



Organisation  
Mondiale  
de la Santé  
Animale

World  
Organisation  
for Animal  
Health

Organización  
Mundial  
de Sanidad  
Animal

Original : anglais  
Septembre 2019

## RAPPORT DE RÉUNION DU GROUPE *AD HOC* SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE POISSONS AUX MALADIES LISTÉES PAR L'OIE<sup>1</sup>

Novembre 2018 - septembre 2019

Ce rapport présente les travaux du groupe *ad hoc* sur la sensibilité des espèces de poissons aux maladies listées par l'OIE (désigné ci-après comme le groupe *ad hoc*) pendant la période s'étendant de novembre 2018 à septembre 2019.

La liste des participants ainsi que les termes de référence figurent respectivement aux annexes II et III.

Pendant la période susmentionnée, le groupe *ad hoc* a travaillé par voie électronique et a appliqué l'approche en trois étapes décrite à l'article 1.5.3. du chapitre 1.5. « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un pathogène spécifique » du *Code aquatique* afin d'évaluer la sensibilité des espèces à l'infection par le virus de la septicémie hémorragique virale. Les critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles sont décrits ci-après :

- 1) critères permettant de déterminer si la voie de transmission correspond aux voies de transmission naturelle de l'infection (tels que décrits à l'article 1.5.4.) ;
- 2) critères permettant de déterminer si l'agent pathogène a été identifié de façon adéquate (tels que décrits à l'article 1.5.5.) ;
- 3) critères permettant de déterminer si les preuves de la présence de l'agent pathogène suffisent pour conclure à l'infection (tels que décrits à l'article 1.5.6.).

### **Étape 1 : critères permettant de déterminer si la voie de transmission correspond aux voies de transmission naturelles de l'infection (tels que décrits à l'article 1.5.4.)**

#### Modalités de la transmission

*N* : Infection naturelle.

*E* : Infection par la mise en œuvre de procédures expérimentales non invasives.

*EI* : Infection par la mise en œuvre de procédures expérimentales invasives.

Les références rapportant la mise en œuvre de procédures expérimentales invasives comme voie de transmission n'ont pas été utilisées comme preuve de l'infection (voir les critères de l'article 1.5.4).

### **Étape 2: critères permettant de déterminer si l'agent pathogène a été identifié de façon adéquate (tels que décrits à l'article 1.5.5)**

Dans les publications plus anciennes, l'identification précise de l'agent pathogène n'a pas toujours pu être établie en raison de la moindre disponibilité, à l'époque, des techniques de séquençage moléculaire. Dans ces circonstances, le groupe *ad hoc* a décidé de recourir à une approche privilégiant le poids de la preuve, en combinant les données recueillies à partir d'études jugées pertinentes pour l'évaluation de la sensibilité.

<sup>1</sup> Note : les points de vue et opinions exprimés dans le rapport du présent groupe *ad hoc* traduisent l'opinion des experts qui l'ont rédigé et ne reflètent pas nécessairement une prise de position de l'OIE. Ce rapport doit être lu parallèlement au rapport de la réunion de septembre 2020 de la Commission des normes sanitaires pour les animaux aquatiques, car il intègre les considérations et observations émanant de ladite Commission. Il est disponible en cliquant sur le lien suivant : <https://www.oie.int/fr/normes/commissions-specialisees-et-groupes-de-travail-ad-hoc/commission-des-animaux-aquatiques-et-rapports/overview/>

**Étape 3 : critères permettant de déterminer si les preuves de la présence de l'agent pathogène suffisent pour conclure à l'infection (tels que décrits à l'article 1.5.6)**

Des preuves de l'infection par l'agent pathogène chez les espèces hôtes suspectées d'être sensibles ont été établies, conformément aux critères A à D figurant à l'article 1.5.6. Les éléments de preuve permettant de satisfaire au seul critère A étaient suffisantes pour conclure à l'infection. En l'absence d'éléments permettant de satisfaire au critère A, au moins deux des critères B, C et D devaient être satisfaits pour conclure à l'infection.

- A. l'agent pathogène se multiplie dans l'hôte, ou des stades de développement de l'agent pathogène sont présents dans ou sur l'hôte ;
- B. une forme viable de l'agent pathogène a été isolée chez les espèces sensibles proposées, ou son infectiosité a été démontrée lors de la transmission à des individus naïfs ;
- C. il y a des modifications cliniques ou pathologiques associées à l'infection ;
- D. la localisation spécifique de l'agent pathogène est constatée dans les tissus cibles attendus.

**Tableau 1. Critères permettant de déterminer la sensibilité au virus de la septicémie hémorragique virale**

A: Réplication	B: Viabilité ou infectiosité	C: Modifications cliniques ou pathologiques	D: Localisation de l'agent pathogène dans les tissus
<p>Le titrage séquentiel du virus met en évidence l'augmentation des titres viraux dans les organes internes (&gt;10<sup>5</sup> TCID<sub>50</sub>/g)</p> <p><b>OU</b></p> <p>Microscopie en transmission (MET)</p> <p><b>OU</b></p> <p>Immunohistochimie</p> <p><b>OU</b></p> <p>Détection du produit de la réplication virale</p>	<p>Isolement du virus des organes internes sur culture cellulaire</p> <p><b>OU</b></p> <p>Réalisation d'un passage dans une espèce hôte sensible</p>	<p>La survenue des signes cliniques suivants doit orienter l'examen clinique vers la recherche de la septicémie hémorragique virale: une apparition rapide des mortalités, une léthargie, une mélanose, une exophtalmie, une anémie (pâleur des branchies), des hémorragies à la base des nageoires, au niveau des branchies, des yeux et de la peau, des hémorragies pétéchiales dans les muscles, un comportement natatoire anormal (le poisson nage en spirale ou se frotte) et une distension abdominale résultant de la formation d'un œdème dans la cavité péritonéale (source : le <i>Manuel aquatique</i>)*</p> <p><u>Observations à l'examen microscopique</u></p> <p>Le rein et le foie sont les principales cibles du virus ; l'examen histologique des échantillons tissulaires prélevés sur des poissons malades révèle une dégénérescence et une nécrose des tissus hématopoïétiques rénaux (et spléniques) ainsi qu'une dégénérescence et une nécrose focale hépatique. L'examen d'échantillons de muscle squelettique peut mettre en évidence la présence de nombreux foyers d'hématies sans que les fibres musculaires ne présentent de lésions.</p>	<p>Le virus est isolé des organes internes</p> <p><b>OU</b></p> <p>Résultat positif de la RT-PCR réalisée sur les organes internes</p>

\* Les diverses espèces sensibles peuvent ne présenter qu'une partie des signes cliniques répertoriés

**Identification de l'agent pathogène, le virus de la septicémie hémorragique virale :**

L'isolement de l'agent pathogène est réalisé sur des lignées cellulaires BF-2, EPC, FHM ou CHSE. Le résultat de la culture cellulaire est confirmé par des tests immunologiques ou moléculaires. Parmi les tests immunologiques figurent la neutralisation du virus, l'IFAT ou l'ELISA. Parmi les techniques moléculaires employées figurent la RT-PCR, les sondes ADN, le séquençage. Il est également possible de réaliser une RT-PCR directement sur les tissus infectés.

Démonstration de la satisfaction aux critères de l'étape 3

- O: La satisfaction au critère a été démontrée.
- N: La satisfaction au critère n'a pas été démontrée ou n'a pas été évaluée.
- ND : La satisfaction au critère n'a pas été déterminée.

## Catégories de résultats utilisées par le groupe *ad hoc* lors de l'évaluation de la sensibilité des espèces :

1.	<i>Le groupe ad hoc a proposé d'inclure, dans l'article 10.10.2. du chapitre 10.10. «Infection par le virus de la septicémie hémorragique virale» du Code aquatique ainsi que dans la section 2.2.1. du chapitre 2.3.10. «Viral haemorrhagic septicaemia» (VHSV) du Manuel aquatique, les espèces ayant été évaluées comme étant sensibles (conformément à l'article 1.5.7.)</i>
2.	<i>Le groupe ad hoc a proposé d'inclure, dans le nouveau paragraphe 2.2.2 «Species with incomplete evidence for susceptibility» du chapitre 2.3.10. «Viral haemorrhagic septicaemia» (VHSV) du Manuel aquatique, les espèces pour lesquelles les preuves permettant de démontrer la sensibilité ont été jugées insuffisantes (conformément à l'article 1.5.8. du Code aquatique).</i>
3.	<i>Le groupe ad hoc n'a pas proposé d'inclure, que ce soit dans le Code aquatique ou dans le Manuel aquatique, les espèces pour lesquelles la satisfaction des critères n'a pas été démontrée. Toutefois, les espèces pour lesquelles un résultat positif de PCR spécifique de l'agent pathogène a été rapporté ont été incluses dans un paragraphe distinct de la section 2.2.2. «Species with incomplete evidence for susceptibility» du chapitre 2.3.10. «Viral haemorrhagic septicaemia» (VHSV) du Manuel aquatique.</i>
4.	<i>L'absence de sensibilité de l'espèce à l'infection a été démontrée. Par conséquent, le groupe ad hoc n'a pas proposé de l'inclure, que ce soit dans le Code aquatique ou dans le Manuel aquatique.</i>

Le groupe *ad hoc* a recommandé d'inclure la liste des espèces d'invertébrés et de tortues dans le tableau 2 de la section 2.2.6. « Vecteurs » du chapitre 2.3.10. « *Viral haemorrhagic septicaemia* » (VSHV) du *Manuel aquatique*. Ces espèces ont été considérées comme des vecteurs impliqués dans la transmission de l'infection par le virus de la septicémie hémorragique virale plutôt que comme des espèces réellement sensibles. En effet, il s'est avéré difficile de mettre en évidence la réplication virale chez les espèces d'invertébrés et de tortues.

Pour une espèce hôte donnée, lorsque les preuves rapportées dans la littérature scientifique s'avéraient contradictoires ou que les résultats des évaluations divergeaient (par exemple, obtention de catégories de résultats comprises entre 1 et 3), le groupe *ad hoc* a alors justifié le résultat final figurant dans l'annexe correspondante par un texte explicatif.

Le groupe *ad hoc* a considéré que, dans le cas où le classement de l'espèce dans la catégorie n°1 ne reposait que sur une seule étude, ce résultat devait être corroboré par des éléments de preuve additionnels, notamment :

- 1) par des éléments corroboratifs internes à l'étude publiée. Les éléments de preuve multiples devaient alors être présentés au sein d'une seule et même publication. Leur obtention pouvait avoir été réalisée i) dans le cadre d'une campagne de recherches au cours de laquelle les poissons présentant un résultat positif étaient collectés à divers dates et dans différents lieux ou ii) lors d'une étude expérimentale au cours de laquelle étaient testés plusieurs isolats viraux et différentes voies d'exposition (par exemple, par baignade et par cohabitation). Dans ces deux exemples, en partant du principe que les travaux de recherche reposaient sur un fondement scientifique solide, l'espèce était classée dans la catégorie de résultats n°1 sur la base d'une seule publication dans une revue à comité de lecture.
- 2) par des éléments corroboratifs externes. Les preuves additionnelles devaient alors être obtenues à partir d'autres publications ou d'autres sources. Par exemple, il pouvait s'agir de données recueillies sur un site internet gouvernemental, d'une publication distincte permettant de classer l'espèce dans les catégories de résultats n°2 ou n°1, ou de preuves sur lesquelles se fondaient les avis d'experts (par exemple la source d'une lignée cellulaire permissive ou les registres d'un laboratoire de référence).

L'évaluation détaillée réalisée par le groupe *ad hoc* pour l'infection par le virus de la septicémie hémorragique virale est présentée en annexe I.



## ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES À L'INFECTION PAR LE VIRUS DE LA SEPTICÉMIE HÉMORRAGIQUE VIRALE

Le [tableau 2](#) présente les résultats de l'évaluation de la sensibilité des hôtes à l'infection par le virus de la septicémie hémorragique virale.

**Tableau 2.** Résultats de l'évaluation de la sensibilité de l'hôte à l'infection par le virus de la septicémie hémorragique virale

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2: Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
<b>Catégorie 1</b>											
Alose noyer	<i>Dorosoma</i>	<i>cepedianum</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Faisal, 2012; USGS/NACSE database
Morue (= Morue de l'Atlantique)	<i>Gadus</i>	<i>morhua</i>		N	Isolement du virus, culture cellulaire, ELISA	ND	O	O	O	1	Smail, 2000; Skall <i>et al.</i> , 2005
Hareng de l'Atlantique	<i>Clupea</i>	<i>harengus</i>	Ib, III	N	Culture cellulaire, ELISA, RT-PCR	ND	O	N	O	1	Dixon <i>et al.</i> , 1997; Mortensen <i>et al.</i> , 1999; King <i>et al.</i> , 2001a
Saumon de l'Atlantique	<i>Salmo</i>	<i>salar</i>	Ia, Ib, II, III, IVa	N, E	Culture cellulaire, ELISA, RT-PCR, IHC	O	O	O	O	1	King <i>et al.</i> , 2001b; Lovy <i>et al.</i> , 2013
Uranoscope	<i>Uranoscopus</i>	<i>scaber</i>	Ie	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Vieille	<i>Labrus</i>	<i>bergylta</i>	III	N	Isolement du virus, ELISA, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Hall <i>et al.</i> , 2012; Munro <i>et al.</i> , 2015

Annexe I (suite)

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2: Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
Cardeau hirame	<i>Paralichthys</i>	<i>olivaceus</i>	IVa	N	Isolement du virus, PCR, culture cellulaire	ND	O	ND	O	1	Isshiki <i>et al.</i> , 2001; Takano <i>et al.</i> , 2000 and 2001
Marigane noire	<i>Pomoxis</i>	<i>nigromaculatus</i>	IVb	N	Isolement du virus, PCR, séquençage	ND	O	ND	O	1	Faisal, 2012; USGS/NACSE database
Merlan bleu (= poutassou)	<i>Micromesistius</i>	<i>poutassou</i>	Ib, III	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	N	O	N	O	1	Mortensen <i>et al.</i> , 1999; Brudeseth <i>et al.</i> , 2002
Crapet arlequin	<i>Lepomis</i>	<i>macrochirus</i>	IV, IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, IHC	O	O	O	O	1	Al-Hussinee <i>et al.</i> , 2011; Department of Wisconsin Natural Resources, 2007
[Bluntnose minnow]	<i>Pimephales</i>	<i>notatus</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR	ND	O	N	O	1	Fratini, 2011; Department of Wisconsin Natural Resources, 2007
Poisson-chat brun (= ictalure; = barbotte)	<i>Ictalurus</i>	<i>nebulosus</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	N	O	1	Faisal <i>et al.</i> , 2012; USGS/NACSE database
Truite d'Europe (=truite de mer; = truite brune)	<i>Salmo</i>	<i>trutta</i>	Ia, Ib	N	Isolement du virus	ND	O	O	N	1	Ogut & Altunas, 2011; Jørgensen, 1980
Saumon royal	<i>Oncorhynchus</i>	<i>tshawytscha</i>	IVa, IVb	N	Culture cellulaire, séquençage	ND	O	ND	O	1	Faisal <i>et al.</i> , 2012; Garver <i>et al.</i> , 2013
Saumon coho	<i>Oncorhynchus</i>	<i>kisutch</i>	IVa	N	Culture cellulaire, neutralisation, immunotransfert	ND	O	N	O	1	Winton <i>et al.</i> , 1989; Meyers & Winton, 1995

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
Limande	<i>Limanda</i>	<i>limanda</i>	Ib	N	Culture cellulaire, ELISA	ND	O	N	O	1	Skall et al., 2005
Corégone lavaret	<i>Coregonus</i>	<i>lavaretus</i>	Ia	N/E	Isolement du virus, ELISA, culture cellulaire, neutralisation	ND	O	O	O	1	Meier et al., 1986; Skall et al., 2004
Crénilabre mélops	<i>Symphodus</i>	<i>melops</i>	III	N	Isolement du virus, ELISA, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Hall et al., 2012; Munro et al., 2015
Vieille coquette	<i>Labrus</i>	<i>mixtus</i>	III	N	Isolement du virus, ELISA, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Hall et al., 2012; Munro et al., 2015
Mené émeraude	<i>Notropis</i>	<i>atherinoides</i>	IVb	N	Culture cellulaire, PCR	ND	O	O	O	1	Boonthai et al., 2018
Eulakane	<i>Thaleichthys</i>	<i>pacificus</i>	IVa	N	Culture cellulaire, RT-PCR	ND	O	N	N	1	Hedrick et al., 2003
Anchois	<i>Engraulis</i>	<i>encrasicolus</i>	Ie	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Flet (= flet d'Europe)	<i>Platichthys</i>	<i>flesus</i>	Ib	N	Culture cellulaire, ELISA	ND	O	N	O	1	Skall et al., 2005

Annexe I (suite)

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
Plie d'Europe	<i>Pleuronectes</i>	<i>platessa</i>	III	N	Culture cellulaire, ELISA, séquençage	ND	O	N	O	1	Skall <i>et al.</i> , 2005; Wallace <i>et al.</i> , 2015
Sprat	<i>Sprattus</i>	<i>sprattus</i>	Ib	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	N	O	N	O	1	Mortensen <i>et al.</i> , 1999; Skall <i>et al.</i> , 2005
Vairon à grosse tête (= méné à grosse tête du Nord)	<i>Pimephales</i>	<i>promelas</i>	IVb	E	Isolement du virus, RT-PCR, IHC	O	O	O	O	1	Al-Hussinee <i>et al.</i> , 2010
Malachigan	<i>Aplodinotus</i>	<i>grunniens</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, IHC	O	O	O	O	1	Lumsden <i>et al.</i> , 2007; Al- Hussinee & Lumsden, 2011
Rouquié	<i>Ctenolabrus</i>	<i>rupestris</i>	III	N/E	Isolement du virus, ELISA, RT-PCR, séquençage	O	O	O	O	1	Munro <i>et al.</i> 2015; Matejusova <i>et al.</i> , 2016
Ombre commun	<i>Thymallus</i>	<i>thymallus</i>	I	N/E	Culture cellulaire, neutralisation, IFAT	ND	O	O	ND	1	Meier & Wahli, 1988
Cisco de lac	<i>Coregonus</i>	<i>artedi</i>	IVb	N/E	Culture cellulaire, PCR/ séquence	O	O	O	O	1	Weeks <i>et al.</i> , 2011; USGS/NACSE database
Ombre du Canada (= touladi; = truite du lac)	<i>Salvelinus</i>	<i>namaycush</i>	Ia, IVa, IVb	N/E	Isolement du virus, séquençage	ND	O	O	O	1	Dorson <i>et al.</i> , 1991; USGS/NACSE database
Corégone de lac	<i>Coregonus</i>	<i>clupeaformis</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Faisal, 2012; USGS/NACSE database
Blackbass à grande bouche (= perche truite)	<i>Micropterus</i>	<i>salmoides</i>	IVb	N/E	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	ND	O	1	Faisal, 2012; Throckmorton <i>et al.</i> , 2017
Lompe	<i>Cyclopterus</i>	<i>lumpus</i>	IVd	N/E	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	O	O	O	O	1	Guðmundsdóttir <i>et al.</i> , 2018

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
Truite marbrée	<i>Salmo</i>	<i>marmoratus</i>	Ia	E	Culture cellulaire et RT-PCR	ND	O	O	O	1	Pascoli <i>et al.</i> , 2015
Chinchard à queue jaune	<i>Trachurus</i>	<i>mediterraneus</i>	Ie	N	Culture cellulaire, ELISA, RT-PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Choquemort	<i>Fundulus</i>	<i>heteroclitus</i>	IVc	N	Identification du virus, RT-PCR, séquençage, séroneutralisation	ND	O	O	O	1	Gagne <i>et al.</i> , 2007
Maskinongé	<i>Esox</i>	<i>masquinongy</i>	IVb	N/E	Isolement du virus, RT-PCR, IHC, culture cellulaire	O	O	O	O	1	Al-Hussinee & Lumsden, 2011; Kim & Faisal, 2012
Brochet du Nord (= brochet)	<i>Esox</i>	<i>lucius</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Faisal, 2012
Tacaud norvégien	<i>Trisopterus</i>	<i>esmarkii</i>	III, Ib	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	N	O	N	O	1	Mortensen <i>et al.</i> , 1999; King <i>et al.</i> , 2001a
Maquereau espagnol du Pacifique	<i>Scomber</i>	<i>japonicus</i>	IVa	N	Culture cellulaire, PCR	ND	O	N	O	1	Hedrick <i>et al.</i> , 2003
Morue du Pacifique	<i>Gadus</i>	<i>macrocephalus</i>	IVa	N	Neutralisation, immunotransfert, sonde ADN	ND	O	N	O	1	Meyers <i>et al.</i> , 1992; Meyers & Winton, 1995
Hareng du Pacifique	<i>Clupea</i>	<i>pallasii pallasii</i>	Va	N	Culture cellulaire neutralisation	N	O	O	O	1	Meyers <i>et al.</i> , 1993; Meyers <i>et al.</i> , 1994
Lançon du Pacifique	<i>Ammodytes</i>	<i>hexapterus</i>	IVa	N/E	Culture cellulaire	O	O	O	O	1	Kocan <i>et al.</i> , 2001

Annexe I (suite)

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
Sardine européenne (= sardine commune)	<i>Sardina</i>	<i>pilchardus</i>	ND	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Alose de la mer Noire	<i>Alosa</i>	<i>immaculata</i>	le	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Perche-soleil	<i>Lepomis</i>	<i>gibbosus</i>	IVb	N	Culture cellulaire et RT-PCR	ND	O	N	O	1	Cornwell <i>et al.</i> , 2015
Truite arc-en-ciel	<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	la-e, III, IVb	E	Isolement du virus, RT-PCR, IHC	O	O	O	O	1	Dale <i>et al.</i> , 2009
Hybrides de truite- arc-en-ciel X saumon coho	<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	la	E	Culture cellulaire	O	O	O	O	1	Ord <i>et al.</i> , 1976
Rouget de vase (= rouget barbet de vase)	<i>Mullus</i>	<i>barbatus</i>	le	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Lamproie de rivière	<i>Lampetra</i>	<i>fluviatilis</i>	II	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	N	O	1	Gadd <i>et al.</i> , 2010
Crapet de roche	<i>Ambloplites</i>	<i>rupestris</i>	IVb	N	Culture cellulaire, RT-PCR	ND	O	N	O	1	Cornwell <i>et al.</i> , 2015
Centrolabre	<i>Centrolabrus</i>	<i>exoletus</i>	III	N	Isolement du virus, ELISA, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Hall <i>et al.</i> , 2012; Munro <i>et al.</i> , 2015
Gobie à tâches noires (= gobie rond)	<i>Neogobius</i>	<i>melanostomus</i>	IVb	N	Culture cellulaire, RT-PCR	ND	O	O	O	1	Grocock <i>et al.</i> , 2007
Gobie des sables	<i>Pomatoschistus</i>	<i>minutus</i>	Ib	N	Culture cellulaire, ELISA	ND	O	N	O	1	Skall <i>et al.</i> , 2005a
Sole du Sénégal	<i>Solea</i>	<i>senegalensis</i>	III	N	Culture cellulaire, ELISA et PCR	ND	O	O	O	1	Lopez-Vazquez <i>et al.</i> , 2011

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
[Shiner perch]	<i>Cymatogaster</i>	<i>aggregata</i>	IVa	N	Neutralisation, IFAT	ND	O	O	O	1	Meyers & Winton, 1995
Achigan à petite bouche (= black-bass à petite bouche)	<i>Micropterus</i>	<i>dolomieu</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, IHC	O	O	O	O	1	Al-Hussinee <i>et al.</i> , 2011
Pilchard sud-américain	<i>Sardinops</i>	<i>sagax</i>	IVa	N/E	Culture cellulaire, PCR	ND	O	O	O	1	Traxler <i>et al.</i> , 1999; Hedrick <i>et al.</i> , 2003
Queue à tâche noire	<i>Notropis</i>	<i>hudsonius</i>	IVb	N/IP	Isolement du virus, PCR, séquençage	ND	O	N	O	1	Faisal, 2012
Bar d'Amérique	<i>Morone</i>	<i>saxatilis</i>	IVb, IVc	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage, séroneutralisation	ND	O	N	O	1	Gagne <i>et al.</i> , 2007
Raie bouclée	<i>Raja</i>	<i>clavata</i>	Ie	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Motelle commune	<i>Gaidropsarus</i>	<i>vulgaris</i>	Ie	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Épinoche à trois épines (= arselet)	<i>Gasterosteus</i>	<i>aculeatus</i>	IVc	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage, séroneutralisation	ND	O	O	O	1	Gagne <i>et al.</i> , 2007
Turbot	<i>Psetta</i>	<i>maxima</i>	Ib, III	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	O	O	O	O	1	King <i>et al.</i> , 2001b; Snow & Smail, 1999

Annexe I (suite)

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C	D		
Sandre américain	<i>Sander</i>	<i>vitreum</i>	IVb	N	Isolement du virus, PCR, séquençage	ND	O	O	O	1	Faisal, 2012
Bar blanc	<i>Morone</i>	<i>chrysops</i>	IVb	N	Isolement du virus, séquençage	ND	O	ND	O	1	Bain <i>et al.</i> , 2010; USGS/NACSE database
Bar blanc d'Amérique	<i>Morone</i>	<i>americana</i>	IVb	N	qRT-PCR, culture cellulaire	N	O	N	O	1	Bain <i>et al.</i> , 2010; USGS/NACSE database
Merlan	<i>Merlangius</i>	<i>merlangus</i>	le	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	NR	O	N	O	1	Ogut & Altuntas, 2014
Perche canadienne (= perche jaune)	<i>Perca</i>	<i>flavescens</i>	IVb	N	Isolement du virus, qRT-PCR	ND	O	O	O	1	Olson <i>et al.</i> , 2013
Poisson zèbre	<i>Danio</i>	<i>rerio</i>	IVa	E	Isolement du virus, RT-PCR	ND	O	O	O	1	Novoa <i>et al.</i> , 2006
<b>Catégorie 2</b>											
Lieu d'Alaska	<i>Theragra</i>	<i>chalcogramma</i>	IVa	N	Culture cellulaire, PCR	ND	O	O	O	2	Meyers <i>et al.</i> , 1999
Gaspereau	<i>Alosa</i>	<i>pseudoharengus</i>	IVb	N	RT-PCR	ND	N	N	O	2	Cornwell <i>et al.</i> , 2015
Ombre chevalier	<i>Salvelinus</i>	<i>alpinus</i>	la	N	Isolement du virus, IFAT	N	O	N	O	2	Knuesel <i>et al.</i> , 2003
	<i>Hoplobrotula</i>	<i>armata</i>	IV	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
Flétan (= flétan de l'Atlantique)	<i>Hippoglossus</i>	<i>hippoglossus</i>	III	E	Culture cellulaire, ELISA	ND	O	O	O	2	Bowden <i>et al.</i> , 2003
Fondule barré	<i>Fundulus</i>	<i>diaphanus</i>	IVb	N	qRT-PCR, culture cellulaire	N	N	N	O	2	Bain <i>et al.</i> , 2010
Rascasse brune	<i>Scorpaena</i>	<i>porcus</i>	le	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	2	Ogut & Altuntas, 2014
[Black scorpion fish]	<i>Glyptocephalus</i>	<i>stelleri</i>	IVa	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C			
Saumon de fontaine (= omble de fontaine)	<i>Salvelinus</i>	<i>fontinalis</i>	Ie	E	Isolement du virus, ELISA	ND	O	N	N	2	Ogut & Altunas, 2011
Lotte de rivière	<i>Lota</i>	<i>lota</i>	IVb	N	Culture cellulaire, séquençage	ND	O	ND	O	2	Department of Wisconsin Natural Resources, 2007
Barbue d'Amérique (= poisson chat)	<i>Ictalurus</i>	<i>punctatus</i>	IVb	N	Culture cellulaire, séquençage	ND	O	N	O	2	USGS/NACSE database
Roussette nuageuse	<i>Scyliorhinus</i>	<i>torazame</i>	IV	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
[Cubed snailfish]	<i>Liparis</i>	<i>tessellatus</i>	IV	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
Anguille d'Europe (= anguille européenne)	<i>Anguilla</i>	<i>anguilla</i>	III	N	Isolement du virus, neutralisation	ND	O	ND	N D	2	Jorgensen <i>et al.</i> , 1994
Bar (= Loup ; = Bar commun)	<i>Dicentrarchus</i>	<i>labrax</i>	Ie	E	Culture cellulaire, ELISA	ND	N	N	O	2	Ogut & Altuntas 2014
Ouitouche	<i>Semotilus</i>	<i>corporalis</i>	IVb	N	RT-PCR	ND	N	N	O	2	Cornwell <i>et al.</i> , 2015
Mulet à grosse tête (= mulet cabot)	<i>Mugil</i>	<i>cephalus</i>	IVa	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
Motelle à quatre barbillons	<i>Enchelyopus</i>	<i>cimbrius</i>	Ib	N	Culture cellulaire, ELISA	ND	O	N	O	2	Mortensen <i>et al.</i> , 1999
Orphie	<i>Belone</i>	<i>belone</i>	Ie	N	Culture cellulaire, ELISA, PCR	ND	O	N	O	2	Ogut & Altuntas, 2014
Mené jaune	<i>Notemigonus</i>	<i>crysoleucas</i>	IVb	N	RT-PCR	ND	N	N	O	2	Cornwell <i>et al.</i> , 2015
Grondin gris	<i>Eutrigla</i>	<i>gurnardus</i>	III	N	Culture cellulaire, ELISA, séquençage	ND	O	N	O	2	Wallace <i>et al.</i> , 2015
Sérieole couronnée	<i>Seriola</i>	<i>dumerili</i>	IVa	N	PCR, culture cellulaire, IFAT	ND	O	O	O	2	OIE, 2013

Annexe I (suite)

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C			
Flétan noir	<i>Reinhardtius</i>	<i>hippoglossoides</i>	III	N	Culture cellulaire, IFAT, RT-PCR	ND	O	N	O	2	Dopazo <i>et al.</i> , 2002
Églefin (= ânon)	<i>Melanogrammus</i>	<i>aeglefinus</i>	III	N	Culture cellulaire, IFAT, ELISA	ND	O	N	N	2	Smail, 2000
[Izu scorpionfish]	<i>Scorpaena</i>	<i>izensis</i>	IV	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
[Japanese fluvial sculpin]	<i>Cottus</i>	<i>pollux</i>	IVb	E	RT-PCR, culture cellulaire	ND	O	O	O	2	Ito & Olesen, 2013
Médaka	<i>Oryzias</i>	<i>latipes</i>	IVb	E	RT-PCR and cell culture RT-PCR, culture cellulaire	ND	O	O	O	2	Ito & Olesen, 2013
Poisson-sabre commun	<i>Trichiurus</i>	<i>lepturus</i>	IVa	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
Lesser Argentine	<i>Argentina</i>	<i>sphyraena</i>	Ib	N	Cell culture, ELISA and PCR	N	Y	N	Y	2	Mortensen <i>et al.</i> , 1999
Marine medaka	<i>Oryzias</i>	<i>dancena</i>	IVa	E	Ref. strain FYoesu05	ND	Y	Y	ND	2	Wi-Sik Kim <i>et al.</i> , 2013 (Marine medaka)
North Pacific hake	<i>Merluccius</i>	<i>productus</i>	IVa	N	Cell culture and neutralisation	N	Y	Y	Y	2	Meyers <i>et al.</i> , 1999
Poor cod	<i>Trisopterus</i>	<i>minutus</i>	III	N	Virus isolation, cell culture and ELISA	ND	Y	ND	Y	2	King <i>et al.</i> , 2001a
Rainbow trout X arctic charr hybrids	<i>Oncorhynchus X Salvelinus</i>	<i>mykiss X alpinus</i>	Ia	E	Ref strains (07-71, 34-86, 23-75)	ND	Y	Y	Y	2	Dorson <i>et al.</i> , 1991
Rainbow trout X lake trout hybrids	<i>Oncorhynchus X Salvelinus</i>	<i>mykiss X namaycush</i>	Ia	E	Ref strains (07-71, 34-86, 23-75)	ND	ND	Y	ND	2	Dorson <i>et al.</i> , 1991
Rainbow trout X brown trout hybrids	<i>Oncorhynchus X Salmo</i>	<i>mykiss X trutta</i>	Ia	E	Ref strains (07-71, 34-86, 23-75)	ND	N	Y	N	2	Dorson <i>et al.</i> , 1991

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C			
Lançon du Pacifique	<i>Ammodytes</i>	<i>personatus</i>	Ib	N	Culture cellulaire, ELISA	ND	O	N	O	2	Skall <i>et al.</i> , 2005
Chevalier rouge (= suceur rouge)	<i>Moxostoma</i>	<i>macrolepidotum</i>	IVb	E	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	O	2	Bowser, 2009
Aileron argenté	<i>Pampus</i>	<i>argenteus</i>	IV	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
Chevalier blanc (= suceur blanc)	<i>Moxostoma</i>	<i>anisurum</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	O	N	2	Faisal, 2012
Merlan argenté	<i>Gadiculus</i>	<i>argenteus</i>	Ib	N	RT-PCR, séquençage	ND	N	N	O	2	Sandlund, <i>et al.</i> , 2014
Mulet à grosse tête (= mulet cabot)	<i>Mugil</i>	<i>cephalus</i>	IVa	N	Isolement du virus, PCR	ND	O	ND	O	2	Kim & Park, 2004
Éperlan du Pacifique	<i>Hypomesus</i>	<i>pretiosus</i>	ND	N/E	Culture cellulaire, RT-PCR	ND	O	O	O	2	Hedrick <i>et al.</i> , 2003
Hybrides de Esox masquinongy X lucius ou de Esox lucius X masquinongy	<i>Esox</i>	<i>lucius X E. masquinongy</i>	IVb	N	Culture cellulaire, PCR	ND	O	N	O	2	Getchell <i>et al.</i> , 2013
Omisco	<i>Percopsis</i>	<i>omiscomaycus</i>	IVb	N	Isolement du virus, séquençage	ND	O	ND	O	2	USGS/NACSE database
Crapet calicot	<i>Pomoxis</i>	<i>annuluris</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, IHC	O	O	O	O	2	Al-Hussinee <i>et al.</i> , 2011
Cyprin-sucet (= Meunier noir)	<i>Catostomus</i>	<i>commersonii</i>	IVb	N	RT-PCR, séquençage	ND	N	N	O	2	Cornwell <i>et al.</i> , 2011
[Yellow croaker]	<i>Larimichthys</i>	<i>polyactis</i>	IV	N	PCR	ND	N	N	O	2	Lee <i>et al.</i> , 2007
[Yoshinobori (= Japanese goby)]	<i>Rhinogobius</i>	<i>sp</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR	ND	O	O	O	2	Ito & Olesen, 2013

Annexe I (suite)

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2: Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie de résultat	Références
						A	B	C			
<b>Catégorie 3</b>											
Morue charbonnière	<i>Anoplopoma</i>	<i>fimbria</i>	ND	N	PCR	ND	ND	ND	O	3	Hedrick <i>et al.</i> , 2003
<b>Catégorie 4</b>											
L'absence de sensibilité des espèces suivantes à l'infection par le virus de la septicémie hémorragique virale n'a pas été démontrée.											
<b>Vecteurs</b>											
Amphipode	<i>Hyalella</i>	<i>spp</i>	IVb	N	rRT-PCR	ND	N	N	N	3	Throckmorton <i>et al.</i> , 2017
Amphipode	<i>Diporeia</i>	<i>spp</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	N	N	3	Faisal & Winters, 2011
Tortue serpentine	<i>Chelydra</i>	<i>serpentine</i>	IVb	IP/E	RT-PCR	ND	N	N	O	2	Goodwin & Merry, 2011
Sangsue lugubre	<i>Myzobdella</i>	<i>lugubris</i>	IVb	N	Isolement du virus, RT-PCR, séquençage	ND	O	N	N	3	Faisal & Schultz, 2009
Tortue géographique	<i>Graptemys</i>	<i>geographica</i>	IVb	IP/E	Culture cellulaire, RT-PCR	ND	O	N	O	2	Goodwin & Merry, 2011
[Water flea]	<i>Moina</i>	<i>macrocopa</i>	la	N	Culture cellulaire, RT-PCR	N	O	N	N	3	Ito & Olesen, 2017
<i>Espèces dont la sensibilité a été évaluée mais pour lesquelles l'insuffisance ou l'absence de preuves scientifiques n'a pas permis de les classer dans une catégorie de résultats</i>											
[Black rockfish]	<i>Sebastes</i>	<i>inermis</i>									
Pagre tête noire	<i>Acanthopagrus</i>	<i>schlegeli</i>									
Saumon (= saumon chien)	<i>Oncorhynchus</i>	<i>keta</i>									
Carlottin anglais	<i>Parophrys</i>	<i>vetulus</i>									

Nom vernaculaire	Genre	Espèce	Génotype	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection			Catégorie de résultat	Références
						A	B	C		
Truite dorée	<i>Oncorhynchus</i>	<i>aguabonita</i>								
Poisson rouge (= cyprin doré ; = carpe dorée)	<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>								
Mérou rouge tacheté	<i>Epinephelus</i>	<i>akaara</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
Sériole du Japon	<i>Seriola</i>	<i>quinqueradiata</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
[Korean rockfish]	<i>Sebastes</i>	<i>schlegeli</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
[Marbled flounder]	<i>Pleuronectes</i>	<i>yokohamae</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
Lamproie du Pacifique	<i>Entosphenus</i>	<i>tridentatus</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
Dorade japonaise	<i>Pagrus</i>	<i>major</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
Lamproie	<i>Petromyzon</i>	<i>marinus</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
Saumon rouge	<i>Oncorhynchus</i>	<i>nerka</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
Hybrides de <i>Salvelinus namaycush</i> X <i>Salvelinus fontinalis</i> )	<i>Salvelinus</i>	<i>namaycush</i> X <i>fontinalis</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
[Tube-snout]	<i>Aulorhynchus</i>	<i>flavidus</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				
[Yellowback seabream]	<i>Dentex</i>	<i>tumifrons</i>				Pas de classement dans une des catégories de résultats				

Les noms vernaculaires des espèces de poissons figurant dans le tableau sont ceux de la base de données FAOTERM (<http://www.fao.org/faoterm/collection/faoterm/en/>). Les noms scientifiques de poissons figurant dans le tableau sont ceux de la base de données FISHBASE (<https://www.fishbase.se/search.php>). Lorsque le nom vernaculaire d'une espèce n'est pas répertorié dans FAOTERM, c'est celui de la base de données FISHBASE qui est utilisé.

**References**

- 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.
- 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., BATTIS, 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.
- BONTHAI, 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 septicemia 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 septicemia virus (VHSV) in wild marine fish species in the coastal areas of Norway. *Diseases of Aquatic Organisms*, **52**, 21-28.
- 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., BATTIS, 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., LYGSTAD, T.M., KAHNS, S., SKALL, H. F., OLESEN, N. J. & DANNEVIG, B. H. (2009). Outbreak of viral haemorrhagic septicemia (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). [http://dnr.wi.gov/topic/fishing/documents/vhs/vhs\\_fedordermodlist.pdf](http://dnr.wi.gov/topic/fishing/documents/vhs/vhs_fedordermodlist.pdf)
- DIXON, P. F., FEIST, S., KEHOE, E., PARRY, L., STONE, D. M. & WAY, K. (1997). Isolation of viral haemorrhagic septicemia 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. (2012a). 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, ., 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., BATTIS, 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.

Annexe I (suite)

- 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. (2012). Epidemiology and Control of an Outbreak of Viral Haemorrhagic Septicaemia in Wrasse Around Shetland Commencing 2012. *Scottish Marine and Freshwater Science*, **4(3)**.
- 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.
- KING, J. A., SNOW, M., SKALL, H. F. & RAYNARD, R. S. (2001b). 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. (2001a). 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 haemorrhagic 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 pallasii*. *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 pallasii* 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.

Annexe I (suite)

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 World Animal Health Information System (WAHIS), 2013.  
[http://www.oie.int/wahis\\_2/temp/reports/en\\_imm\\_0000013315\\_20130426\\_163431.pdf](http://www.oie.int/wahis_2/temp/reports/en_imm_0000013315_20130426_163431.pdf)

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 (*Oncorhynchus mykiss*) and brook trout (*Salvelinus fontinalis*). *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **31(4)**, 139.

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

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. (2000). 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*, ?, ?-?.
- 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 artedii* (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.
-



**RAPPORT DE RÉUNION DU GROUPE AD HOC SUR LA SENSIBILITÉ  
DES ESPÈCES DE POISSONS AUX MALADIES LISTÉES PAR L'OIE**

**Novembre 2018 - septembre 2019**

---

**Liste des participants**

**MEMBRES DU GROUPE 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  
AUSTRALIE  
Tél. : +61 3 5227 5118  
Mèl. : mark.crane@csiro.au

**Dr Lori Gustafson**  
Surveillance Design and Analysis  
USDA/APHIS/VS/CEAH  
2150 Centre Ave, Bldg B, Mail Stop 2E6  
Fort Collins, CO 80526-8117  
ÉTATS-UNIS D'AMÉRIQUE  
Tél. : +1 970 494 7297  
Mèl. : lori.l.gustafson@aphis.usda.gov

**Dr Sophie St-Hilaire**  
Department of Infectious Diseases and  
Public Health  
College of veterinary Medicine and Life  
Sciences, City University of Hong Kong  
CHINE (RÉPUBLIQUE POPULAIRE DE)  
Tél. : +852 9887 9396  
Mèl. : ssthilai@cityu.edu.hk

**Dr Niels Jørgen Olesen**  
Technical University of Denmark,  
National Institute of Aquatic Resources,  
Kemitorvet Building 202, 2800 Kgs.  
Lyngby,  
DANEMARK  
Tél. : +45 2924 4310  
Mèl. : njol@aqu.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  
JAPON  
Tél. : +81-3-6744-2105  
Fax : +81-3-3502-8275  
Mèl. : keiyuasa@hotmail.co.jp  
Mèl. : kei\_yuasa380@maff.go.jp

**SIÈGE DE L'OIE**

---

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



## RAPPORT DE RÉUNION DU GROUPE AD HOC SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE POISSONS AUX MALADIES LISTÉES PAR L'OIE

Novembre 2018 - septembre 2019

---

### Termes de référence

#### Contexte

Un nouveau chapitre 1.5. « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique » a été ajouté dans l'édition de 2014 du *Code aquatique*. Ce chapitre a pour objet de fournir des critères permettant de déterminer les espèces hôtes devant être incluses dans la liste des espèces sensibles de l'article X.X.2. de chacun des chapitres spécifiques aux maladies listées du *Code aquatique*. Les critères seront progressivement appliqués à chacun des chapitres spécifiques aux maladies listées du *Code aquatique*.

Avant d'introduire la moindre modification dans la liste des espèces sensibles figurant dans les articles X.X.2. des chapitres spécifiques aux maladies du *Code aquatique*, les groupes *ad hoc* communiqueront les évaluations réalisées aux États Membres pour avis.

Les espèces, dont la sensibilité est démontrée par un certain nombre d'éléments, sans toutefois que ces éléments soient suffisamment probants au sens de l'approche décrite dans l'article 1.5.3. du *Code aquatique*, seront incluses dans le chapitre spécifique à la maladie concernée du *Manuel aquatique*, accompagnée des justifications nécessaires.

#### Objectif

Le groupe *ad hoc* de l'OIE sur la sensibilité des espèces des poissons aux maladies de la liste de l'OIE sera chargé de réaliser les évaluations pour les dix maladies des poissons listées par l'OIE.

#### Termes de référence

1. Prendre en compte les éléments probants requis pour satisfaire aux critères décrits dans le chapitre 1.5.
2. Étudier la littérature scientifique consacrée à la sensibilité des espèces aux maladies des poissons listées par l'OIE.
3. Proposer les espèces sensibles aux maladies des poissons listées par l'OIE, en vertu de l'article 1.5.7.
4. Proposer les espèces sensibles aux maladies des poissons listées par l'OIE, en vertu de l'article 1.5.8.

#### Résultats attendus du Groupe *ad hoc*

1. Établir la liste des espèces sensibles destinée à figurer dans l'article X.X.2. de chacun des chapitres spécifiques aux maladies du *Code aquatique*.
2. Établir la liste des espèces pour lesquelles la sensibilité n'a pu être explicitement démontrée, destinée à figurer dans le paragraphe 2.2.2. de chacun des chapitres spécifiques aux maladies du *Manuel aquatique*.
3. Rédiger un rapport et le soumettre à la Commission des animaux aquatiques afin que celle-ci l'examine lors de sa réunion de septembre 2019.



---

© **Organisation mondiale de la santé animale (OIE), 2019**

---

Le présent document a été préparé par des spécialistes réunis par l'Organisation mondiale de la santé animale (OIE). En attendant son adoption par l'Assemblée mondiale des Délégués, les points de vue qui y sont exprimés traduisent exclusivement l'opinion de ces spécialistes.

Toutes les publications de l'OIE sont protégées par la législation internationale sur les droits d'auteur. Des extraits peuvent être copiés, reproduits, traduits, adaptés ou publiés dans des périodiques, documents, ouvrages, supports électroniques ou tout autre média destiné au public, dans un but informatif, éducatif ou commercial, sous réserve de l'autorisation écrite préalable de l'OIE.

Les désignations et dénominations employées ainsi que la présentation des données de cette publication ne reflètent aucune prise de position de l'OIE quant au statut de quelque pays, territoire, ville ou zone que ce soit, à leurs autorités, aux délimitations de leur territoire ou au tracé de leurs frontières.

Les points de vue exprimés dans les articles signés relèvent de la seule responsabilité de leurs auteurs. La mention de sociétés commerciales ou de produits fabriqués, brevetés ou non, n'implique pas que ces sociétés ou produits soient approuvés ou recommandés par l'OIE de préférence à d'autres, de nature similaire et non cités.