



Organisation
Mondiale
de la Santé
Animale

World
Organisation
for Animal
Health

Organización
Mundial
de Sanidad
Animal

Original : anglais
Novembre 2017

RAPPORT DE RÉUNION DU GROUPE *AD HOC* SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE POISSONS [À L'INFECTION PAR DES] AUX MALADIES LISTÉES PAR L'OIE¹

Paris, 28 – 30 novembre 2017

Le Groupe *ad hoc* sur la sensibilité des espèces de poissons [à l'infection par des] aux maladies listées par l'OIE (ci-après désigné par le « Groupe *ad hoc* ») s'est réuni, pour la troisième fois, au siège de l'OIE, du 28 au 30 novembre 2017.

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

Le docteur Stian Johnsen, du Service des Normes, a accueilli les membres du Groupe *ad hoc* participant à cette réunion et les a remerciés de s'être engagés à travailler sur cet important sujet.

Le Président du Groupe *ad hoc*, le docteur Marc Crane, a rappelé que l'objectif de cette réunion était de finaliser l'évaluation pour l'herpèsvirose de la carpe, inachevée lors de la précédente réunion et d'initier les travaux d'évaluation pour l'infection par l'alphavirus des salmonidés, l'infection par le virus de la virémie printanière de la carpe, l'infection par le virus de l'iridovirose de la daurade japonaise et l'infection par le virus de la nécrose hématopoiétique infectieuse. Lors de la réunion, le Groupe *ad hoc* a été en mesure d'appliquer les critères aux cinq maladies et de finaliser les évaluations pour l'herpèsvirose de la carpe, l'infection par l'alphavirus des salmonidés et la virémie printanière de la carpe.

Le Groupe *ad hoc* a appliqué l'approche en trois étapes décrite à l'article 1.5.3. du chapitre 1.5. du *Code sanitaire pour les animaux aquatiques* (ci-après désigné par le « *Code aquatique* ») afin d'évaluer la sensibilité des espèces à une infection par un agent pathogène spécifique. Les critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique figurant dans le *Code aquatique* sont les suivants :

- 1) critères permettant de déterminer si la voie de transmission correspond aux voies de transmission naturelle de l'infection (tels qu'ils sont décrits à l'article 1.5.4.) ;
- 2) critères permettant de déterminer si l'agent pathogène a été identifié de façon adéquate (tels qu'ils sont 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 qu'ils sont 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 qu'ils sont 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.

La plupart des références rapportant la réalisation d'études de transmission par la mise en œuvre de procédures expérimentales invasives n'a pas satisfait aux critères de l'étape 1 figurant à l'article 1.5.4. Pour les autres références, l'application des critères A à D décrits en étape 3 a montré que les espèces concernées n'étaient pas sensibles à l'infection.

¹ 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 février 2018 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 : <http://www.oie.int/fr/normes-internationales/commissions-specialisees-et-groupes/commission-animaux-aquatiques-et-rapports/rapports/>

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

Dans les publications plus anciennes, l'identification précise de l'agent pathogène n'est pas toujours été 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.

Étape 3 : critères permettant de déterminer si les preuves de la présence de l'agent pathogène suffisent pour conclure à l'infection (tels qu'ils sont 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 les 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.

Le Groupe *ad hoc* a proposé d'inclure dans l'article 10.X.2. des chapitres spécifiques aux maladies listées concernés du *Code aquatique* les espèces hôtes ayant été évaluées comme étant sensibles (conformément à l'article 1.5.7.).

Le Groupe *ad hoc* a proposé d'inclure dans le nouveau paragraphe 2.2.2 *Species with incomplete evidence for susceptibility* du *Manuel des tests de diagnostic pour les animaux aquatiques* (ci-après désigné par le « *Manuel aquatique* ») les espèces hôtes pour lesquelles les preuves permettant de démontrer la sensibilité ont été jugées insuffisantes (conformément à l'article 1.5.8. du *Code aquatique*).

Les évaluations détaillées réalisées par le Groupe *ad hoc* pour chaque agent pathogène sont présentées dans les annexes III à V.

Maladie	Numéro d'annexe
Herpès-virose de la carpe koï	III
Infection par l'alphavirus des salmonidés	IV
Virémie printanière de la carpe	V

Le Groupe *ad hoc* a souhaité formuler les remarques suivantes :

1. Il recommande l'inclusion, dans chacun des chapitres spécifiques aux maladies listées du *Manuel aquatique*, d'une liste d'espèces pour lesquelles les éléments permettant de démontrer l'absence de sensibilité à l'agent pathogène concerné sont particulièrement probants ;
2. Il a convenu d'initier, par voie électronique, les travaux d'évaluation pour l'infection par le virus de la septicémie hémorragique virale, l'infection par le virus de la nécrose hématopoïétique infectieuse et l'infection par le virus de l'iridovirose de la daurade japonaise ;
3. Il demande qu'une autre réunion physique soit organisée en 2018 afin, d'une part, qu'il puisse finaliser les évaluations pour l'iridovirose de la daurade japonaise et la nécrose hématopoïétique infectieuse et, d'autre part, qu'il puisse appliquer les critères aux maladies des poissons listées par l'OIE pour lesquelles les évaluations n'ont pas encore été réalisées.

.../Annexes

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

Paris, 28 - 30 novembre 2017

Liste des participants

MEMBRES DU GROUPE AD HOC

Dr Mark Crane (Chair)

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

Dr Niels Jørgen Olesen

National Veterinary Institute, Technical
University of Denmark
Bülowsvej 27,
1870 Frederiksberg C
DANEMARK
Tél. : +45 292 44310
njol@vet.dtu.dk

Dr Lori Gustafson

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

Dr Kei Yuasa

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

Dr Sophie St-Hilaire

Department of Infectious Diseases and
Public Health
College of veterinary Medicine and Life
Sciences, City University of Hong Kong
RÉPUBLIQUE POPULAIRE DE CHINE
Tél. : +852 9887 9396
ssthilai@cityu.edu.hk

SIÈGE DE L'OIE

Dr Stian Johnsen

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

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

Paris, 28 - 30 novembre 2017

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 [à l'infection par des] 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 février 2018.
-

ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES À L'INFECTION PAR LE VIRUS DE L'HERPÈSVIROSE DE LA CARPE KOÏ

Les critères permettant de déterminer la sensibilité au virus de l'herpès-virose de la carpe koï sont précisés dans le tableau 1 (conformément aux dispositions de l'article 1.5.6. du *Code aquatique*). Ces critères sont : la capacité de réplication de l'agent pathogène dans l'hôte (A), la viabilité ou l'infectiosité de l'agent pathogène (B), les modifications cliniques ou pathologiques induites par l'agent pathogène (C) et la localisation de l'agent pathogène dans les tissus cibles attendus (D). Les hôtes pour lesquels il existe des preuves permettant de satisfaire soit au critère A, soit à au moins deux des critères B, C et D (conformément au point 3 de l'article 1.5.7. du *Code aquatique*) ont été considérés comme étant infectés par le virus de l'herpès-virose de la carpe koï.

Tableau 1. Critères permettant de déterminer la sensibilité au virus de l'herpès-virose de la carpe koï

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 ;</p> <p>OU</p> <p>Mise en évidence de l'augmentation du nombre de copies des gènes cibles de l'agent pathogène dans le temps par RT-qPCR et confirmation par PCR/séquençage ;</p> <p>OU</p> <p>Présence de virions dans les cellules hôtes observée par microscopie en transmission (MET) ; OU</p> <p>Détection des produits de la réplication virale (par exemple, mise en évidence de la présence des antigènes viraux sur des calques tissulaires ou des coupes de tissus fixés par une méthode immunologique spécifique).</p>	<p>Isolement du virus sur culture cellulaire;</p> <p>OU</p> <p>L'agent pathogène doit causer l'infection chez une espèce hôte sensible, confirmée par PCR/séquençage. La présence de l'infection doit être démontrée par au moins deux des trois méthodes suivantes : i) la détection de signes cliniques, avec ou sans mortalités associées ; ii) l'histopathologie ; iii) l'isolement à nouveau du virus sur culture cellulaire.</p>	<p>Présence de taches blanches sur les branchies, d'une énophtalmie, d'une nécrose de l'épithélium branchial et de corps d'inclusions intranucléaires.</p> <p>Érosion des lamelles branchiales primaires, fusion des lamelles secondaires et œdème de l'extrémité des lamelles primaires et secondaires.</p> <p>L'inflammation et la nécrose des tissus branchiaux sont caractéristiques de l'infection. Les branchies présentent également un épithélium hyperplasique et hypertrophique, associé à une fusion des lamelles secondaires et une adhésion des lamelles primaires. L'étendue de la nécrose branchiale varie de petites zones de cellules épithéliales nécrosées à une perte totale des lamelles.</p> <p>Il est commun d'observer dans les cellules épithéliales branchiales et les leucocytes une augmentation importante de la taille du noyau, une marginalisation de la chromatine (qui se traduit par une image de bague à chaton), et des inclusions intranucléaires éosinophiles diffuses et de couleur pâle. Une inflammation, une nécrose et des inclusions nucléaires ont été observées dans le rein, la rate, le pancréas, le foie, le cerveau, l'estomac et l'épithélium buccal.</p>	<p>Lors d'une infection déclarée, le virus de l'herpès-virose de la carpe koï devient particulièrement abondant dans les organes suivants : branchies, intestins, rein et rate.*</p> <p>En cas de forme chronique de la maladie, le virus cible le cerveau.</p>

* La surface des branchies des intestins étant contaminée, elle doit être exclue lors des prélèvements de tissus branchiaux et intestinaux.

ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES

Le tableau 2 présente les résultats de l'évaluation de la sensibilité des hôtes à l'infection par le virus de l'herpèsvirose de la carpe koï.

Tableau 2. Résultats de l'évaluation de la sensibilité de l'hôte à l'infection par le virus de l'herpèsvirose de la carpe koï

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	Carpe commune	N	Culture suivie d'un séquençage	O	O	O	O	1	Aoki <i>et al.</i> , 2007 Hedrick <i>et al.</i> , 2000
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio koi</i>	Carpe koï	N	Culture suivie d'un séquençage	O	O	O	O	1	St-Hilaire <i>et al.</i> , 2005 McColl <i>et al.</i> , 2016 Sano <i>et al.</i> , 2004 Rahmati-Holasoo <i>et al.</i> , 2016
(par exemple. <i>Cyprinus carpio</i> x <i>Carassius auratus</i>)		Hybrides de la carpe commune	E	PCR	N	N	O	O	1	Bergmann <i>et al.</i> , 2010b Kempter <i>et al.</i> , 2009
<i>crucian carp</i> x <i>koi carp hybrids</i>		Hybrides de la carpe commune	E	PCR	N	N	O	O	1	Bergmann <i>et al.</i> , 2010b
<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>	Cyprin doré	N	PCR (PCR nichée/séquence)	O	N	N	N	2*	Bergmann <i>et al.</i> , 2009

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>	Cyprin doré	E	PCR	O	N	N	N		Bergmann <i>et al.</i> , 2010a
			E	PCR	N	N	N	N		El-Matbouli <i>et al.</i> , 2007
			E	PCR	N	N	N	N		Matbouli <i>et al.</i> , 2011
			N	PCR	N	N	N	N		Sadler <i>et al.</i> , 2008
			EI	PCR	N	N	N	N		Hedrick <i>et al.</i> , 2006
			E	PCR	N	N	N	N		Yuasa <i>et al.</i> , 2013
<i>Carassius</i>	<i>carassius</i>		N	PCR	N	N	N	O	2	Cho <i>et al.</i> , 2014
<i>Ctenopharyngodon</i>	<i>idella</i>	Carpe herbivore (=carpe chinoise)	N	PCR nichée/séquence	O	N	N	N	2	Bergmann <i>et al.</i> , 2009 Kempter <i>et al.</i> , 2012 Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012

Annexe III (suite)

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	Truite arc-en-ciel	E	PCR	N	O	N	N	3**	Bergmann <i>et al.</i> , 2016
					N	N	N	N		McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Leuciscus</i>	<i>idus</i>	Ide mélanote	N	PCR nichée/séquence	N	N	N	N	3	Bergmann <i>et al.</i> , 2009
<i>Acipenser</i>	<i>gueldenstaedtii</i>	Esturgeon du Danube	N	PCR	N	N	N	N	3***	Kempton <i>et al.</i> , 2009
<i>Acipenser</i>	<i>oxyrinchus</i>		N	PCR	N	N	N	N	3***	Kempton <i>et al.</i> , 2009
<i>Anodonta cygnea</i>	<i>cygnea</i>		N	PCR nichée	N	N	N	N	3	Kielinski <i>et al.</i> , 2010
<i>Gammarus</i>	<i>pulex</i>	(crustacé)	N	PCR nichée	N	N	N	N	3	Kielinski <i>et al.</i> , 2010
<i>Rutilus</i>	<i>rutilus</i>	Gardon	E	PCR nichée	N	N	N	N	3	Kempton <i>et al.</i> , 2012

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Perca</i>	<i>fluviatilis</i>	Perche européenne	E	PCR nichée	N	N	N	N	3	Kempter <i>et al.</i> , 2012
<i>Tinca</i>	<i>tinca</i>	Tanche	E	PCR nichée/N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016; Kempter <i>et al.</i> , 2012; Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012
<i>Hypophthalmichthys</i>	<i>molitrix</i>	Carpe argentée	E	PCR nichée	N	N	N	N	3	Kempter <i>et al.</i> , 2012; Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012
<i>Gymnocephalus</i>	<i>cernuus</i>	Grémille	E	PCR nichée	N	N	N	N	3	Kempter <i>et al.</i> , 2012
<i>Rutilus</i>	<i>rutilus</i>	Gardon	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Gasterosteus</i>	<i>aculeatus</i>	Epinoche à trois épines	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Barbatula barbatula</i>	<i>barbatula</i>		E	PCR nichée	N	N	N	N	3	Popichal <i>et al.</i> , 2016

Annexe III (suite)

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C			
<i>Hybride Acipenser ruthenus x Huso huso</i>		Hybride esturgeon x beluga	E	PCR nichée	N	N	N	N	3	Pospichal <i>et al.</i> , 2016
<i>Abramis</i>	<i>brama</i>	Brème	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Carassius</i>	<i>gibelio</i>		N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013, Radosavljevič <i>et al.</i> , 2012, Kempter <i>et al.</i> , 2012
<i>Gobio</i>	<i>gobio</i>	Goujon	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Leucaspis</i>	<i>delineatus</i>	Able de Heckel	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Squalius</i>	<i>cephalus</i>		N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Leuciscus</i>	<i>leuciscus</i>	Vandoise (= dard)	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Scardinius</i>	<i>erythrophthalmus</i>	Rotengle	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Ictalurus</i>	<i>nebulosus</i>	Poisson-chat brun	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Gymnocephalus</i>	<i>cernua</i>	Grémille	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Sander</i>	<i>luciperca</i>	Sandre	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Esox</i>	<i>lucius</i>	Brochet du Nord	N	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013
<i>Chondrostoma</i>	<i>nasus</i>	Nase commun	E	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Leuciscus</i>	<i>idus</i>	Ide mélanote	E	N	N	N	N	N	3	Fabian <i>et al.</i> , 2013; Fabian <i>et al.</i> , 2016
<i>Bidyanus</i>	<i>bidyanus</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Maccullochella</i>	<i>peelii</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Macquaria</i>	<i>ambigua</i>	Perche dorée	E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016

Annexe III (suite)

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Galaxias</i>	<i>maculatus</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Anguilla</i>	<i>australis</i>	Anguille d'Australie	E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Neoarius</i>	<i>graeffei</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Tandanus</i>	<i>tandanus</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Retropinna</i>	<i>semoni</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Melanotaenia</i>	<i>duboulayi</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Mugil</i>	<i>cephalus</i>	Mulet à grosse tête	E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Hypseleotris sp.</i>			E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Ambassis</i>	<i>agassizii</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Nematalosa</i>	<i>erebi</i>		E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016
<i>Mordacia</i>	<i>mordax</i>	Lamproie australienne	E	qPCR et RT-PCR	N	N	N	N	4	McColl <i>et al.</i> , 2016

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.

Démonstration de la satisfaction au critère

O: Le critère est satisfait.

N: Le critère n'est pas satisfait ou n'a pas encore été appliqué.

La satisfaction du critère A est suffisante pour conclure à l'infection. Dans le cas contraire, au moins deux des critères B, C et D doivent être satisfaits.

Catégories de résultats d'évaluation

1 : Satisfaction des critères permettant de conclure à la sensibilité de l'hôte à l'infection.

2 : Satisfaction d'une partie seulement des critères permettant de conclure à la sensibilité de l'hôte à l'infection.

3 : Absence de satisfaction des critères (par exemple, il n'y a aucune preuve autre qu'un résultat de PCR positif au niveau branchial ou intestinal ou alors la méthodologie des études disponibles est questionnable ou bien encore les résultats sont incohérents).

4 : Preuve de l'absence de sensibilité de l'hôte à l'infection (par exemple, des études expérimentales [mettant un œuvre une procédure invasive] à l'issue desquelles la transmission de l'infection n'a pas été démontrée).

Informations complémentaires concernant l'infection par le virus de l'herpèsvirose de la carpe koï et à prendre en compte dans le cadre de la présente évaluation

Carpe herbivore (= carpe chinoise) : le Groupe *ad hoc* a conclu que cette espèce satisfaisait à l'ensemble des critères d'évaluation de la sensibilité. Toutefois, il a recommandé son inclusion dans la liste du *Manuel aquatique* car l'évaluation repose sur la seule étude réalisée à ce jour pour cette espèce. Le Groupe *ad hoc* estime donc que ce premier résultat doit être corroboré.

Cyprin doré*: le Groupe *ad hoc* a noté que les preuves apportées par la littérature scientifique sur la sensibilité du cyprin doré à l'infection par le virus de l'herpèsvirose de la carpe koï étaient insuffisantes pour conclure à sa sensibilité. En outre, deux laboratoires indépendants détiennent des preuves de l'absence de sensibilité de cette espèce. Par conséquent, le Groupe *ad hoc* a recommandé que le cyprin doré ne soit pas inclus dans la liste des espèces sensibles en l'absence de nouvelles preuves contradictoires.

Truite arc-en-ciel**: le Groupe *ad hoc* a examiné deux articles auxquels il a respectivement attribué les résultats « 2 » et « 4 ». Il a décidé de ne pas inclure cette espèce dans la liste du *Manuel aquatique* en raison des preuves contradictoires figurant dans la littérature. L'attribution du résultat « 2 » a reposé sur un seul article, qui est la première description de la sensibilité de la truite arc-en-ciel et qui ne tient pas compte de la spécificité des espèces d'herpèsvirus. En outre, les branchies font partie des organes prélevés pour la réalisation de PCR, ce qui pose question sur la possible contamination environnementale des échantillons. Enfin, cet unique article est consacré à des espèces nouvelles et peu familières. Par conséquence, le Groupe *ad hoc* a estimé nécessaire que ces résultats soient corroborés. L'examen du second article a révélé une absence de sensibilité.

*** Une seule étude a été conduite sur cette espèce. Par conséquent, le Groupe *ad hoc* a recommandé que les résultats soient corroborés par un laboratoire indépendant.

Références

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

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

ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES À L'INFECTION PAR L'ALPHAVIRUS DES SALMONIDÉS

Les critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par l'alphavirus des salmonidés sont précisés dans le tableau 1 (conformément aux dispositions de l'article 1.5.6. du *Code aquatique*). Ces critères sont : la capacité de réplication de l'agent pathogène dans l'hôte (A), la viabilité ou l'infectiosité de l'agent pathogène (B), les modifications cliniques ou pathologiques induites par l'agent pathogène (C) et la localisation de l'agent pathogène dans les tissus cibles attendus (D). Les hôtes pour lesquels il existe des preuves permettant de satisfaire soit au critère A, soit à au moins deux des critères B, C et D (conformément au point 3 de l'article 1.5.7. du *Code aquatique*) ont été considérés comme étant infectés par l'alphavirus des salmonidés.

Tableau 1. Critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par l'alphavirus des salmonidés (étape 3)

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 ;</p> <p>OU</p> <p>Mise en évidence de l'augmentation du nombre de copies des gènes cibles de l'agent pathogène dans le temps par RT-qPCR et confirmation par PCR/ séquençage ;</p> <p>OU</p> <p>Présence de virions dans les cellules hôtes observée par microscopie en transmission (MET) ;</p> <p>OU</p> <p>Détection des produits de la réplication virale (par exemple, les antigènes).</p>	<p>Isolement du virus sur culture cellulaire.</p> <p>OU</p> <p>L'agent pathogène doit causer l'infection chez une espèce hôte sensible, confirmée par PCR/séquençage. L'infection doit être démontrée par au moins deux des trois méthodes suivantes : i) la détection de signes cliniques, avec ou sans mortalités associées ; ii) l'histopathologie ; iii) l'isolement à nouveau du virus sur culture cellulaire.</p>	<p>Destruction tissulaire importante du pancréas exocrine, inflammation et nécrose des myocytes cardiaques, inflammation et dégénérescence du muscle squelettique. Nécrose tissulaire du pancréas exocrine et réaction inflammatoire d'une intensité variable de son tissu graisseux périphérique. La dégénérescence et la nécrose des cellules du muscle cardiaque sont observées avant même qu'une réponse inflammatoire ne se produise au niveau cardiaque. Chez un certain nombre de poissons, une fibrose sévère peut être observée en périphérie des acini.</p>	<p>Maladie systémique associée à la présence de l'alphavirus des salmonidés dans le cerveau, les branchies, le système cardiovasculaire, le pancréas, le rein, le foie et le muscle squelettique.</p>

ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES

Le tableau 2 présente les résultats de l'évaluation de la sensibilité des hôtes à l'infection par l'alphavirus des salmonidés

Tableau 2. Résultats de l'évaluation de la sensibilité de l'hôte à l'infection par l'alphavirus des salmonidés

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Salmo</i>	<i>salar</i>	Saumon de l'Atlantique	E/N	PCR/Séquence	O	O	O	O	1	Cano <i>et al.</i> , 2015 Jansen <i>et al.</i> , 2010 Graham <i>et al.</i> , 2011 Hjortaa <i>et al.</i> , 2013 Taksdal <i>et al.</i> , 2015
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	Truite arc-en-ciel	N/E	PCR/Séquence	O	O	O	O	1	Borzyn <i>et al.</i> , 2014; Schmidt-Posthaus <i>et al.</i> , 2014; Villoing <i>et al.</i> , 2000 Graham <i>et al.</i> , 2003
<i>Limanda</i>	<i>limanda</i>	Limande	N	PCR/Séquence	O	O	N	O	1	Bruno <i>et al.</i> , 2014 McCleary <i>et al.</i> , 2014 Simons <i>et al.</i> , 2016 Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Hippoglossoides</i>	<i>platessoides</i>	Plie canadienne	N	PCR/Séquence	N	N	N	O	2	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Pleuronectes</i>	<i>platessa</i>	Plie d'Europe	N	PCR/Séquence	N	N	N	O	2	McCleary <i>et al.</i> , 2014 Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Salmo</i>	<i>trutta</i>	Truite de mer (= truite d'Europe et = Truite brune)	EI	PCR/Séquence	N	O	N	N	3	Boucher <i>et al.</i> , 1995
<i>Labrus</i>	<i>Bergylta</i>	Vieille commune	E/EI	PCR/Séquence	N	N	N	N	3	Røsæg <i>et al.</i> , 2017

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C			
<i>Pollachius</i>	<i>virens</i>	Lieu noir	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Merlangius</i>	<i>merlangus</i>	Merlan	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Myoxocephalus</i>	<i>octodecemspinosus</i>		N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Gadus</i>	<i>morhua</i>	Morue	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Trisopterus</i>	<i>esmarkii</i>	Tacaud norvégien	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Glupea</i>	<i>harengus</i>	Hareng de l'Atlantique	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Melanogrammus</i>	<i>aeglefinus</i>	Eglefin	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Merluccius</i>	<i>hubbsi</i>	Merlu d'Argentine	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Platichthys</i>	<i>flesus</i>	Flet	N	qPCR	N	N	N	N	3	Snow <i>et al.</i> , 2010
<i>Lepeophtheirus</i>	<i>salmonis</i>	Pou du saumon	N	PCR/Séquence	N	N	N	N	3	Petterson <i>et al.</i> , 2009

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.

La satisfaction du critère A est suffisante pour conclure à l'infection. Dans le cas contraire, au moins deux des critères B, C et D doivent être satisfaits.

Catégories de résultats d'évaluation

1 : Satisfaction des critères permettant de conclure à la sensibilité de l'hôte à l'infection.

2 : Satisfaction d'une partie des critères permettant de conclure à la sensibilité de l'hôte à l'infection.

3 : Absence de satisfaction des critères (par exemple, il n'y a aucune autre preuve qu'un résultat de PCR positif au niveau branchial ou intestinal ou alors la méthodologie des études disponibles est questionnable ou bien encore les résultats sont incohérents).

4 : a) Absence de preuve de la sensibilité de l'hôte ou b) preuve de l'absence de sensibilité de l'hôte à l'infection

Informations complémentaires concernant l'alphavirus des salmonidés et à prendre en compte dans le cadre de la présente évaluation

Le Groupe *ad hoc* a recommandé le retrait de la truite de mer des articles concernés du *Code aquatique* et du *Manuel aquatique* car la seule voie de transmission de l'infection décrite dans les études disponibles est expérimentale (par injection) et non naturelle. L'alphavirus des salmonidés est un agent pathogène n'ayant été découvert que récemment ; il est l'objet d'un faible nombre de publications, notamment chez les espèces de salmonidés. Le Groupe *ad hoc* recommande donc que les études conduites sur ces espèces soient plus nombreuses.

Références

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

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

ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES À L'INFECTION PAR LE VIRUS DE LA VIRÉMIE PRINTANIÈRE DE LA CARPE

Les critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par le virus de la virémie printanière de la carpe sont précisés dans le tableau 1 (conformément aux dispositions de l'article 1.5.6. du *Code aquatique*). Ces critères sont : la capacité de réplication de l'agent pathogène dans l'hôte (A), la viabilité ou l'infectiosité de l'agent pathogène (B), les modifications cliniques ou pathologiques induites par l'agent pathogène (C) et la localisation de l'agent pathogène dans les tissus cibles attendus (D). Les hôtes pour lesquels il existe des preuves permettant de satisfaire soit au critère A, soit à au moins deux des critères B, C et D (conformément au point 3 de l'article 1.5.7. du *Code aquatique*) ont été considérés comme étant infectés par le virus de la virémie printanière de la carpe.

Critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par le virus de la virémie printanière de la carpe

Étape 1 : Infection naturelle (par exemple, un foyer de maladie) ou transmission par la mise en œuvre de procédures expérimentales telles que la cohabitation, l'immersion, le nourrissage (l'injection n'étant pas considérée comme appropriée).

Étape 2 : Isolement du virus suivi de son identification au moyen d'un test sérologique mettant en œuvre des antisérums validés (séroneutralisation) ou au moyen d'une RT-PCR et d'un séquençage.

Définition de l'OIE d'un cas confirmé :

*La présence du virus de la virémie printanière de la carpe doit être **suspectée** si au moins un des critères suivants est satisfait :*

- *Apparition rapide et mortalités importantes chez les espèces de poissons sensibles ;*
- *Présence de signes clinique caractéristiques de la maladie chez les espèces de poissons sensibles ;*
- *Résultats de l'examen histopathologique caractéristiques ;*
- *Isolement du virus dont l'effet cytopathogène est caractéristique.*

*La présence du virus de la virémie printanière de la carpe doit être considérée comme **confirmée** si au moins un des critères suivants est satisfait :*

Isolement du virus dont l'effet cytopathogène est caractéristique et obtention d'un résultat positif au test sérologique mettant en œuvre des antisérums validés ;

OU

Isolement du virus dont l'effet cytopathogène est caractéristique et obtention d'un résultat positif à la RT-PCR (le témoin utilisé étant de l'ARN extrait de virus isolé), complétée par un séquençage.

Tableau 1. Critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par le virus de la virémie printanière de la carpe (étape 3)

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 ou des titres viraux élevés dans les organes (>10⁵ TCID₅₀/g);</p> <p>OU</p> <p>Mise en évidence de l'augmentation du nombre de copies des gènes cibles de l'agent pathogène dans le temps par qPCR et confirmation par PCR/ séquençage.</p> <p>OU</p> <p>Présence de virions dans les cellules hôtes observée par microscopie en transmission (MET) ;</p> <p>OU</p> <p>Détection des produits de la réplication virale (par exemple, les antigènes).</p>	<p>Isolement du virus sur culture cellulaire</p> <p>OU</p> <p>L'agent pathogène doit causer l'infection chez une espèce hôte sensible, confirmée par PCR/séquençage. L'infection doit être démontrée par au moins deux des trois méthodes suivantes : i) la détection de signes cliniques, avec ou sans mortalités associées ; ii) l'histopathologie ; iii) l'isolement à nouveau du virus sur culture cellulaire.</p>	<p>Les signes cliniques suivants sont caractéristiques de la maladie : une exophtalmie, une coloration pâle des branchies, des hémorragies cutanées, à la base des nageoires et au niveau du cloaque, un gonflement abdominal, une ascite et une protrusion du cloaque (anus), au niveau duquel la présence de fèces, en étroite association avec du mucus, est visible.</p> <p>Un phénomène de nécrose et de dégénérescence est observé dans les principaux organes.</p>	<p>Titre viral élevé dans le foie, le cœur et le rein.</p> <p>Titre viral moins élevé dans la rate, les branchies et le cerveau.</p> <p>Étant donné que l'infection est systémique, le virus est présent dans l'ensemble des tissus de l'hôte.</p>

Les isolats viraux identifiés comme étant des virus de la virémie printanière de la carpe par Stone *et al.* 2003 (génotype 1) seront considérés comme tels, mais uniquement dans le cadre de la présente évaluation.

ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES

Le tableau 2 présente les résultats de l'évaluation de la sensibilité des hôtes à l'infection par le virus de la virémie printanière de la carpe.

Tableau 2. Résultats de l'évaluation de la sensibilité de l'hôte à l'infection par le virus de la virémie printanière de la carpe

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Aristichthys</i>	<i>nobilis</i>	Carpe à grosse tête	N	Identification de souches de <i>Rhabdovirus carpio</i> par séroneutralisation. Stone <i>et al.</i> (2003) ont confirmé, au moyen d'une PCR et d'un séquençage, que des isolats provenant de carpe à grosse tête étaient des virus de la virémie printanière de la carpe.	NA	O	NA	O	1	Shchelkunov et Shehelkunova (1989) Stone <i>et al.</i> , 2003
<i>Abramis</i>	<i>brama</i>	Brème	N	PCR/Séquençage	NA	O	NA	O	1	Basic <i>et al.</i> , 2009
<i>Rutilus</i>	<i>frisii kutum</i>		E	Souche de référence du virus de la virémie printanière de la carpe (isolat 56/70, accession no:Z37505.1) (Stone <i>et al.</i> , 2003)	NA	O	O	O	1	Ghasemi <i>et al.</i> , 2014 Zamani <i>et al.</i> , 2014
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	Carpe commune	E/N	Souche de référence d'Ahne.	O	O	O	NA	1	Haenen and Davidsen, 1993 Shchelkunov et Shehelkunova (1989)
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	Variété dite « fantôme » de la carpe koï	N/EI	980619(type 1a/DQ916051(P) AM501515(G))	NA	O	O	O	1	Goodwin, 2002 Miller <i>et al.</i> , 2007
<i>Cyprinus</i>	<i>carpio</i>	Carpe koï	N	Identification par le Laboratoire de référence de l'OIE (CEFAS)	O	O	O	O	1	Goodwin, 2002

Annexe V (suite)

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C	D		
<i>Notemigonus</i>	<i>crysoleucas</i>		E	Culture et RT PCR/ séquençage	N	O	O	O	1	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Pimephales</i>	<i>promelas</i>		E	Culture et RT PCR/ séquençage	N	O	O	O	1	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Carassius</i>	<i>auratus</i>	Cyprin doré	N	Id1 Type (FN178480)122-02	NE	O	NE	O	1	Basic <i>et al.</i> , 2009 Jorgensen <i>et al.</i> , 1989 Miller <i>et al.</i> , 2007
<i>Ctenopharyngodon</i>	<i>idella</i>	Carpe chinoise (= carpe herbivore)	N	Souche de référence d'Ahne	N	O	O	NE	1	Haenen et Davidsen, 1993 Shchelkunov et Shehelkunova (1989)
<i>Silurus</i>	<i>glanis</i>	Silure glane	N	14286/3(type 1d/ Fijan <i>et al.</i> , . 1984)	NE	O	O	NE	1	Sheppard <i>et al.</i> , 2007 Fijan <i>et al.</i> , 1984; Jorgensen <i>et al.</i> , 1989
<i>Danio</i>	<i>rerio</i>		E	Souche de référence du virus de la virémie printanière de la carpe (ATCCVR-1390)	NE	O	O	N	1	Sanders <i>et al.</i> , 2003
<i>Rutilus</i>	<i>rutilus</i>	Gardon	E	Souche de référence d'Ahne	O	O	O	N	1	Haenen et Davidsen, 1993
<i>Carassius</i>	<i>carassius</i>	Carassin	N	Séquençage	NE	O	NE	NE	2	Miller <i>et al.</i> 2007
<i>Esox</i>	<i>lucius</i>	Brochet du Nord	E	Souche de référence de Fijan <i>et al.</i> , (1971)	O	O	N	O	2*	Ahne, 1985
<i>Hypophthalmichthys</i>	<i>molitrix</i>	Carpe argentée	N	M2-78 (1d type)	NE	O	NE	NE	2	Stone <i>et al.</i> , 2003

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C			
<i>Perca</i>	<i>flavescens</i>	Perche canadienne (=perche jaune)	E	Premier isolat nord-américain du virus de la virémie printanière de la carpe (Goodwin, 2002)	O	O	N	N	2*	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Cynops</i>	<i>orientalis</i>	Triton oriental	N	Culture cellulaire/Séquençage	O	O	N	O	2*	Ip <i>et al.</i> , 2016
<i>Catla</i>	<i>catla</i>		N	Seule la PCR a été réalisée (pas de mise en culture sur lignée cellulaire) / séquence obtenue ne correspond pas à celle du virus de la virémie printanière de la carpe	NE	N	N	N	3	Haghighi-Khiabani Asl, 2008
<i>Oncorhynchus</i>	<i>tshawytscha</i>	Saumon royal	EI	Premier isolat nord-américain du virus de la virémie printanière de la carpe (Goodwin, 2002)	O	O	N	NE	3**	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Notropis</i>	<i>atherinoides</i>		EI	HHOcarp06 (Ia; Garver <i>et al.</i> , 2007)	O	NE	O	NE	3	Misk <i>et al.</i> , 2016
<i>Cirrhinus</i>	<i>merigala</i>		N	Seule la PCR a été réalisée (pas de mise en culture sur lignée cellulaire) / séquence obtenue ne correspond pas à celle du virus de la virémie printanière de la carpe	NE	N	N	N	3	Haghighi-Khiabani Asl, 2008b
<i>Sarotherodon</i>	<i>niloticus</i>	Tilapia du Nil	N	PCR/histopathologie/Microscopie électronique	NE	NE	NE	NE	3	Soliman <i>et al.</i> , 2008
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	Truite arc-en-ciel	N	Séroneutralisation	N	O	N	N	3***	Jeremič <i>et al.</i> , 2006
			E	Mise en culture cellulaire et PCR	N	O	N	N		Emmenegger <i>et al.</i> , 2016 Stone <i>et al.</i> , 2003
			E	Mise en culture cellulaire	N	N	N	N		Haenen et Davidsen, 1993

Annexe V (suite)

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C			
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	Truite arc-en-ciel	N	PCR	N	N	N	N		Haghighi-Khiabani Asl, 2008a
			EI	Non détecté par mise en culture sur lignée cellulaire, par PCR et par séquençage	N	N	N	N		Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Oncorhynchus</i>	<i>mykiss</i>	Forme anadrome de la truite arc-en-ciel	EI	Premier isolat nord-américain du virus de la virémie printanière de la carpe (Goodwin, 2002)	O	O	O	NE	3	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Labeo</i>	<i>rohita</i>		N	Seule la PCR a été réalisée (pas de mise en culture sur lignée cellulaire) / la séquence obtenue ne correspond pas à celle du virus de la virémie printanière de la carpe	NE	N	N	N	3	Haghighi-Khiabani Asl, 2008b
<i>Litopenaeus</i>	<i>vannamei</i>	Crevettes pattes blanches	N	Séquençage Son identification en tant que virus de la virémie printanière de la carpe n'a pas été corroborée.	NE	O	NE	NE	3	Johnson <i>et al.</i> , 1999
<i>Oncorhynchus</i>	<i>nerka</i>	Saumon rouge	E/EI	Premier isolat nord-américain du virus de la virémie printanière de la carpe (Goodwin, 2002)	N	N	N	N	3	Emmenegger <i>et al.</i> , 2016
<i>Tinca</i>	<i>tinca</i>	Tanche	N	980548 (type 1a/DQ916052(P)) Son identification en tant que virus de la virémie printanière de la carpe n'a pas été corroborée.	N	O	NE	NE	3	Miller <i>et al.</i> , 2007
<i>Catostomus</i>	<i>commersonii</i>		EI	HHOcarp06 (la; Garver <i>et al.</i> , 2007)	N	O	N	N	3	Misk <i>et al.</i> , 2016

Genre	Espèce	Nom vernaculaire	Étape 1 : Voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuve de l'infection				Catégorie des résultats	Références
					A	B	C			
<i>Sander</i>	<i>vitreus</i>	Sandre américain	EI	Isolat du virus de la virémie printanière de la carpe (Goodwin, 2002) Non détecté par mise en culture sur lignée cellulaire et par RT-PCR	N	N	N	N	4	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Micropterus</i>	<i>salmoides</i>	Achigan à grande bouche	EI	Isolat du virus de la virémie printanière de la carpe (Goodwin, 2002) Non détecté par mise en culture sur lignée cellulaire et par RT-PCR	N	N	N	N	4	Boonthai <i>et al.</i> , 2017
<i>Esox</i>	<i>masquinongy</i>		EI	Isolat du virus de la virémie printanière de la carpe (Goodwin, 2002) Non détecté par mise en culture sur lignée cellulaire et par RT-PCR	N	N	N	N	4	Boonthai <i>et al.</i> , 2017

* Uniquement EI : résultat appartenant à la 3^e catégorie.

** Résultat inhabituel. Il n'y a pas d'études contradictoires mais les résultats doivent être corroborés.

*** En raison de l'absence de sensibilité de la truite arc-en-ciel constatée pendant les dizaines d'années de surveillance conduite chez cette espèce, la mesure d'un titre viral élevé chez un individu âgé de deux semaines apparaît comme un résultat anormal.

NE : Non évalué.

Informations complémentaires concernant l'infection par le virus de la virémie printanière de la carpe et à prendre en compte dans le cadre de la présente évaluation

Le Groupe *ad hoc* n'a pas trouvé de référence sur l'infection de l'ide mélanote (*Leuciscus idus*) par le virus de la virémie printanière de la carpe. L'espèce n'a été mentionnée que dans une communication personnelle de Dixon *et al.*, 1994. Le Groupe *ad hoc* a donc recommandé que cette espèce soit supprimée des articles concernés du *Code aquatique* et du *Manuel aquatique*.

Références

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

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

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

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

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