparative susceptibility of three species of char and of rainbow trout X char triploid hybrids to several pathogenic salmonid viruses. *Diseases of Aquatic Organisms*, **11**, 217- 224.

EATON, W.D., HULETT, J., BRUNSON, R. & TRUE, K. (1991). The First Isolation in North America of Infectious, Hematopoietic Necrosis Virus (IHNV) and Viral Hemorrhagic Septicemia Virus (VHSV) in Coho Salmon from the Same Watershed. *Journal of Aquatic Animal Health*, **3(2)**, 114-117.

FAISAL, M. & SCHULZ, C.A. (2009). Detection of Viral Hemorrhagic Septicemia virus (VHSV) from the leech Myzobdella lugubris Leidy, 1851. *Parasites & Vectors*, **2(45)**, 1-4.

FAISAL, M. & WINTERS, A.D. (2011). Detection of Viral Hemorrhagic Septicemia Virus (VHSV) from *Diporeia* spp. (Pontoporeiidae, Amphipoda) in the Laurentian Great Lakes, USA. *Parasites & Vectors*, **4(2)**, 1-4.

FAISAL, M., SHAVALIER, M., KIM, R.K., MILLARD, E.V., GUNN, M.R., WINTERS, A.D., SCHULTZ, C.A., EISSA, A., THOMAS, M.V., WOLGAMOOD, M., WHELAN, G.E. & WINTON, J. (2012). Spread of the Emerging Viral Hemorrhagic Septicemia Virus Strain, Genotype IVb, in Michigan, USA. *Viruses,* **4**, 734-760.

FRATTINI, S.A., GROOCOCK, G.H., GETCHELL, R.G., WOOSTER, G.A., WOOSTER, G.A., CASEY, R.N., CASEY, J.W. & BOWSER, P.R. (2011). A 2006 Survey of Viral Hemorrhagic Septicemia (VHSV) Virus type IVb in New York State Waters. *Journal of great Lakes Research,* **37**, 194-198.

GADD, T., JAKAVA-VILJANEN, M., EINER-JENSEN, K., ARIEL, E., KOSKI, P. & SIHVONEN, L. (2010). Viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) genotype II isolated from European river lamprey *Lampetra fluviatilis* in Finland during surveillance from 1999 to 2008. *Diseases of Aquatic Organisms*, **88**, 189-198.

GAGNE, N., MACKINNON, A.M., BOSTON, L., COOK-VERSLOOT, M., GRIFFITHS, S. & OLIVIER, G. (2007). Isolation of viral haemorrhagic septicaemia virus from mummichog, stickleback, striped bass and brown trout in eastern Canada. *Journal of Fish Diseases*, **30**, 213-223.

GARVER, K.A., TRAXLER, G.S., HAWLEY, L.M. & LOVY, J. (2013). Molecular epidemiology of viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) in British Columbia, Canada, reveals transmission from wild to farmed fish. *Diseases of Aquatic Organisms*, **104(2)**, 93-104.

GETCHELL, R.G., CORNWELL, E. R., CROOCOCK, G.H., WONG, P.T., COFFEE, L.L., WOOSTER, G.A. & BOWSER, P.R. (2013). Experimental Transmission of VHSV Genotype IVb by Predation. *Journal of Aquatic Animal Health*, **25(4)**, 221-229.

GOODWIN, A.E. & MERRY, G.E. (2011). Replication and persistence of VHSV IVb in freshwater turtles. *Diseases of Aquatic Organisms*, **94**, 173-177.

GROOCOCK, G.H., GETCHELL, R.G., WOOSTER, G.A., BRITT, K.L., BATTS, W.N., WINTON, J.R., CASEY, R.N., CASEY, J.W. & BOWSER, P.R. (2007). Detection of viral hemorrhagic septicemia in round gobies in New York State (USA) waters of Lake Ontario and the St. Lawrence River. *Diseases of Aquatic Organisms*, **76**, 187-192.

GUÐMUNDSDÓTTIR, S., VENDRAMIN, N., CUENCA, A., SIGURÐARDÓTTIR, H., KRISTMUNDSSON, A., IBURG,

T.M. & OLESEN, N.J. (2018). Outbreak of viral haemorrhagic septicaemia (VHS) in lumpfish (*Cyclopterus lumpus*) in Iceland caused by VHS virus genus IV. *Journal of Fish Diseases*, 1-6.

HALL, L.M., SMITH, R.J., MUNRO, E.S., MATESJUSOVA, I., ALLAN, C.E.T., MURRAY, A.G., DUGUID, S.J., SALAMA, N.K.G., MCBEATH, A.J.A., WALLACE, I.S., BAIN, N., MARCOS-LOPEZ, M. & RAYNARD, R.S. (2013). Epidemiology and control of an outbreak of viral haemorrhagic septicaemia in wrasse around Shetland commencing 2012. *Scottish Marine and Freshwater Science*, **4(3)**, 1-45.

HEDRICK, R.P., BATTS, W.N., YUN, S., TRAXLER, G.S., KAUFMAN, J. & WINTON, J.R. (2003). Host and geographic range extensions of the North American strain of viral hemorrhagic septicemia virus. *Diseases of Aquatic Organisms*, **55**, 211-220.

ISSHIKI, T., NISHIZAWA, T., KOBAYASHI, T., NAGANO, T. & MIYAZAKI, T. (2001). An outbreak of VHSV (viral hemorrhagic septicemia virus) infection in farmed Japanese flounder *Paralichthys olivaceus* in Japan. *Diseases of Aquatic Organisms*, **47**, 87-99.

ITO, T. & OLESEN, N.J. (2013). Susceptibility of various Japanese freshwater fish species to an isolate of viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) genotype IVb. *Diseases of Aquatic Organisms*, **107**, 1-8.

ITO, T. & OLESEN, N.J. (2017). Viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) remains viable for several days but at low levels in the water flea *Moina macrocopa*. *Diseases of Aquatic Organisms*, **127**, 11-18.

JØRGENSEN, P.E.V. (1980). Egtved Virus: The Susceptibility of Brown Trout and Rainbow Trout to Eight Virus Isolates and the Significance of the Findings for the VHS Control. *In: Ahne W. (eds) Fish Diseases. Proceedings in Life Sciences. Springer, Berlin, Heidelberg.*

JØRGENSEN, P.E.V., CASTRIC, J. HILL, B., LJUNGBERG, O. & DE KINKELING, P. (1994). The Occurrence of virus infections in elvers and eels (*Anguilla anguilla*) in Europe with particular reference to VHSV and IHNV.*Aquaculture*, **123**, 11-19.

KIM, R.K. & FAISAL, M. (2012). Shedding of Viral Hemorrhagic Septicemia Virus (Genotype IVb) by Experimentally Infected Muskellunge (*Esox masquinongy*). *The Journal of Microbiology*, **50(2)**, 278-284.

KIM, S-M. & PARK, S-I. (2004). Detection of viral hemorrhagic septicemia virus (VHSV) in wild marine fishes in the coastal region of Korea. *Journal of Fish Pathology*, **17(1)**, 1-10.

KIM, W-S., OH, S-Y. & OH, M-J. (2013). Susceptibility of marine medaka *Oryzias dancena* to fish pathogenic viruses.

Journal of Fish Pathology, **26(3)**, 283-287.

KIN, J.A., SNOW, M., SKALL, H.F. & RAYNARD, R.S. (2001). Experimental susceptibility of Atlantic salmon *Salmo salar* and turbot *Scophthalmus maximus* to European freshwater and marine isolates of viral haemorrhagic septicaemia virus. *Diseases of Aquatic Organisms*, **47**, 25-31.

KING, J.A., SNOW, M., SMAIL, D.A. & RAYNARD, R.S. (2001). Distribution of viral haemorrhagic septicaemia virus in wild fish species of the North Sea, north east Atlantic Ocean and Irish Sea. *Diseases of Aquatic Organisms*, **47**, 81-86.

KNUESEL, R., SEGNER, H. & WAHLI, T. (2003). A survey of viral diseases in farmed and feral salmonids in Switzerland. *c* **26(3)**, 167-182.

KOCAN, R.M., HERSHBERGER, P.K., ELDER, N.E. & WINTON, J.R. (2001). Epidemiology of Viral hemorrhagic Septicemia among Juvenile Pacific Herring and Pacific Sand Lances in Puget Sound. *Journal of Aquatic Animal Health*, 13, 77–85.

LEE, W. A-L., YUN, H-M., KIM, S-R., JUNG, S-J. & OH, M-J. (2007). Detection of Viral Hemorrhagic septicemia virus

(VHSV) from marine fish in the South Western Coastal Area and East China Sea. *Journal of Fish Pathology*, **20(3)**, 201-209.

LÓPEZ-VÁZQUEZ, C., CONDE, M., DOPAZO, C.P., BARJA, J.L. & BANDÍN, I. (2011). Susceptibility of juvenile sole *Solea senegalensis* to marine isolates of viral haemorrhagic septicaemia virus from wild and farmed fish. *Diseases of Aquatic Organisms*, **93,** 111-116.

LOVY, J., PIESIK, P., HERSHBERGER, P.K. & GARVER, K.A. (2013). Experimental infection studies demonstrating Atlantic salmon as a host and reservoir of viral hemorrhagic septicemia virus type IVa with insights into pathology and host immunity. *Veterinary Microbiology*, **166**, 91-101.

LUMSDEN, J.S., MORRISON, B., YASON, C., RUSSELL, S., YOUNG, K., YAZDANPANAH, A., HUBER, P., AL-HUSSINEE, L., STONE, D. & WAY. K. (2007). Mortality event in freshwater drum *Aplodinotus grunniens* from Lake Ontario, Canada, associated with viral haemorrhagic septicemia virus, Type IV. *Diseases of Aquatic Organisms*, **76**, 99-111.

MATEJUSOVA, I., NOGUERA, P.A., HALL, M., MCBEATH, A.J.A., URQUHART, K., SIMONS, J., FORDYCE, M.J., LESTER, K., HO, Y-M., MURRAY, W. & BRUNO, D.W. (2016). Susceptibility of goldsinny wrasse, *Ctenolabrus rupestris* L. (Labridae), to viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) genotype III: Experimental challenge and pathology. *Veterinary Microbiology*, **186**, 164-173.

MEIER, W., AHNE, W. & JØRGENSEN, P.E.V. (1986). Fish viruses: Viral haemorrhagoc septicaemia in white fish (*Coregonus sp.*). *Journal of Applied Ichthyology*, **4**, 181-186.

MEIER, W. & WAHLI, T. (1988). Viral haemorrhagic septicaemia (VHS) in grayling, *Thymallus thymallus* L. *Journal of Fish Diseases*, **11**, 481-487.

MEYERS, T.R. & WINTON, J.R. (1995). Viral hemorrhagic septicemia virus in North America. *Annual Review of Fish Diseases*, **5**, 3-24.

MEYERS, T.R., SHORT, S. & LIPSON, K. (1999). Isolation of the North American strain of viral hemorrhagic septicemia virus (VHSV) associated with epizootic mortality in two new host species of Alaskan marine fish. *Diseases of Aquatic Organisms*, **38**, 81-86.

MEYERS, T.R., SHORT, S., LIPSON, K., BATTS, W.N., WINTON, J.R., WILCOCK, J. & BROWN, E. (1993). Isolation of North American Viral Hemorrhagic Septicemia Virus (VHSV) from Alaskan Pacific Herring, *Clupea harengus pallasi*. *Fish Health Newsletter*, **21(4)**, 10-11.

MEYERS, T.R., SHORT, S., LIPSON, K., BATTS, W.N., WINTON, J.R., WILCOCK, J. & BROWN, E. (1994). Association of viral hemorrhagic septicemia virus with epizootic hemorrhages of the skin in Pacific herring *Clupea harengus pallasi* from Prince William Sound and Kodiak Island, Alaska, USA. *Diseases of Aquatic Organisms*, **19**, 27-37.

MEYERS, T.R., SULLIVAN, J., EMMENEGGER, E., FOLLETT, J., SHORT, S., BATTS, W.N. & WINTON, J.R. (1992). Identification of viral hemorrhagic septicemia virus isolated from Pacific cod *Gadus macrocephalus* in Prince William Sound, Alaska, USA. *Diseases of Aquatic Organisms*, **12**, 167-175.

MORTENSEN, H.F., HEUER, O.E., LORENZEN, N., OTTE, L. & OLESEN, N.J. (1999). Isolation of viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) from wild marine fish species in the Baltic Sea, Kattegat, Skagerrak and the North Sea. *Virus Research*, **63**, 95-106.

MUNRO, E.S., MCINTOSH, R.E., WEIR, S.J., NOGUERA, P.A., SANDILANDS, J.M., MATESJUSOVA, I.MAYES, A.S. & SMITH, R. (2015). A mortality event in wrasse species (Labridae) associated with the presence of viral haemorrhagic septicaemia virus. *Journal of Fish Diseases*, **38**, 335-341.

NOVOA, B., ROMEROA, A., MULERO, V., RODRIGUEZ, I., FERNANDES, I. & FIGUERAS, A. (2006). Zebrafish (*Danio rerio*) as a model for the study of vaccination against viral haemorrhagic septicemia virus (VHSV). *VACCINE*, **24**, 5806-5816.

OIE. (2013). Japan – Viral haemorrhagic septicaemia- Event 1361. World Animal Health Information System (WAHIS), https://wahis.woah.org/#/in-event/1361/dashboard

OGUT, H. & ALTUNAS, C. (2011). Virulence of Viral Haemorrhagic Septicaemia Virus (VHSV) genotype Ie on fry of three trout species: black sea trout (*Salmo trutta labrax*), rainbow trout (*Oncohynchus mykiss*) and brook trout (*Salvelinus fontinalis*). *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **31(4)**, 139.

OGUT, H. & ALTUNAS, C. (2014a). A survey of viral haemorrhagic septicaemia virus in cultured sea bass and its virulence on juveniles of sea bass, *Dicentrarchus labrax* (Acintopterygii; Periformes; Moronidae) and gilthead sea bream, *Sparus aurtata* (Sparidae). *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, **44(1)**, 9-14.

OGUT, H. & ALTUNTAS C. (2014b). Survey of viral haemorrhagic septicaemia virus in wild fishes in the southeastern Black Sea. *Diseases of Aquatic Organisms*, **109(2)**, 99-106.

OLSON, W., EMMENEGGER, E., GLENN, J., WINTON, J. & GOETZ, F. (2013). Comparative susceptibility among three stocks of yellow perch, *Perca flavescens* (Mitchill), to viral haemorrhagic septicaemia virus strain IVb from the Great Lakes. *Journal of Fish Diseases*, **36**, 711-719.

ORD, W.M., LE BERRE, M. & DE KINKELIN, P. (1976). Viral Hemorrhagic Septicemia: Comparative Susceptibility of Rainbow Trout (*Salmo gairdneri*) and Hybrids (*S. gairdneri* x *Oncorhynchus kisutch*) to Experimental Infection. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada*, **33(5)**, 1205-1208.

PASCOLI, F., BILÒ, F., MARZANO, F. N., BORGHESAN, F., MANCIN, M., MANFRIN, A. & TOFFAN, A. (2015). Susceptibility of genotyped marble trout *Salmo marmoratus* (Cuvier, 1829) strains to experimental challenge with European viral hemorrhagic septicemia virus (VHSV) and infectious hematopoietic necrosis virus (IHNV). *Aquaculture*, **435**, 152-156.

SANDLUND, N., GJERSET, B., BERGH, Ø., MODAHL, I., OLESEN, N. J. & JOHANSEN, R. (2014). Screening for Viral Hemorrhagic Septicemia Virus in Marine Fish along the Norwegian Coastal Line. *Plos one*, **9(9)**, 1-12.

SKALL, H.F., KJÆR, T.E. & OLESEN, N.J. (2004). Investigation of wild caught whitefish, *Coregonus lavaretus*(L.), for infection with viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) and experimental challenge of whitefish with VHSV. *Journal of Fish Diseases*, **27**, 401-408.

SKALL, H.F., OLESEN, N.J. & MELLEGAARD, S. (2005a). Viral haemorrhagic septicaemia virus in marine fish and its implications for fish farming – a review. *Journal of Fish Diseases*, **28**, 509-529.

SKALL, H.F., OLESEN, N.J. & MELLEGAARD, S. (2005b). Prevalence of viral haemorrhagic septicaemia virus in Danish marine fishes and its occurrence in new host species. *Diseases of Aquatic Organisms*, **66**, 145-151.

SMAIL, D.A. (2000). Isolation and identification of Viral Haemorrhagic Septicaemia (VHS) viruses from cod *Gadus morhua* with the ulcus syndrome and from haddock *Melanogrammus aeglefinus* having skin haemorrhages in the North Sea. *Diseases of Aquatic Organisms*, **41**, 231-235.

SNOW, M. & SMAIL, D.A. (1999). Experimental susceptibility of turbot *Scophthalmus maximus* to viral haemorrhagic septicaemia virus isolated from cultivated turbot. *Diseases of Aquatic Organisms,* **38**, 163-168.

TAKANO, R., MORI, K., NISHIZAWA, T., ARIMOTO, M. & MUROGA, K. (2001). Isolation of Viruses from Wild Japanese Flounder *Paralichthys olivaceus*. *Fish Pathology*, **36(3)**, 153-160.

TAKANO, R., NISHIZAWA, T., ARIMOTO, M. & MUROGA, K. (1999). Isolation of viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) from wild Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus*. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **20(5)**, 186-192.

THROCKMORTON, E., BRENDEN, T., PETERS, A.K., NEWCOMB, T.J., WHELAN, E. & FAISAL, M. (2017). Potential Reservoirs and Risk Factors for VHSV IVb in an Enzootic System: Budd Lake, Michigan. *Journal of Aquatic Animal Health*,

29(1), 31-42.

TRAXLER, G.S., KIESER, D. & RICHARD, J. (1999). Mass mortality of pilchard and herring associated with viral hemorrhagic septicemia virus in British Columbia, Canada. *Fish Health Newsletter*, **27(4)**.

USGS/NACSE database (http://gis.nacse.org/vhsv/)

WALLACE, I.S., DONALD, K., MUNRO, L.A., MURRAY, W. PERT, C.C., STAGG, H., HALL, M. & BAIN, N. (2015). A survey of wild marine fish identifies a potential origin of an outbreak of viral haemorrhagic septicaemia in wrasse, Labridae, used as cleaner fish on marine Atlantic salmon, *Salmo salar* L., farm. *Journal of Fish Diseases*, **38**, 515-521.

WEEKS, C., KIM, R., WOLGAMOD, M., WHELAN, G. & FAISAL, M. (2011). Experimental infection studies demonstrate the high susceptibility of the salmonid, lake herring, *Coregonus artedi* (Le Sueur), to the Great Lakes strain of viral haemorrhagic septicaemia virus (genotype IVb). *Journal of Fish Diseases*, **34**, 887-891.

WINTON, J.R., BATTS, W.N. & NISHIZAWA, T. (1989). Characterization of the first North American isolates of viral hemorrhagic septicemia virus. *Fish Health Newsletter*, **17(2)**, 2-3.

Anexo II

INFORME 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

Noviembre 2018 - Septiembre 2019

Lista de participantes

MIEMBROS DEL GRUPO *AD HOC*

Dr Mark Crane (Chair)
Senior Principal Research Scientist
AAHL Fish Diseases Laboratory CSIRO
Australian Animal Health Laboratory
5 Portarlington Road Geelong VIC 3220
Private Bag 24 Geelong VIC 3220
AUSTRALIA
Tél.: +61 3 5227 5118
mark.crane@csiro.au

Dra Lori Gustafson
Surveillance Design and Analysis
USDA/APHIS/VS/CEAH
2150 Centre Ave, Bldg B, Mail Stop 2E6
Fort Collins, CO 80526-8117
UNITED STATES OF AMERICA
Tél.: +1 970 494 7297
lori.l.gustafson@aphis.usda.gov

Dra Sophie St-Hilaire
Department of Infectious Diseases and Public Health
College of veterinary Medicine and Life Sciences, City University of Hong Kong
CHINA (PEOPLE'S REP. OF)
Tél.: +852 9887 9396
ssthilai@cityu.edu.hk

Dr Niels Jørgen Olesen
Technical University of Denmark,
National Institute of Aquatic Resources,
Kemitorvet Building 202, 2800 Kgs.
Lyngby, DENMARK
Tél.: +45 2924 4310
njol@aqua.dtu.dk

Dr Kei Yuasa
Fish and Fishery Products Safety Office,
Animal Products Safety Division,
Food Safety and Consumer Affairs
Bureau, Ministry of Agriculture, Forestry
and Fisheries
1-2-1 Kasumigaseki, Chiyoda-ku, Tokyo
100-8950, Japan
Tél+81-3-6744-2105 Fax+81-3-3502-8275
keiyuasa@hotmail.co.jp
kei_yuasa380@maff.go.jp

SEDE DE LA OIE

Dr Stian Johnsen
Chargé de mission
Service des Normes
s.johnsen@oie.int

Anexo III

INFORME 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

Noviembre 2018 - Septiembre 2019

_____

Mandato

Contexto

Un nuevo Capítulo 1.5. "Criterios para la inclusión de especies susceptibles de infección por un agente patógeno específico" se introdujo en la edición 2014 del *Código Acuático*. La finalidad de este capítulo es presentar los criterios para determinar las especies hospedadoras que figuran en la lista de especies susceptibles en el Artículo X.X.2. de cada capítulo específico de enfermedad en el *Código Acuático*. Estos criterios se aplicarán progresivamente a cada capítulo específico de enfermedad en el *Código Acuático*.

Las evaluaciones estarán a cargo de los grupos *ad hoc* y las conclusiones se entregarán a los Países Miembros para comentario antes de realizar cualquier cambio en la lista de especies susceptibles en el Artículo X.X.2. de los capítulos específicos de enfermedad en el *Código Acuático*.

Para las especies donde existe alguna evidencia de susceptibilidad, pero que resulta insuficiente para demostrar la susceptibilidad a través del enfoque descrito en el Artículo 1.5.3., la información se incluirá en el capítulo específico de enfermedad del *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 realizará las evaluaciones para las diez enfermedades de los peces que figuran en la Lista de la OIE.

Mandato

1. Analizar la evidencia necesaria para satisfacer los criterios que figuran en el Capítulo 1.5.
2. Revisar la literatura pertinente que documenta la susceptibilidad de las especies a las enfermedades de los peces enumeradas en la Lista de la OIE.
3. Proponer las especies susceptibles para las enfermedades enumeradas en la Lista de la OIE basándose en el Artículo 1.5.7.
4. Proponer las especies susceptibles para las enfermedades de los peces de la Lista de la OIE basándose en el Artículo 1.5.8.

Resultados esperados del grupo *ad hoc*

1. Desarrollar una lista de especies susceptibles para inclusión en el Artículo X.X.2. de los capítulos específicos de las enfermedades de los peces del *Código Acuático*.
2. Desarrollar una lista de las especies con evidencia incompleta de susceptibilidad para inclusión en la Sección 2.2.2. del *Manual Acuático*.
3. Redactar un proyecto de informe para análisis de la Comisión de los Animales Acuáticos en su reunión de septiembre de 2019.

_____