



RAPPORT DE LA RÉUNION DU GROUPE AD HOC DE L'OIE SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE CRUSTACÉS À L'INFECTION PAR DES MALADIES LISTÉES PAR L'OIE¹

Paris, 1 - 3 juin 2016

Le groupe ad hoc de l'OIE sur la sensibilité des espèces de crustacés à l'infection par des maladies listées par l'OIE (ci-après désigné par « le groupe ad hoc ») s'est réuni au siège de l'OIE du 1^{er} au 3 juin 2016.

Les membres du groupe ad hoc, l'ordre du jour adopté et les termes de référence figurent respectivement aux annexes 1, 2 et 3.

La Docteure Gillian Mylrea, adjointe au chef du Service du commerce international de l'OIE, a accueilli les membres du groupe ad hoc et les a remerciés d'avoir accepté de travailler sur cet important sujet. La Docteure Mylrea a informé les membres que les recommandations formulées par le groupe ad hoc, lors de sa deuxième réunion, en octobre 2015, concernant la liste des espèces sensibles à sept des maladies de crustacés listées par l'OIE (maladie de nécrose hépatopancréatique aiguë, peste de l'écrevisse [*Aphanomyces astaci*], nécrose hypodermique et hématopoïétique infectieuse, myonécrose infectieuse, hépatopancréatite nécrosante, syndrome de Taura et maladie des queues blanches), avaient été examinées par la Commission des normes sanitaires pour les animaux aquatiques (ci-après désignée par « la Commission des animaux aquatiques ») lors de sa réunion de février 2016. La Commission a amendé les chapitres du *Code sanitaire pour les animaux aquatiques* (ci-après désigné par « le *Code aquatique* ») et du *Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals* (ci-après désigné par « le *Manuel aquatique* ») dédiés à ces maladies spécifiques en ligne avec les recommandations du groupe ad hoc puis les a communiqués aux États membres, par l'intermédiaire de leur rapport de février 2016, afin qu'ils formulent leurs commentaires.

Le Docteur Grant Stentiford, président du groupe ad hoc, a remercié les membres pour leur appui constant et leur participation à cette troisième réunion du groupe ad hoc. Le Docteur Stentiford a précisé que l'objectif de cette réunion était de passer en revue la littérature afin d'élaborer une liste d'espèces sensibles au virus du syndrome des points blancs, destinée à intégrer les chapitres concernés du *Code aquatique* et du *Manuel aquatique*.

Le groupe ad hoc a appliqué l'approche en trois étapes décrite à l'article 1.5.3. du chapitre 1.5. du *Code aquatique* afin d'évaluer la sensibilité des espèces à l'infection par le virus du syndrome des points blancs.

Les « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique » décrits au chapitre 1.5. du *Code aquatique* sont les suivants :

- 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.) ;
- 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.).

Le groupe ad hoc a proposé d'inclure dans l'article 9.7.2. du chapitre 9.7. intitulé « Maladie des points blancs » du *Code aquatique*, les espèces hôtes dont l'évaluation a permis de démontrer qu'elles étaient sensibles (conformément à l'article 1.5.7).

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 septembre 2016 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/>

Le groupe ad hoc a proposé d'inclure dans le nouveau paragraphe 2.2.2 « *Species with incomplete evidence for susceptibility* » (Espèces pour lesquelles les preuves de la sensibilité sont insuffisantes) du chapitre 2.2.7. du *Manuel aquatique* les espèces hôtes pour lesquelles les preuves de la sensibilité ont été jugées insuffisantes (conformément à l'article 1.5.8. du *Code aquatique*).

En outre, les espèces pour lesquelles des résultats positifs au test PCR (qui vise à détecter un agent pathogène spécifique) ont été obtenus (sans toutefois que la présence d'une infection ait pu être démontrée), ont été identifiées et listées au nouveau point 2.2.2.2. du chapitre concerné du *Manuel aquatique*.

L'évaluation de la sensibilité des espèces hôtes à l'infection par le virus du syndrome des points blancs réalisée par le groupe ad hoc est présentée en annexe 4.

Le groupe ad hoc a souhaité formuler les remarques suivantes :

- 1) Dans bon nombre de publications anciennes, l'identification de l'agent pathogène n'a pas été réalisée de façon précise car, à l'époque, les techniques de typage moléculaire n'étaient pas encore disponibles. Cela vaut notamment pour beaucoup des premières études réalisées chez les pénéidés. Par conséquent, dans de nombreux cas, l'approche employée pour évaluer la sensibilité des espèces a été de combiner les données de plusieurs études pertinentes afin que la démonstration soit probante.
- 2) La catégorie 2 (qui comprend les espèces pour lesquelles les preuves de la sensibilité sont insuffisantes et donc, qui ne répondent pas aux critères A-D de façon satisfaisante) inclut un large éventail d'espèces, dont certaines sont peu sensibles à la maladie (par exemple, les espèces réservoir) alors que d'autres ne peuvent pas être classées dans la catégorie 1 en raison de l'insuffisance des données disponibles.
- 3) Le groupe ad hoc est parti du principe que les auteurs des articles avaient identifié de façon correcte les espèces hôtes concernées par l'évaluation rapportée dans le présent document.

Le groupe ad hoc a formulé les recommandations suivantes :

- 1) Les espèces appartenant à la catégorie 3 (c'est-à-dire les espèces pour lesquelles seuls des résultats d'enquête reposant sur l'utilisation de la PCR sont disponibles) devraient être listées dans une nouvelle section du chapitre concerné du *Manuel aquatique* afin de différencier de façon claire les espèces appartenant à la catégorie 2 des espèces appartenant à la catégorie 3. En effet, les études permettant la mise en évidence de la présence d'acide nucléique de l'agent pathogène (par exemple, par PCR) ne suffisent pas pour conclure à l'infection. Il demeure néanmoins important d'inclure ce type d'études, car elles indiquent que l'agent pathogène cible est présent chez l'hôte ou dans l'environnement.

Le groupe ad hoc a suggéré que cette approche soit incluse dans le chapitre concerné du *Manuel aquatique* et constitue le nouveau point 2.2.2.2., intitulé « Pathogen-specific positive PCR results (without confirmation of an active infection) have been reported in the following organisms: species X, Y and Z » (Espèces pour lesquelles des résultats positifs au test PCR [qui vise à détecter un agent pathogène spécifique] ont été obtenus (sans toutefois que la présence d'une infection ait pu être démontrée) : X, Y et Z).

- 2) L'amendement suivant devrait être apporté au chapitre 1.5. intitulé « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique » afin de faciliter l'applicabilité de ce critère : au point A de l'article 1.5.6., l'ajout des mots « (et pour les virus, dans les cellules hôtes) » est préconisé afin de préciser que l'agent pathogène d'intérêt se réplique dans les cellules hôtes et non potentiellement dans les symbiotes : « A. l'agent pathogène se multiplie dans l'hôte (et pour les virus, dans les cellules hôtes), ou les stades de développement de l'agent pathogène sont présents dans ou sur l'hôte ».
- 3) L'ajout des mots « dans les cellules hôtes » au critère A du tableau 1 « Critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par l'agent pathogène X » est préconisé. Ils devraient désormais figurer dans tous les tableaux élaborés par le groupe ad hoc lors de sa réunion d'octobre 2015, pour chacun des agents pathogènes suivants : le virus du syndrome de Taura, le virus de la tête jaune, le virus de la myonécrose infectieuse, le virus de la nécrose hypodermique et hématopoïétique infectieuse, le nodavirus de macrobrachium (responsable de la maladie des queues blanches) et *Candidatus Hepatobacter penaei* (bactérie intracellulaire responsable de l'hépatopancréatite nécrosante). Le critère A serait ainsi formulé : « Réplication dans les cellules hôtes ».
- 4) Le paragraphe 7 des chapitres dédiés aux maladies des crustacés du *Manuel aquatique* devrait être modifié afin de prendre en considération la nécessité de disposer de la classification précise de l'agent pathogène. Actuellement, la confirmation d'un cas et l'identification de l'agent pathogène concerné y sont confondues.

.../Annexes

**RÉUNION DU GROUPE AD HOC DE L'OIE SUR LA SENSIBILITÉ
DES ESPÈCES DE CRUSTACÉS À L'INFECTION PAR DES MALADIES LISTÉES PAR L'OIE**

Paris, 1 - 3 juin 2016

Liste des participants

MEMBRES DU GROUPE AD HOC

Dr Grant D. Stentiford (Président)

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

Dr Mark Crane

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

Dr Sophie St-Hilaire

Department of Health Management
Atlantic Veterinary College
University of Prince Edward Island,
Charlottetown, PEI
CANADA
Tél. : (902) 620-5190
Mèl. : ssthilaire@upeil.ca

Dr Temdoung Somsiri

Consultant
Bangkok
THAÏLANDE
Mèl. : tsi_f@yahoo.com

Dr Jorge Cuéllar-Anjel

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

SIÈGE DE L'OIE

Dr Gillian Mylrea

Adjointe
Service du commerce international
OIE
Mèl. : g.mylrea@oie.int

Dr Gowoon Jung

Stagiaire
Service du commerce international
Mèl. : g.jung@oie.int

**RÉUNION DU GROUPE AD HOC DE L'OIE SUR LA SENSIBILITÉ
DES ESPÈCES DE CRUSTACÉS À L'INFECTION PAR DES MALADIES LISTÉES PAR L'OIE**

Paris, 1 - 3 juin 2016

Ordre du jour adopté

1. Procéder à une évaluation de la sensibilité des espèces à la maladie des points blancs (chapitre 9.7.), telle que décrite au chapitre 1.5. du *Code aquatique*.
 2. Élaborer un rapport destiné à la Commission des animaux aquatiques, qui l'examinera lors de sa réunion de septembre 2016.
-

RÉUNION DU GROUPE AD HOC DE L'OIE SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE CRUSTACÉS À L'INFECTION PAR DES MALADIES LISTÉES PAR L'OIE

Paris, 1 - 3 juin 2016

Mandat

Contexte

Un nouveau chapitre 1.5. intitulé « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique » a été intégré à l'édition de 2014 du *Code aquatique*. L'objectif de ce chapitre est de fournir des critères permettant de déterminer les espèces hôtes à faire figurer dans la liste d'espèces sensibles de l'article X.X.2. de chaque chapitre traitant d'une maladie spécifique du *Code aquatique*. Il est prévu que les critères soient appliqués, de façon progressive, à chacun de ces chapitres traitant d'une maladie spécifique.

Le groupe ad hoc sur la sensibilité des espèces de crustacés à l'infection par des maladies listées par l'OIE a déjà procédé à l'évaluation de la sensibilité d'espèces de crustacés à huit des maladies des crustacés listées par l'OIE (maladie de nécrose hépatopancréatique aiguë, peste de l'écrevisse [*Aphanomyces astaci*], infection par le génotype 1 du virus de la tête jaune, nécrose hypodermique et hématopoïétique infectieuse, myonécrose infectieuse, hépatopancréatite nécrosante, syndrome de Taura et maladie des queues blanches).

Ces évaluations ont été examinées par la Commission des animaux aquatiques, qui a procédé, en conséquence, à l'amendement de la liste des espèces sensibles de l'article X.X.2. des chapitres traitant des maladies spécifiques.

En outre, dans le cas des espèces pour lesquelles les preuves de la sensibilité existent mais sont insuffisantes au regard de l'approche décrite à l'article 1.5.3., il a été proposé d'inclure les informations disponibles dans le chapitre traitant de la maladie spécifique du *Manuel aquatique*.

Mandat :

- 1) Prendre en considération le type de preuves requises pour satisfaire aux critères figurant au chapitre 1.5.
- 2) Passer en revue la littérature pertinente fournissant des informations sur la sensibilité des espèces.
- 3) Proposer des espèces sensibles à l'infection par le virus du syndrome des points blancs, en se fondant sur l'article 1.5.7.
- 4) Proposer des espèces sensibles à l'infection par le virus du syndrome des points blancs, en se fondant sur l'article 1.5.8.

Résultats attendus

- 1) Constituer une liste d'espèces sensibles destinée aux articles concernés des chapitres sur la maladie des points blancs du *Code* et du *Manuel aquatiques*.
- 2) Élaborer un rapport destiné à la Commission des animaux aquatiques, qui l'examinera lors de sa réunion de septembre 2016.

ÉVALUATION DE LA SENSIBILITÉ DES HÔTES À L'INFECTION PAR LE VIRUS DU SYNDROME DES POINTS BLANCS

La présente évaluation avait pour objectifs (1) de déterminer la sensibilité d'un taxon hôte donné à l'infection par le virus du syndrome des points blancs, en appliquant l'approche en trois étapes décrite dans l'article 1.5.3. du *Code aquatique* et (2) de formuler des recommandations à l'intention de l'OIE en vue de la révision des textes du *Code aquatique* et du *Manuel aquatique* traitant de la sensibilité des espèces hôtes.

La section 7 du chapitre 2.2.7. du *Manuel aquatique* a été utilisée par le groupe ad hoc pour l'identification de l'agent pathogène, à l'exception de l'histologie qui peut s'avérer être non spécifique pour les espèces non pénéidés.

Les critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par le virus du syndrome des points blancs sont précisés dans le tableau 1 ci-après (conformément aux dispositions de l'article 1.5.6. du *Code aquatique*). Ces critères sont : la capacité de réplication de l'agent pathogène dans les cellules de l'hôte (A), la viabilité /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 aux dispositions du point 3 de l'article 1.5.7. du *Code aquatique*) ont été considérés comme étant infectés par le virus du syndrome des points blancs.

Tableau 1. Critères permettant de déterminer la sensibilité à l'infection par le virus du syndrome des points blancs

A : Réplication dans les cellules hôtes	B : Viabilité / Infectivité	C : Manifestations cliniques / pathologiques	D : Localisation de l'agent pathogène dans les tissus
Présence d'inclusions caractéristiques et, idéalement, émission de signaux d'hybridation suite à la réalisation d'hybridation in situ (ISH) ou d'immunofluorescence indirecte (IFAT). OU Présence de virions au niveau des inclusions observée en microscopie électronique en transmission (MET). OU Mise en évidence de l'augmentation du nombre de copies dans le temps par qPCR et confirmation par PCR/séquençage pour identifier spécifiquement le virus responsable de l'infection. OU Passage successif d'isolats prélevés d'un individu dans des individus SPF (exempts d'organismes pathogènes spécifiques) de la même espèce*.	Inoculation unique de l'agent pathogène concerné à un individu SPF de n'importe quelle espèce hôte sensible et confirmation de l'identité de l'agent pathogène**.	Présence d'inclusions éosinophiles et basophiles dans le noyau des cellules des organes et tissus cible. Marginalisation de la chromatine des noyaux hypertrophiés des cellules de l'hôte, associée à la présence de signes cliniques (par exemple, des taches blanches sont présentes sur la cuticule ; les animaux sont moribonds, léthargiques)***.	L'agent pathogène est localisé dans les cellules des tissus d'origine ectodermique et mésodermique, notamment l'épithélium cuticulaire (des branchies, pléopodes et autres appendices), le tissu conjonctif, le tissu hématopoïétique, l'organe lymphoïde et la glande antennaire****.

* Pour démontrer par cette méthode que l'agent pathogène se multiplie dans l'hôte, il est nécessaire d'apporter la preuve que l'agent pathogène se maintient au cours de passages successifs dans des hôtes indemnes du pathogène (pour l'agent pathogène cible) appartenant à la même espèce que celle faisant l'objet de l'évaluation.

** Pour démontrer la viabilité ou l'infectiosité de l'agent pathogène cible dans l'hôte faisant l'objet de l'évaluation, un seul passage dans n'importe quelle espèce hôte SPF reconnue comme étant sensible est requis.

*** Le chapitre 2.2.7. du *Manuel aquatique* précise que les signes cliniques peuvent ne pas être présents chez tous les taxons hôtes et qu'ils ne sont pas nécessairement spécifiques de l'infection par le virus du syndrome des points blancs.

**** L'organe lymphoïde n'est pas présent chez la plupart des taxons hôtes n'appartenant pas aux pénéidés. Chez les taxons hôtes n'appartenant pas aux crustacés, les signes de l'infection par le virus du syndrome des points blancs peuvent être présents dans d'autres organes et d'autres tissus.

Annexe 4 (suite)

Le tableau 2 présente les résultats de l'évaluation de la sensibilité des hôtes à l'infection par le virus du syndrome des points blancs.

Tableau 2. Résultats de l'évaluation de la sensibilité des hôtes à l'infection par le virus du syndrome des points blancs

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Alpheidae	<i>Alpheus</i>	<i>brevicristatus</i>	nd	nest PCR	Non	Non	Non	Non	2	63
Alpheidae	<i>Alpheus</i>	<i>brevicristatus</i>	l	nest PCR / dot blot / ISH	Oui	Oui	Oui	Oui	2	63, 76
Alpheidae	<i>Alpheus</i>	<i>lobidens</i>	nd	nest PCR	Non	Non	Non	Non	3	63
Ameiridae	<i>Nitocra</i>	sp.	E (per os)	PCR	Non	Non	Non	Non	3	74
Artemiidae	<i>Artemia</i>	<i>salina</i>	nd	nest PCR	Non	Non	Non	Non	3	49
Artemiidae	<i>Artemia</i>	sp.	N / E (par baignéation)	dot blot / ISH	Non	Non	Non	Non	3	76
Astacidae	<i>Astacus</i>	<i>astacus</i>	E (per os) / l	nest PCR	Non	Non	Non	Non	3	33
Astacidae	<i>Astacus</i>	<i>leptodactylus</i>	E (per os)	ISH / TEM / dot blot	Oui	Non	Oui	Oui	1	12
Astacidae	<i>Austropotamobius</i>	<i>pallipes</i>	E (per os) / l	PCR / séquençage	Oui	Oui	Oui	Oui	1	2
Astacidae	<i>Pacifastacus</i>	<i>leniusculus</i>	E (per os)	PCR / séquençage	Oui	Oui	Oui	Oui	1	2
Balanidae	<i>Balanus</i>	sp.	N / E (par baignéation) / l	PCR / séquençage / dot blot / ISH	Non Oui	Non Oui	Non Oui	Non	3	55, 76
Calanidae	<i>Calanus</i>	<i>pacificus californicus</i>	E (per os)	Quantification par RT- qPCR des transcrits du gène VP28	Oui	Non	Non	Non	1	46
Calappidae	<i>Calappa</i>	<i>lophos</i>	N / E (per os / par baignéation)	PCR	Non	Non	Non	Non	3	66
Calappidae	<i>Calappa</i>	<i>philarigus</i>	E (per os) / l	PCR	Oui	No	Oui	Oui	2	58
Callianassidae	<i>Callianassa</i>	<i>harmandi</i>	l	dot blot / ISH	Oui	Oui	Oui	Oui	2	76
Cambaridae	<i>Orconectes</i>	<i>limosus</i>	E (per os) / l	TEM / dot blot	Oui	No	Oui	Oui	1	12
Cambaridae	<i>Orconectes</i>	<i>punctimanus</i>	N	PCR / sonde	Non	Non	Non	Non	3	42
Cambaridae	<i>Procambarus</i>	<i>clarkii</i>	N/E (per os) / l	PCR / ISH / dot blot	Oui	Non Oui	Oui	Oui	1	3, 6, 18, 31, 66, 69, 76

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Cambaridae	<i>Procambarus</i>	<i>zonangulus</i>	N	PCR / séquençage	Oui	Non	Oui	Oui	1	3
Carcinidae	<i>Carcinus</i>	<i>maenas</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	2	2, 12
Cancridae	<i>Cancer</i>	<i>pagurus</i>	E (per os) / I	ISH / TEM / dot blot	Oui	Oui	Oui	Oui	1	2, 12
Coleoptera (Ephydriidae)			N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	41
Crangonidae	<i>Crangon</i>	<i>affinis</i>	E (par balnéation)	PCR / anticorps monoclonal	Non	Non	Oui	Non	3	26
Cyclopidae	<i>Apocyclops</i>	<i>royi</i>	E (par balnéation)	PCR / séquençage	Oui	Non	Non	Non	3	8
Decapoda (order)	<i>Paratelphusa</i>	<i>hydrodomous</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	2	52, 57
Decapoda (order)	<i>Paratelphusa (Barytelphusa)</i>	<i>pulvinata</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	57
Diogenidae	<i>Diogenes</i>	<i>nitidimanus</i>	I	PCR	Non	Non	Non	Non	3	9
Dorippidae	<i>Paradorippe</i>	<i>granulata</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Epialtidae	<i>Doclea</i>	<i>muricata (=hybrida)</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Ergasilidae	<i>Ergasilus</i>	<i>manicatus</i>	E (par balnéation)	qPCR – pas de séquence	Oui	Non	Non	Non	2	50
Galenidae	<i>Halimede</i>	<i>ochtodes</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Grapsidae	<i>Grapsus</i>	<i>albolineatus</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Grapsidae	<i>Metopograpsus</i>	sp.	E (per os)	EM chez <i>P. vannamei</i> . Pas de PCR ni de séquence	Oui	Oui	Oui	Oui	2	54
Grapsidae	<i>Metopograpsus</i>	<i>messor</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	29
Grapsidae	<i>Hemigrapsus</i>	<i>sanguineus</i>	I	dot blot / ISH	Oui	Oui	Oui	Oui	2	76
Leucosiidae	<i>Philyra</i>	<i>syndactyla</i>	E (per os)	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Lithodidae	<i>Lithodes</i>	<i>maja</i>	E (per os)	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Macrophthalmidae	<i>Macrophthalmus</i>	<i>sulcatus</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	29

Annexe 4 (suite)

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Matutidae	<i>Ashtoret</i>	<i>miersii</i>	E (per os)	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Matutidae	<i>Matuta</i>	<i>planipes</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	49
Menippidae	<i>Menippe</i>	<i>rumphii</i>	E (per os)	PCR	Non	Non	Non	Non	3	58
Nephropidae	<i>Homarus</i>	<i>gammarus</i>	E (per os) / I	PCR / séquençage	Oui	Oui	Oui	Oui	1	1, 2
Nephropidae	<i>Nephrops</i>	<i>norvegicus</i>	E (per os) / I	PCR / séquençage	Oui	Oui	Oui	Oui	1	2
Nereididae	<i>Dendronereis</i>	sp.	N	PCR / séquençage	Oui	Non	Oui	Non	1	15, 16, 28
Ocypodidae	<i>Macrophthalmus</i>	<i>japonicus</i>	N	dot blot / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	2	76
Ocypodidae	<i>Uca (=Gelasimus)</i>	<i>vocans (=marionis nitidus)</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	29
Ocypodidae	<i>Uca (=Leptuca)</i>	<i>pugilator</i>	E / I	PCR / ISH	Oui	Oui	Oui	Oui	2	35
Paguridae	<i>Pagurus</i>	<i>angustus</i>	I	PCR	Non	Non	Non	Non	3	9
Paguridae	<i>Pagurus</i>	<i>minutus</i>	N / I	PCR / TEM	Oui	Non	Non	Non	1	9
Palaemonidae	<i>Exopalaemon</i>	<i>carinicauda</i>	N / E (per os)	RT-qPCR / dot blot / ISH	Oui	Oui	Non Oui	Oui	1	19, 76
Palaemonidae	<i>Exopalaemon</i>	<i>orientis</i>	E (per os)	PCR / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	1	7, 66
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>idella</i>	E (per os)	Histopathologie typique et Western blot. Pas de PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	2	54, 56
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>lamerrae</i>	E (per os)	Histopathologie typique et Western blot. Pas de PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	2	56
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>nipponense</i>	E (per os)	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	72
Palaemonidae	<i>Macrobrachium</i>	<i>rosenbergii</i>	E (per os) / I	Différentes méthodes utilisées	Oui	Oui	Oui	Oui	2	13, 27, 29, 40, 54, 56
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	sp.	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	40
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	<i>adpersus</i>	E / I	PCR / TEM / ISH / dot blot	Oui	Oui	Oui	Oui	2	12
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	<i>macrodactylus</i>	N	PCR / qPCR	Non	Non	Non	Non	3	45

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Palaemonidae	<i>Palaemon</i>	<i>ritteri</i>	E (per os)	PCR / séquençage	Oui	Non	Oui	Non	1	59
Palaemonidae	<i>Palaemonetes</i>	<i>pugio</i>	N / I	qPCR	Non	Non	Oui	Non	3	48
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>homarus</i>	I	EM chez <i>P. vannamei</i> . Pas de PCR ni de séquence	Oui	Oui	Oui	Oui	2	54
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>longipes</i>	E (per os)	EM chez <i>P. vannamei</i> . Pas de PCR ni de séquence	Oui	Oui	Oui	Oui	3	54, 66
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>ornatus</i>	E (per os)	EM chez <i>P. vannamei</i> . Pas de PCR ni de séquence	Oui	Oui	Oui	Oui	3	54, 66
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>penicillatus</i>	E (per os)	PCR / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	1	6, 7, 66
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>polyphagus</i>	E (per os)	EM chez <i>P. vannamei</i> . Pas de PCR ni de séquence	Oui	Oui	Oui	Oui	2	54
Palinuridae	<i>Panulirus</i>	<i>versicolor</i>	E (per os)	PCR / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	1	6, 7, 66
Parastacidae	<i>Cherax</i>	<i>destructor</i>	I	dot blot	Oui	Non	Oui	Oui	2	20
Parastacidae	<i>Cherax</i>	<i>quadricarinatus</i>	E (per os) / I	PCR / qPCR / IHC	Oui	Oui	Oui	Oui	1	24, 61
Parthenopidae	<i>Parthenope</i>	<i>prensor</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Penaeidae	<i>Artemesia</i>	<i>longinaris</i>	N	PCR / qPCR	Non	Non	Non	Non	3	45
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>affinis</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	25
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>brevicornis</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	30
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>dobsoni</i>	N / E (per os)	PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	2	29, 54
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>ensis</i>	N / E (per os)	PCR / ISH / dot blot / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	1	6, 7, 66, 67, 76
Penaeidae	<i>Metapenaeus</i>	<i>monoceros</i>	N / E (per os)	PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	2	34, 54, 70
Penaeidae	<i>Parapenaeopsis</i>	<i>stylifera</i>	N	PCR / sonde spécifique d'un gène	Non	Non	Non	Non	3	25, 29
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>californiensis</i>	N	PCR / séquençage	Non	Non	Non	Non	3	43
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>paulensis</i>	N	PCR / séquençage	Oui	Non	Oui	Oui	1	4

Annexe 4 (suite)

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>aztecus</i>	E (per os)	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	Oui	Non	Oui	Oui	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>chinensis</i>	N / I	qPCR / TEM / dot blot / ISH	Oui	Oui	Oui	Oui	1	23, 31, 32, 73, 76
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>duorarum</i>	E (per os)	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	Oui	Non	Oui	Oui	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>indicus</i>	N	PCR / séquençage	Oui	Non	Oui	Oui	1	34, 53, 54, 56, 64
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>japonicus</i>	N / E (per os)	PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	1	11, 21, 40, 67, 71, 73, 74
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>merguiensis</i>	N / E	PCR / TEM / IFA	Oui	Oui	Oui	Oui	2	22, 68
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>monodon</i>	N	PCR / ISH / TEM / dot blot / ISH	Oui	Oui	Oui	Oui	1	34, 40, 54, 56, 66, 67, 73, 76
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>penicillatus</i>	N / E (per os)	PCR	Non	Non	Non	Non	3	11, 40, 66
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>semisulcatus</i>	N / E (per os)	PCR	Non	Non	Non	Non	3	40, 54, 66
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>setiferus</i>	E (per os)	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	Oui	Oui	Oui	Oui	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>stylirostris</i>	E (per os)	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	Oui	Oui	Oui	Oui	2	37
Penaeidae	<i>Penaeus</i>	<i>vannamei</i>	N / E (per os)	PCR / ISH / Histologie / dot blot	Oui	Oui	Oui	Oui	1	14, 37, 42, 67, 76
Penaeidae	<i>Trachysalambria</i>	<i>curvirostris</i>	E (per os)	PCR / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	1	7, 66

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Polybiidae	<i>Liocarcinus</i>	<i>depurator</i>	E (per os)	TEM / ISH / dot blot	Oui	Non	Oui	Oui	1	12
Polybiidae	<i>Necora</i> (= <i>Liocarcinus</i>)	<i>puber</i>	E (per os)	PCR / TEM / ISH / dot blot	Oui	Non	Oui	Oui	1	12
Polychaeta	<i>Marphysa</i>	<i>gravelyi</i>	N / E (per os)	PCR	Non	Oui	Non	Non	3	65
Portunidae	<i>Callinectes</i>	<i>arcuatus</i>	N	PCR / séquençage	Non	No	Non	Non	3	43
Portunidae	<i>Callinectes</i>	<i>sapidus</i>	N	PCR / séquençage	Non	Oui	Non	Non	3	51
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>annulata</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>cruciata</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	29
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>granulata</i>	E (per os)	PCR / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	1	7, 66
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>feriata</i>	E (per os)	PCR / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	2	36, 40, 66
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>japonica</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	63
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>lucifera</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	No	Oui	Oui	2	58
Portunidae	<i>Charybdis</i>	<i>natator</i>	N / E (per os)	PCR	Non	Non	Non	Non	3	36, 58
Portunidae	<i>Podophthalmus</i>	<i>vigil</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	No	Oui	Oui	2	58
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>trituberculatus</i>	N	qPCR	Non	Non	Non	Non	2	47
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>trituberculatus</i>	N / E (per os) / I	qPCR / TEM / histopathologie	Oui	Non	Oui	Oui	3	48, 75

Annexe 4 (suite)

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>pelagicus</i>	N / E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	36, 62
Portunidae	<i>Portunus</i>	<i>sanguinolentus</i>	N / E (per os) / I	PCR / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	1	6, 7, 36, 40, 41, 58, 67
Portunidae	<i>Scylla</i>	<i>olivacea</i>	I	qPCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	60
Portunidae	<i>Scylla</i>	<i>serrata</i>	N / E (per os)	PCR / ISH	Oui	Oui	Oui	Oui	1	10, 34, 35, 38, 39, 40, 41, 54, 50, 62
Portunidae	<i>Scylla</i>	<i>tranquebarica</i>	N / E (per os) / I	PCR (infection naturelle uniquement)	Oui	Oui	Oui	Oui	2	34, 54
Portunidae	<i>Thalamita</i>	<i>danae</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58
Rotifera (phylum)	<i>Brachionus</i>	<i>urceus</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	70
Scyllaridae	<i>Scyllarus</i>	<i>arctus</i>	E (per os) / I	TEM / dot blot	Oui	Non	Oui	Non	2	12
Sergestidae	<i>Acetes</i>	sp.	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	62
Sesarmidae	<i>Labuanium</i>	<i>rotundatum</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	49
Sesarmidae	<i>Sesarma</i>	sp.	E (per os) / I	PCR	Oui	Oui	Oui	Oui	2	35, 54
Solenoceridae	<i>Solenocera</i>	<i>crassicornis</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	29
Squillidae	<i>Squilla</i>	<i>mantis</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	29
Varunidae	<i>Cyrtograpsus</i>	<i>angulatus</i>	N	PCR / qPCR	Non	Non	Non	Non	3	45
Varunidae	<i>Eriocheir</i>	<i>sinensis</i>	N / E (per os) / I	PCR / séquençage	Oui	Oui	Oui	Oui	1	2, 17

Famille	Genre	Espèce	Étape 1 : Voie de transmission*	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : Preuves de l'infection				Catégorie de résultats**	Références
					A	B	C	D		
Varunidae	<i>Helice</i>	<i>tridens</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	36
Grapsidae	<i>Helice</i>	<i>tientsinensis</i>	N	dot blot / ISH	Oui	Non	Oui	Oui	2	76
Varunidae	<i>Neohelice</i> (= <i>Chasmagnathus</i>)	<i>granulata</i>	N	PCR / séquençage	Non	Non	Non	Non	3	5, 44
Varunidae	<i>Pseudograpsus</i>	<i>intermedius</i>	N	PCR	Non	Non	Non	Non	3	29, 30
Xanthidae	<i>Atergatis</i>	<i>integerrimus</i>	E (per os) / I	PCR	Non	Non	Non	Non	3	58
Xanthidae	<i>Demania</i>	<i>splendida</i>	E (per os) / I	PCR	Non	Non	Non	Non	3	58
Xanthidae	<i>Liagore</i>	<i>rubronaculata</i>	E (per os) / I	PCR	Oui	Non	Oui	Oui	2	58

Types de voies de transmission*

N : Infection naturelle

E : Infection expérimentale per os ou par balnéation

I : Infection expérimentale par injection

nd : voie d'infection non déterminée

Catégories de résultats**

Résultat 1 : Espèce hôte proposée pour inclusion dans la liste de l'article 9.7.2 du Code aquatique.

Résultat 2 : Espèce hôte proposée pour inclusion dans la liste du nouveau paragraphe 2.2.2 du chapitre 2.2.7. du Manuel aquatique «Species with incomplete evidence for susceptibility » (Espèces pour lesquelles les preuves de la sensibilité sont insuffisantes.

Résultat 3 : Espèce hôte proposée pour inclusion dans la liste du nouveau paragraphe 2.2.2 du chapitre 2.2.7. du Manuel aquatique « Species with incomplete evidence for susceptibility » (Espèces pour lesquelles les preuves de la sensibilité sont incomplètes), pour lesquelles des résultats positifs au test PCR visant à détecter cet agent pathogène de façon spécifique ont été obtenus (sans toutefois que la présence d'une infection active ait pu être démontrée).

Informations complémentaires concernant le virus du syndrome des points blancs

Espèces hôtes à inclure dans l'article 9.7.2. du *Code aquatique*

Le Groupe *ad hoc* a proposé d'amender la liste des espèces hôtes figurant à l'article 9.7.2. du *Code aquatique*. Se référer à l'annexe 5 pour le détail.

Espèces hôtes à inclure dans le chapitre 2.2.7. du *Manuel aquatique*

Le Groupe *ad hoc* a proposé d'amender la liste des espèces hôtes figurant au paragraphe 2.2.2. du chapitre 2.2.7. du *Manuel aquatique*. Se référer à l'annexe 6 pour le détail.

Références bibliographiques

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

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

Annexe 4 (suite)

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

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

Annexe 4 (suite)

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

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

CHAPITRE 9.7.

**INFECTION PAR LE VIRUS DU MALADIE SYNDROME
DES POINTS BLANCS**

Article 9.7.1.

Aux fins de l'application du *Code aquatique*, l'expression « maladie des points blancs » désigne une *infection* causée par le virus 1 du syndrome des points blancs. Ce virus est classé parmi les espèces appartenant au genre *Whispovirus* et à la famille des *Nimaviridae*. Le chapitre correspondant du *Manuel aquatique* contient les synonymes couramment utilisés pour désigner cette *maladie*.

Le *Manuel aquatique* contient des informations sur les méthodes de *diagnostic*.

Article 9.7.2.

Champ d'application

Les recommandations du présent chapitre s'appliquent aux *espèces sensibles* qui satisfont aux critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles conformément aux dispositions du chapitre 1.5. : ~~à tous les crustacés décapodes (ordre Decapoda) vivant en eau de mer, en eau saumâtre ou en eau douce. Ces recommandations concernent également toutes les autres espèces sensibles visées dans le Manuel aquatique lorsqu'elles font l'objet d'échanges internationaux.~~ étrille à pattes bleues (*Liocarcinus depurator*), crabe chinois (*Eriocheir sinensis*), écrevisse du Danube (*Astacus leptodactylus*), tourteau (*Cancer pagurus*), homard européen (*Homarus gammarus*), crevette charnue (*Penaeus chinensis*), crevette géante tigrée (*Penaeus monodon*), crevette blanche des Indes (*Penaeus indicus*), crevette Kuruma (*Penaeus japonicus*), crabe de palétuviers (*Scylla serrata*), langoustine (*Nephrops norvegicus*), langouste barriolée (*Panulirus versicolor*), langouste fourchette (*Panulirus penicillatus*), *Cherax quadricarinatus*, *Portunus sanguinolentus*, écrevisse rouge des marais (*Procambarus clarkii*), crevette glissante (*Metapenaeus ensis*), écrevisse (*Pacifastacus leniusculus*), crevette cocktail (*Trachysalambria curvirostris*), écrevisse américaine (*Orconectes limosus*), écrevisse à pattes blanches (*Austropotamobius pallipes*), crevette à pattes blanches (*Penaeus vannamei*), étrille commune (*Necora puber*), *Calanus pacificus californicus*, *Charybdis granulata*, *Dendronereis* sp., bouquet de quille (*Exopalaemon carinicauda*), *Exopalaemon orientis*, *Pagurus minutus*, bouquet des marées (*Palaemon ritteri*), crevette de Sao Paulo (*Penaeus paulensis*) et *Procambarus zonangulus*.

[..]

— Texte supprimé.

CHAPTER 2.2.6.

WHITE SPOT DISEASE

1. Scope

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

2.2. Host factors

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

2.2.1. Susceptible host species

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

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

2.2.2. Species with incomplete evidence for susceptibility

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

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

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

[..]

— Texte supprimé.

© **Organisation mondiale de la santé animale (OIE), 2016**

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.