

Rapport du Groupe *ad hoc* de l'OMSA sur la sensibilité des espèces de crustacés aux maladies listées par l'OIE

Original : Anglais (EN)

Novembre 2023



Sommaire

1. Introduction	2
2. Méthodologie.....	2
3. Catégories de résultats et évaluations	5
4. Résultats	24
5. Référentiels utilisés pour désigner les espèces sensibles	27
6. Commentaires sur la démarche entreprise par le Groupe <i>ad hoc</i> et son processus décisionnel.....	28
7. Article 1.5.9. Inclusion d'un échelon taxonomique équivalent ou supérieur à celui du genre dans la liste des espèces sensibles.....	28
8. Références.....	28

Liste des annexes

Annexe 1. Liste des participants à l'évaluation de 2023	38
Annexe 2. Termes de référence de l'évaluation réalisée en 2023	39
Annexe 3. Liste des participants à l'évaluation réalisée en 2016.....	40



World Organisation
for Animal Health
Founded as OIE

Service des normes
[ACC.Secretariat@woah.org]

12, rue de Prony
75017 Paris, France

T. +33 (0)1 44 15 18 88
F. +33 (0)1 42 67 09 87
woah@woah.org
www.woah.org

1. Introduction

Le présent rapport présente les travaux du Groupe *ad hoc* de l'OMSA sur la sensibilité des espèces de crustacés aux maladies listées par l'OMSA (désigné ci-après comme le Groupe *ad hoc*), dont les membres se sont réunis de façon virtuelle du 7 au 9 novembre 2023.

Un Groupe *ad hoc* sur la sensibilité des espèces de crustacés aux maladies listées par l'OMSA a procédé antérieurement aux évaluations de la sensibilité à l'infection par le virus du syndrome des points blancs, en juin 2016. Il vient de réaliser d'autres évaluations en raison de la disponibilité de nouveaux éléments de preuve de nature scientifique à examiner sur la sensibilité des crustacés à l'infection par le virus du syndrome des points blancs. Les résultats des évaluations réalisées en 2016 et 2023 sont incluses dans le présent rapport.

La liste des participants à l'évaluation réalisée en 2023 ainsi que les termes de référence associés figurent respectivement dans les annexes 1 et 2. La liste des participants à l'évaluation réalisée en 2016 est présentée en annexe 3.

2. Méthodologie

Le Groupe *ad hoc* a appliqué les critères, tels qu'énoncés dans le chapitre 1.5 « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique » du *Code sanitaire pour les animaux aquatiques* de l'OMSA (désigné ci-après comme le *Code aquatique*), afin d'évaluer la sensibilité des espèces hôtes potentielles à l'infection par le virus du syndrome des points blancs.

Une approche en trois étapes, telle que décrite à l'article 1.5.3., a été utilisée afin d'évaluer la sensibilité d'une espèce à l'infection par le virus du syndrome des points blancs et consistait en :

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

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

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

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

Les détails concernant l'approche en trois étapes utilisée par le Groupe *ad hoc* pour l'infection par le virus du syndrome des points blancs sont présentés ci-après et assortis de considérations additionnelles :

2.1. Étape 1 : critères permettant de déterminer si la voie de transmission correspond aux voies de transmission naturelle de l'infection :

Le Tableau 1 décrit le type de voie de transmission de l'infection par le virus du syndrome des points blancs examiné par le Groupe *ad hoc* à l'étape 1 afin d'évaluer la sensibilité à l'infection par ce virus ; il inclut également plusieurs considérations.

Tableau 1 : Voie de transmission de l'infection par le virus du syndrome des points blancs

Voie de transmission	Considérations
L'exposition naturelle à l'infection, qui comprend les situations où l'infection est apparue sans intervention expérimentale (par exemple, une infection dans des populations sauvages ou d'élevage) OU Les procédures expérimentales non invasives, qui consistent par exemple en une induction de l'infection par cohabitation avec des hôtes infectés, par immersion ou <i>per os</i> .	L'infection expérimentale par voie invasive (c'est-à-dire par une injection) n'a pas été considérée comme constituant une voie naturelle de transmission ; par conséquent, les études rapportant ce type de procédure n'ont pas été évaluées.

2.2. Étape 2 : critères permettant de déterminer si l'agent pathogène a été identifié de façon adéquate

Le Tableau 2 décrit les méthodes utilisées par le Groupe *ad hoc* à l'étape 2 pour identifier le virus du syndrome des points blancs, assorties de plusieurs considérations.

Tableau 2 : Méthodes d'identification du virus du syndrome des points blancs

Méthodes d'identification de l'agent pathogène (virus du syndrome des points blancs)	Considérations
Réalisation d'une PCR en temps réel spécifique mettant en œuvre une sonde TaqMan (par exemple, Moody <i>et al.</i> , 2022) OU Réalisation d'une PCR ou d'une PCR nichée suivie d'une analyse de séquence (par exemple, Lo <i>et al.</i> , 1996) ¹ OU Réalisation d'une hybridation <i>in situ</i> au moyen d'une sonde spécifique du virus du syndrome des points blancs (par exemple, Nunan & Lightner, 1997) OU Recours à une méthode LAMP et à des amorces ciblant spécifiquement le virus du syndrome des points blancs (par exemple, Kono <i>et al.</i> , 2004)	En raison de la spécificité de la PCR en temps réel mettant en œuvre une sonde TaqMan, il n'a pas été jugé nécessaire de procéder à l'analyse de la séquence pour confirmer l'identité de l'agent pathogène. En cas d'utilisation d'un kit PCR commercial approuvé par l'OMSA aux fins de l'identification de l'agent pathogène, il n'était pas nécessaire de procéder au séquençage.

¹ La réalisation d'une PCR avec au moins deux ensembles d'amorces à la place d'une analyse de séquence a été considérée comme suffisante aux fins de l'identification de l'agent pathogène.

2.3. Étape 3 : critères permettant de déterminer si l'agent pathogène a été identifié de façon adéquate

Le Tableau 3 décrit le type d'éléments de preuve de la présence de l'infection utilisés par le Groupe *ad hoc* en étape 3 pour évaluer la sensibilité à l'infection par le virus du syndrome des points blancs.

Tableau 3 : Éléments de preuve de la présence de l'infection par le virus du syndrome des points blancs

Éléments de preuve de la présence de l'infection par le virus du syndrome des points blancs			
A : Réplication	B : Viabilité ou Infectiosité	C : Modifications pathologiques ou cliniques ²	D : Localisation de l'agent pathogène dans les tissus
<p>Présence d'inclusions caractéristiques et émission de signaux d'hybridation suite à la réalisation d'hybridation <i>in situ</i> (ISH) ou d'immunofluorescence indirecte (IFAT).</p> <p>OU</p> <p>Présence de virions au niveau des inclusions observée en microscopie électronique en transmission (MET).</p> <p>OU</p> <p>Mise en évidence d'un grand nombre de copies dans le temps par PCR avec sonde TaqMan spécifique (par exemple, Moody <i>et al.</i>, 2022).</p> <p>OU</p> <p>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.</p> <p>OU</p> <p>Passage successif d'isolats prélevés sur un individu dans des individus SPF (exempts d'organismes pathogènes spécifiques) de la même espèce.</p>	<p>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.</p>	<p>Présence d'inclusions éosinophiles et basophiles dans le noyau des cellules des organes et tissus cible.</p> <p>Marginalisation de la chromatine des noyaux hypertrophiés des cellules de l'hôte, associée ou non à la présence de signes cliniques (par exemple, présence de taches blanches sur la cuticule ; animaux moribonds, léthargiques)</p>	<p>L'agent pathogène est localisé dans les cellules des tissus d'origine ectodermique et mésodermique.</p> <p>Les tissus et organes cible sont l'épithélium cuticulaire (des branchies, pléopodes et d'autres appendices), le tissu conjonctif, le tissu hématopoïétique, les hémocytes, la glande antennaire et l'organe lymphoïde.³</p>

² Les modifications pathologiques et cliniques peuvent être non spécifiques, variables et inclure une partie ou la totalité des caractéristiques listées.

³ L'organe lymphoïde n'est pas présent chez la plupart des espèces hôtes n'appartenant pas au taxon des pénéidés. S'agissant des hôtes n'appartenant pas au sous-embranchement des crustacés, d'autres organes et tissus peuvent permettre de mettre en évidence la présence de l'infection par le virus du syndrome des points blancs.

3. Catégories de résultats et évaluations

Le Tableau 4 décrit les différentes catégories et résultats des évaluations réalisées par le Groupe *ad hoc*.

Tableau 4 : Catégories

Catégories	Résultats
1	Espèces évaluées comme étant sensibles à l'infection (conformément à l'article 1.5.7.). Le Groupe <i>ad hoc</i> a proposé de les inclure, dans l'article 9.9.2. du chapitre 9.9. « Infection par le virus du syndrome des points blancs » du <i>Code aquatique</i> ainsi que dans la section 2.2.1. du chapitre 2.2.8. « Infection par le virus du syndrome des points blancs » du <i>Manuel des tests de diagnostic pour les animaux aquatiques</i> (désigné ci-après comme le <i>Manuel aquatique</i>).
2	Espèces pour lesquelles les preuves permettant de démontrer la sensibilité ont été jugées insuffisantes (conformément à l'article 1.5.8. du <i>Code aquatique</i>). Le Groupe <i>ad hoc</i> a proposé de les inclure, dans la section 2.2.2. « Species with incomplete evidence for susceptibility » du chapitre 2.2.8. « Infection par le virus du syndrome des points blancs » du <i>Manuel aquatique</i> .
3	Espèces pour lesquelles les informations recueillies s'avéraient non résolues ou contradictoires. Le Groupe <i>ad hoc</i> n'a proposé de les inclure ni dans le <i>Manuel aquatique</i> ni dans le <i>Code aquatique</i> . Une exception a été faite pour les espèces présentant des résultats positifs à la PCR ciblant spécifiquement l'agent pathogène mais pour lesquelles la présence de l'infection n'a pas été démontrée. Le Groupe <i>ad hoc</i> a proposé d'inclure ces espèces dans le second paragraphe de la section 2.2.2. « Species with incomplete evidence for susceptibility » du chapitre 2.2.8. « Infection par le virus du syndrome des points blancs » du <i>Manuel aquatique</i> .
4	Espèces évaluées comme étant non sensibles à l'infection.
NS	Espèces non classées en raison de l'insuffisance d'information ou de son absence de pertinence.

Le Tableau 5 synthétise l'ensemble des évaluations de la sensibilité des espèces hôtes à l'infection par le virus du syndrome des points blancs réalisées par le Groupe *ad hoc* ainsi que les résultats et références pertinentes. À l'étape 3, les éléments de preuve permettant de satisfaire au seul critère A étaient suffisants pour conclure à l'infection, tel que décrit dans le chapitre 1.5. du *Code aquatique*. 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.

Acronymes figurant dans le tableau d'évaluation

N : Apparition naturelle de l'infection

E : Induction de l'infection au moyen de procédures expérimentales non invasives

EI : Induction de l'infection au moyen de procédures expérimentales invasives

OUI : La satisfaction au critère a été démontrée

NON : La satisfaction au critère n'a pas été démontrée

I : Incertain

ND : La satisfaction au critère n'a pas été déterminée

NS : Espèce non classée

N/A : Non applicable

Tableau 5 : Évaluations de la sensibilité des espèces hôtes à l'infection par le virus du syndrome des points blancs

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Catégorie 1											
Astacidae	<i>Austropotamobius pallipes</i>	écrevisse à pattes blanches	E et EI	PCR et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Bateman <i>et al.</i> , 2012b
	<i>Pacifastacus leniusculus</i>	écrevisse signal	E	PCR et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Bateman <i>et al.</i> , 2012b
	<i>Pontastacus leptodactylus</i>	écrevisse à pattes grêles	E	HIS, MET et dot blot	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Corbel <i>et al.</i> , 2001
Calanidae	<i>Calanus pacificus californicus</i>	absence de nom vernaculaire	E	qPCR des transcrits du gène VP28	OUI	NON	NON	NON	1	2016	Mendoza-Cano <i>et al.</i> , 2014
Cambaridae	<i>Faxonius limosus</i>	écrevisse américaine	E et EI	MET, dot blot	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Corbel <i>et al.</i> , 2001
	<i>Procambarus clarkii</i>	écrevisse rouge de marais	N, E et EI	PCR, HIS, dot blot	OUI	NON/OUI	OUI	OUI	1	2016	Baumgartner <i>et al.</i> , 2009; Chang <i>et al.</i> , 1998a; Du <i>et al.</i> , 2008; Huang <i>et al.</i> , 2001; Wang <i>et al.</i> , 1998a; Xue <i>et al.</i> , 2012; Xu <i>et al.</i> , 2007
	<i>Procambarus zonangulus</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR et séquençage	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Baumgartner <i>et al.</i> , 2009
Cancriidae	<i>Cancer pagurus</i>	tourteau	E et EI	HIS, MET, dot blot	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Bateman <i>et al.</i> , 2012b; Corbel <i>et al.</i> , 2001
Nephropidae	<i>Homarus gammarus</i>	homard européen	E et EI	PCR et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Bateman <i>et al.</i> , 2012a; Bateman <i>et al.</i> , 2012b

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
	<i>Nephrops norvegicus</i>	langoustine	E et EI	PCR et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Bateman <i>et al.</i> , 2012b
Paguridae	<i>Pagurus benedicti</i>	absence de nom vernaculaire	N et EI	PCR, MET	OUI	NON	NON	NON	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 2012
Palaemonidae	<i>Palaemon carinicauda</i>	bouquet quille	N et E	qPCR, dot blot, HIS	OUI	OUI	NON/OUI	OUI	1	2016	Dun <i>et al.</i> , 2015; Xu <i>et al.</i> , 2007
	<i>Palaemon orientis</i>	absence de nom vernaculaire	E	PCR, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 1998b; Wang <i>et al.</i> , 1998a
	<i>Palaemon ritteri</i>	bouquet des marées	E	PCR et séquençage	OUI	NON	OUI	NON	1	2016	Sánchez-Paz <i>et al.</i> , 2015
Palinuridae	<i>Panulirus penicillatus</i>	langouste fourchette	E	PCR, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 1998a; Chang <i>et al.</i> , 1998b; Wang <i>et al.</i> , 1998a
	<i>Panulirus versicolor</i>	langouste bariolée	E	PCR, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 1998a; Chang <i>et al.</i> , 1998b
Parastacidae	<i>Cherax quadricarinatus</i>	[red claw crayfish]	E et EI	PCR, qPCR, IHC	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Gao <i>et al.</i> , 2014; Soowannayan <i>et al.</i> , 2011
Penaeidae	<i>Metapenaeus ensis</i>	crevette glissante	N et E	PCR, HIS, dot blot	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 1998a; Chang <i>et al.</i> , 1998b; Wang <i>et al.</i> , 1998a; Wang <i>et al.</i> , 1998b; Xu <i>et al.</i> , 2007

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
	<i>Penaeus chinensis</i>	crevette charnue	N et EI	qPCR, MET, dot blot, HIS	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Gao <i>et al.</i> , 2011; Huang <i>et al.</i> , 2001; Jang <i>et al.</i> , 2009; Zhan <i>et al.</i> , 1998; Xu <i>et al.</i> , 2007
	<i>Penaeus indicus</i>	crevette blanche des Indes	N	PCR et séquençage	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Toms <i>et al.</i> , 2015; Rajan <i>et al.</i> , 2000; Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Hameed <i>et al.</i> , 2000; Tang <i>et al.</i> , 2012
	<i>Penaeus japonicus</i>	crevette kuruma	N et E	PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Chou <i>et al.</i> , 1998; Feng <i>et al.</i> , 2014; Lo <i>et al.</i> , 1996b; Wang <i>et al.</i> , 1998b; You <i>et al.</i> , 2010; Zhan <i>et al.</i> , 1998; Zhang <i>et al.</i> , 2008
	<i>Penaeus monodon</i>	crevette géante tigrée	N	PCR, HIS, MET, dot blot	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Toms <i>et al.</i> , 2015; Lo <i>et al.</i> , 1996b; Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Hameed <i>et al.</i> , 2000; Wang <i>et al.</i> , 1998a; Wang <i>et al.</i> , 1998b; Zhan <i>et al.</i> , 1998; Xu <i>et al.</i> , 2007
	<i>Penaeus paulensis</i>	crevette de Sao Paulo	N	PCR et séquençage	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Souto Cavalli <i>et al.</i> , 2011
	<i>Penaeus stylirostris</i>	crevette bleue	N	PCR (5 ensembles d'amorces)	OUI	ND	ND	OUI	1	2023	Galaviz-Silva <i>et al.</i> , 2004

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
			E	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Lightner <i>et al.</i> , 1998
	<i>Penaeus vannamei</i>	crevette pattes blanches	N et E	PCR, HIS, histologie, dot blot	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Cuéllar-Anjel <i>et al.</i> , 2012; Lightner <i>et al.</i> , 1998; Lo <i>et al.</i> , 1999; Wang <i>et al.</i> , 1998b; Xu <i>et al.</i> , 2007
	<i>Trachysalambria curvirostris</i>	[southern rough shrimp]	E	PCR, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 1998b; Wang <i>et al.</i> , 1998a
Polybiidae	<i>Liocarcinus depurator</i>	étrille pattes bleues	E	MET, HIS, dot blot	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Corbel <i>et al.</i> , 2001
	<i>Necora puber</i>	étrille commune	E	PCR, MET, HIS, dot blot	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Corbel <i>et al.</i> , 2001
Portunidae	<i>Charybdis (Charybdis) granulata</i>	absence de nom vernaculaire	E	PCR, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 1998b; Wang <i>et al.</i> , 1998a
	<i>Portunus sanguinolentus</i>	[threespot swimming crab]	N, E et EI	PCR, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	1	2016	Chang <i>et al.</i> , 1998a; Chang <i>et al.</i> , 1998b; Kou <i>et al.</i> , 1998; Lo <i>et al.</i> , 1996a; Lo <i>et al.</i> , 1996b; Hameed <i>et al.</i> , 2003; Wang <i>et al.</i> , 1998b

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
	<i>Scylla serrata</i>	crabe de palétuviers	N et E	PCR, HIS	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Chen <i>et al.</i> , 2000; Toms <i>et al.</i> , 2015; Kanchanaphum <i>et al.</i> , 1998; Liu <i>et al.</i> , 2011a; Liu <i>et al.</i> , 2011b; Lo <i>et al.</i> , 1996a; Lo <i>et al.</i> , 1996b; Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Overstreet <i>et al.</i> , 2009; Supamattaya <i>et al.</i> , 1998
Varunidae	<i>Eriocheir sinensis</i>	crabe chinois	N, E et EI	PCR et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	2016	Bateman <i>et al.</i> , 2012b; Ding <i>et al.</i> , 2015
Catégorie 2											
Carcinidae	<i>Carcinus maenas</i>	crabe vert	E et EI	PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Bateman <i>et al.</i> , 2012b; Corbel <i>et al.</i> , 2001
Ergasilidae	<i>Ergasilus manicatus</i>	absence de nom vernaculaire	E	qPCR	OUI	NON	NON	NON	2	2016	Overstreet <i>et al.</i> , 2009
Gecarcinucidae	<i>Spiralothelphusa hydrodroma</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Sundar Raj <i>et al.</i> , 2012; Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2001
	<i>Vela pulvinata</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2001
Grapsidae	<i>Metopograpsus sp.</i>	N/A	E	ME chez <i>P. vannamei</i> (pas de PCR)	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Rajendran <i>et al.</i> , 1999

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Macrophthalmidae	<i>Macrophthalmus (Mareotis) japonicus</i>	absence de nom vernaculaire	N	Dot blot, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Xu <i>et al.</i> , 2007
Ocypodidae	<i>Leptuca pugilator</i>	[Atlantic sand fiddler]	E et EI	PCR, HIS	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Kanchanaphum <i>et al.</i> , 1998
Palaemonidae	<i>Macrobrachium idella</i>	bouquet hâve	E	Histopathologie et Western blot	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2000
	<i>Macrobrachium lamarrei</i>	bouquet kuncho	E	Histopathologie et Western blot	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2000
	<i>Macrobrachium nipponense</i>	bouquet nippon	E	PCR	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Yun <i>et al.</i> , 2014
	<i>Macrobrachium rosenbergii</i>	bouquet géant	E et I	Utilisation de diverses méthodes	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Corteel <i>et al.</i> , 2012; Gudkovs <i>et al.</i> , 2014; Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a; Lo <i>et al.</i> , 1996a; Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2000
	<i>Palaemon adspersus</i>	bouquet balte	E et EI	PCR, MET, HIS, dot blot	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Corbel <i>et al.</i> , 2001
Palinuridae	<i>Panulirus homarus</i>	langouste festonnée	EI	ME chez <i>P. vannamei</i> - pas de PCR ni de séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Rajendran <i>et al.</i> , 1999
	<i>Panulirus polyphagus</i>	langouste de vase	E	ME chez <i>P. vannamei</i> - pas de PCR ni de séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Rajendran <i>et al.</i> , 1999

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Penaeidae	<i>Metapenaeus dobsoni</i>	crevette kadal	N et E	PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a; Rajendran <i>et al.</i> , 1999
	<i>Metapenaeus monoceros</i>	crevette mouchetée	N et E	PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Joseph <i>et al.</i> , 2015; Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Yan <i>et al.</i> , 2004
	<i>Penaeus aztecus</i>	crevette royale grise	E	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Lightner <i>et al.</i> , 1998
			N	PCR (3 ensembles d'amorces)	ND	OUI	ND	ND	3	2023	Chapman <i>et al.</i> , 2004
	<i>Penaeus duorarum</i>	crevette rose du Nord	E	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Lightner <i>et al.</i> , 1998
			N	Négatif (PCR - 3 ensembles d'amorces) ⁴	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Chapman <i>et al.</i> , 2004.
			E	NON – seule l'histologie a été réalisée	OUI	OUI	OUI	OUI	NS	2023	Qiong-Wang <i>et al.</i> , 1999
	<i>Penaeus merguensis</i>	crevette banane	N et E	PCR, MET/IFA	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Flegel <i>et al.</i> , 2013; Wang <i>et al.</i> , 2002
			N	PCR nichée et séquençage	ND	ND	ND	OUI	2	2023	Saravanan <i>et al.</i> , 2017
	<i>Penaeus setiferus</i>		N	PCR (3 ensembles d'amorces)	OUI ⁵	OUI	ND	ND	2	2023	Chapman <i>et al.</i> , 2004

⁴ Le nombre d'animaux testés dans l'étude était faible ; ces animaux ont présenté des résultats négatifs au test PCR mettant en œuvre trois ensembles d'amorces.

⁵ Des preuves de la réplication du virus du syndrome des points blancs (critère 3A satisfait) ont été constatées chez un seul des 586 animaux testés.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
		crevette ligubam du Nord	E	Inoculum non caractérisé ; seule l'histopathologie est typique	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Lightner <i>et al.</i> , 1998
			N	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammad <i>et al.</i> , 2020
Portunidae	<i>Callinectes sapidus</i>	crabe bleu	E et EI	RT-PCR avec sonde TaqMan	OUI	ND	ND	ND	1 ⁶	2023	Blaylock <i>et al.</i> , 2019
			N	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	OUI	ND	ND	3	2023	Powell <i>et al.</i> , 2015
	<i>Charybdis (Charybdis) feriata</i>	[crucifix crab]	N et E	PCR, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a; Kou <i>et al.</i> , 1998; Lo <i>et al.</i> , 1996a; Wang <i>et al.</i> , 1998a
	<i>Portunus pelagicus</i>	étrille bleue	N, E et EI	PCR	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Kou <i>et al.</i> , 1998; Supamattaya <i>et al.</i> , 1998
	<i>Portunus trituberculatus</i>	crabe gazami	N	qPCR	NON	NON	NON	NON	2	2016	Meng <i>et al.</i> , 2009
	<i>Scylla tranquebarica</i>	[purple mud crab]	N et E	PCR nichée	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2023	Gopalakrishnan <i>et al.</i> , 2011
N, E et EI			PCR (infection naturelle seulement)	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Joseph <i>et al.</i> , 2015; Rajendran <i>et al.</i> , 1999	
Scyllaridae	<i>Scyllarus arctus</i>	petite cigale	E et EI	MET, dot blot	OUI	NON	OUI	NON	2	2016	Corbel <i>et al.</i> , 2001
Sergestidae	<i>Acetes sp.</i>	N/A	E et EI	PCR	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Supamattaya <i>et al.</i> , 1998

⁶ Le Groupe *ad hoc* n'a pas considéré que l'unique publication permettant de classer cette espèce hôte dans la catégorie « 1 » était suffisamment robuste pour un classement final dans la catégorie « 1 ».

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Sesarmidae	<i>Sesarma sp.</i>	N/A	E et EI	PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	2	2016	Kanchanaphum <i>et al.</i> , 1998; Rajendran <i>et al.</i> , 1999
Varunidae	<i>Helice tientsinensis</i>	absence de nom vernaculaire	N	dot blot, HIS	OUI	NON	OUI	OUI	2	2016	Xu <i>et al.</i> , 2007
Catégorie 3											
Alpheidae	<i>Alpheus brevicristatus</i>	cardon teppo	ND	PCR nichée	NON	NON	NON	NON	3	2016	Takahashi <i>et al.</i> , 2003
			EI	PCR nichée, dot blot et HIS	OUI	OUI	OUI	OUI	NS	2016	Takahashi <i>et al.</i> , 2003; Xu <i>et al.</i> , 2007
	<i>Alpheus digitalis</i>	cardon tenaille	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
	<i>Alpheus japonicus</i>	cardon japonais	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
	<i>Alpheus lobidens</i>	[brownbar snapping shrimp]	ND	PCR nichée	NON	NON	NON	NON	3	2016	Takahashi <i>et al.</i> , 2003
Artemiidae	<i>Artemia salina</i>	crevette de salines	ND	PCR nichée	NON	NON	NON	NON	3	2016	Otta <i>et al.</i> , 1999
	<i>Artemia sp.</i>	N/A	N et E	Dot blot, HIS	NON	NON	NON	NON	3	2016	Xu <i>et al.</i> , 2007
			E	PCR nichée	ND	ND	ND	ND	3	2023	Zhang <i>et al.</i> , 2010
<i>Nikora sp.</i>	N/A	E	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Zhang <i>et al.</i> , 2008	
Astacidae	<i>Astacus astacus</i>	écrevisse à pieds rouges	E et EI	PCR nichée	NON	NON	NON	NON	3	2016	Jiravanichpaisal <i>et al.</i> , 2004
Balanidae	<i>Balanus sp.</i>	N/A	N, E et EI	PCR et séquençage ; dot blot, HIS	NON/OUI	NON/OUI	NON/OUI	NON/OUI	3	2016	Ramirez-Douriet <i>et al.</i> , 2005; Xu <i>et al.</i> , 2007

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Calappidae	<i>Calappa philargius</i>	[spectacled box crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Cambaridae	<i>Faxonius punctimanus</i>	[spothand crayfish]	N	PCR, sonde	NON	NON	NON	NON	3	2016	Lo <i>et al.</i> , 1999
Crangonidae	<i>Crangon affinis</i>	crevette japonaise	E	PCR, anticorps monoclonaux	NON	NON	OUI	NON	3	2016	Gong <i>et al.</i> , 2010
			N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Cyclopidae	<i>Apocyclops royi</i>	absence de nom vernaculaire	E	PCR et séquençage	OUI	NON	NON	NON	3	2016	Chang <i>et al.</i> , 2011
Diogenidae	<i>Diogenes nitidimanus</i>	absence de nom vernaculaire	EI	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Chang <i>et al.</i> , 2012
Dorippidae	<i>Paradorippe granulata</i>	[granulated mask crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Epialtidae	<i>Doclea muricata</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Euphausiidae	<i>Euphausia pacifica</i>	[Isada krill]	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Galenidae	<i>Halimede ochtodes</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Grapsidae	<i>Grapsus albolineatus</i>	[mottled crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
	<i>Metopograpsus messor</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a

⁷ Les résultats figurant dans cette étude concernaient l'ensemble des crabes testés et ne permettaient pas de distinguer les animaux infectés au moyen d'une méthode invasive de ceux infectés au moyen d'une méthode non invasive.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Hippolytidae	<i>Latreutes anoplonyx</i>	bouc méduse	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
	<i>Latreutes planirostris</i>	bouc nez émoussé	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Leucosiidae	<i>Philyra syndactyla</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Lithodidae	<i>Lithodes maja</i>	crabe royal de roche	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Macrophthalmide	<i>Macrophthalmus (Macrophthalmus) sulcatus</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a
Matutidae	<i>Ashtoret miersii</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
	<i>Matuta planipes</i>	[flower moon crab]	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Otta <i>et al.</i> , 1999
Menippidae	<i>Menippe rumphii</i>	[maroon stone crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Ocypodidae	<i>Gelasimus vocans</i>	[orange fiddler crab]	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a
	<i>Leptuca panacea</i>	[gulf sand fiddler]	N et EI	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammed <i>et al.</i> , 2020
	<i>Leptuca spinicarpa</i>	[spined fiddler]	N	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammed <i>et al.</i> , 2020
	<i>Minuca longisignalis</i>	[gulf marsh fiddler]	N	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammed <i>et al.</i> , 2020
	<i>Minuca minax</i>	[redjointed fiddler]	N	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammed <i>et al.</i> , 2020
	<i>Minuca rapax</i>	[mudflat fiddler]	N	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammed <i>et al.</i> , 2020

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Paguridae	<i>Pagurus angustus</i>	absence de nom vernaculaire	EI	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Chang <i>et al.</i> , 2012
Palaemonidae	<i>Palaemon gravieri</i>	bouquet chinois des canaux	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
	<i>Palaemon macrodactylus</i>	bouquet migrateur	N	PCR, qPCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Martorelli <i>et al.</i> , 2010
	<i>Palaemon pandaliformis</i>	bouquet potitinga	N	LAMP	ND	ND	ND	NON ⁸	3	2023	Bandeira <i>et al.</i> , 2018
	<i>Palaemon pugio</i>	[daggerblade grass shrimp]	N et EI	qPCR	NON	NON	OUI	NON	3	2016	Muhammed et Lotz, 2015
			N et EI	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammed <i>et al.</i> , 2020
<i>Palaemon sp.</i>	N/A	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Lo <i>et al.</i> , 1996a	
Parthenopidae	<i>Parthenope prensor</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Pasiphaeidae	<i>Leptochela gracilis</i>	sivade cristal	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Penaeidae	<i>Artemesia longinaris</i>	crevette stylet d'Argentine	N	PCR/qPCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Martorelli <i>et al.</i> , 2010
	<i>Metapenaeus affinis</i>	crevette jinga	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Gholamhoseini <i>et al.</i> , 2013
	<i>Metapenaeus brevicornis</i>	crevette jaune	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001b

⁸ Du tissu branchial a été utilisé aux fins de l'identification de l'agent pathogène. Toutefois, il n'était pas précisé si sa détection a été faite à la surface de l'animal ou dans le tissu.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
	<i>Parapenaeopsis stylifera</i>	crevette kidi	N	PCR, sondes ciblant des gènes	NON	NON	NON	NON	3	2016	Gholamhoseini <i>et al.</i> , 2013; Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a
	<i>Penaeus californiensis</i>	crevette pattes jaunes	N	PCR et séquençage	NON	NON	NON	NON	3	2016	Macías-Rodríguez <i>et al.</i> , 2014
	<i>Penaeus penicillatus</i>	crevette queue rouge	N et E	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Chou <i>et al.</i> , 1998; Lo <i>et al.</i> , 1996a; Wang <i>et al.</i> , 1998a
	<i>Penaeus semisulcatus</i>	crevette tigrée verte	N et E	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Lo <i>et al.</i> , 1996a; Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Wang <i>et al.</i> , 1998a
Portunidae	<i>Callinectes arcuatus</i>	crabe couata	N	PCR (5 ensembles d'amorces)	ND	ND	ND	ND	3	2023	Galaviz-Silva <i>et al.</i> , 2004
			N	PCR et séquençage	NON	NON	NON	NON	3	2016	Macías-Rodríguez <i>et al.</i> , 2014
	<i>Charybdis (Charybdis) annulata</i>	[banded-legged swimming crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
	<i>Charybdis (Charybdis) japonica</i>	[Japanese swimming crab]	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Takahashi <i>et al.</i> , 2003
	<i>Charybdis (Charybdis) lucifer</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
	<i>Charybdis (Charybdis) natator</i>	[ridged swimming crab]	N et E	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Kou <i>et al.</i> , 1998
			E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
	<i>Podophthalmus vigil</i>	[periscope crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
	<i>Portunus sanguinolentus</i>	[threespot swimming crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2002
	<i>Portunus trituberculatus</i>	crabe gazami	N, E et EI	qPCR, MET, histopathologie	OUI	NON	OUI	OUI	3	2016	Muhammad et Lotz, 2015
	<i>Thalamita danae</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed, <i>et al.</i> , 2003
Sergestidae	<i>Acetes chinensis</i>	crevette mauxia nordique	N	LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Sesarmidae	<i>Armases cinereum</i>	[squareback marsh crab]	N	Uniquement qPCR	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Muhammad <i>et al.</i> , 2020
	<i>Circulium rotundatum</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Otta <i>et al.</i> , 1999
Solenoceridae	<i>Solenocera crassicornis</i>	salicoque des vases côtières	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a
Squillidae	<i>Squilla mantis</i>	squille ocellée	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a
Upogebiidae	<i>Austinogebia edulis</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR	ND	ND	ND	OUI	3	2023	Zhu <i>et al.</i> , 2019
Varunidae	<i>Chhapparus intermedius</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001a; Shahadat Hossain <i>et al.</i> , 2001b
	<i>Cyrtograpsus angulatus</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR, qPCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Martorelli <i>et al.</i> , 2010

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
	<i>Helice tridens</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Kou <i>et al.</i> , 1998
	<i>Neohelice granulata</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR et séquençage	NON	NON	NON	NON	3	2016	Cavalli <i>et al.</i> , 2013; Marques <i>et al.</i> , 2011
Xanthidae	<i>Atergatis integerrimus</i>	[red egg crab]	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
	<i>Demania splendida</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
	<i>Liagore rubronaculata</i>	absence de nom vernaculaire	E et EI	PCR	ND	ND	I ⁷	OUI	3	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2003
Non classé (NS)											
Artemiidae	<i>Artemia franciscana</i>	absence de nom vernaculaire	E	NON – PCR	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Sahul Hameed <i>et al.</i> , 2002
Calappidae	<i>Calappa lophos</i>	[common box crab]	N et EI	NON - PCR	NON	NON	NON	NON	NS	2023	Wang <i>et al.</i> , 1998a
Callianassidae	<i>Neotrypaea harmandi</i>	absence de nom vernaculaire	EI	Dot blot, HIS	OUI	OUI	OUI	OUI	NS	2016	Xu <i>et al.</i> , 2007
Lysmatidae	<i>Lysmata vittata</i>	bouc rayé indien	N	négatif – LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Nephropidae	<i>Homarus americanus</i>	homard américain	EI	RT-PCR avec sonde TaqMan	N/A	N/A	N/A	N/A	NS	2023	Clark <i>et al.</i> , 2013
Palinuridae	<i>Panulirus argus</i>	langouste blanche	E et EI	RT-PCR avec sonde TaqMan	I ⁹	ND	I ⁹	I ⁹	NS	2023	Ross <i>et al.</i> , 2019

⁹ Les auteurs de l'étude n'ont pas distingué les deux groupes expérimentaux et seul un des sept animaux exposés à de l'eau contaminée a présenté un résultat faiblement positif à la qPCR (499 copies dans 0.25 mg d'hémolymphe).

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
	<i>Panulirus longpipes</i>	langouste diablotin	N et EI	NON - PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	NS	2023	Wang <i>et al.</i> , 1998a
	<i>Panulirus ornatus</i>	langouste ornée	EI	NON - PCR	OUI	OUI	OUI	OUI	NS	2023	Rajendran <i>et al.</i> , 1999; Wang <i>et al.</i> , 1998a
Panopeidae	<i>Panopeus obesus</i>	[saltmarsh mud crab]	N	RT-PCR avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	NS	2023	Muhammed <i>et al.</i> , 2020
Penaeidae	<i>Metapenaeus joyneri</i>	crevette siba	N	négatif – LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
	<i>Penaeus brasiliensis</i>	crevette royale rose	N	¹⁰	NON	NON	OUI	OUI	NS	2023	Cavalli <i>et al.</i> , 2011
	<i>Penaeus schmitti</i>	crevette ligubam du Sud	EI	HIS	OUI	ND	OUI	OUI	NS	2023	Unzueta-Bustamante <i>et al.</i> , 2004
Parastacidae	<i>Cherax destructor</i>	[yabby crayfish]	EI	NON – histologie, dot blot	OUI	NON	OUI	OUI	NS	2016	Edgerton <i>et al.</i> , 2004
Portunidae	<i>Scylla olivacea</i>	[orange mud crab]	EI	qPCR	OUI	NON	OUI	OUI	NS	2016	Somboonna <i>et al.</i> , 2010
	<i>Scylla paramamosain</i>	[green mud crab]	EI	PCR en temps réel avec sonde TaqMan	OUI	ND	ND	OUI	NS	2023	Gong <i>et al.</i> , 2022
			EI	PCR en temps réel avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	NS	2023	Kong <i>et al.</i> , 2020
Sesarmidae	<i>Sesarma reticulatum</i>	[purple marsh crab]	N	PCR en temps réel avec sonde TaqMan	ND	ND	ND	OUI	NS	2023	Muhammad <i>et al.</i> , 2020
Sicyoniidae	<i>Sicyonia lancifer</i>	boucot chevalier	N	négatif – LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021

¹⁰ L'étude ne précisait pas si les résultats à la PCR et l'analyse de la séquence concernaient cette espèce hôte.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Squillidae	<i>Oratosquilla oratoria</i>	[Japanese squillid mantis shrimp]	N	négatif – LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Thoridae	<i>Eualus sinensis</i>	bouc iso	N	négatif – LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Upogebiidea	<i>Upogebia major</i>	[Japanese mud shrimp]	N	négatif – LAMP, PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Xu <i>et al.</i> , 2021
Varunidae	<i>Hemigrapsus sanguineus</i>	[Asian shore crab]	EI	Dot blot, HIS	OUI	OUI	OUI	OUI	NS	2016	Xu <i>et al.</i> , 2007

Tableau 6 : Évaluations de la sensibilité d'espèces autres que les crustacés à l'infection par le virus du syndrome des points blancs

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Ampullariidae	<i>Pomacea linnaei</i>	absence de nom vernaculaire	N	LAMP	ND	ND	ND	ND	NS	2023	Bandeira <i>et al.</i> , 2018
Brachionidae	<i>Brachionus plicatillis</i>	absence de nom vernaculaire	E	PCR	ND	ND	ND	ND	3	2023	Corre <i>et al.</i> , 2012
	<i>Brachionus urceolaris</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR	NON	NON	NON	NON	3	2016	Yan <i>et al.</i> , 2004
Eunicidae	<i>Marphysa gravelyi</i>	absence de nom vernaculaire	N et E	PCR	ND	1 ¹¹	ND	ND	3	2023	Vijayan <i>et al.</i> , 2005
Nereididae	<i>Dendroneresis sp.</i>	N/A	N	PCR et séquençage	OUI	NON	OUI	NON	1	2016	Esrina <i>et al.</i> , 2012; Esrina <i>et al.</i> , 2013; Haryadi <i>et al.</i> , 2015

¹¹ Dans cette étude, *P. monodon* a été nourrie avec des vers polychètes infectés par le virus du syndrome des points blancs et l'identification de l'agent pathogène a été réalisée au moyen d'une PCR non suivie d'un séquençage ; par conséquent, le Groupe *ad hoc* a conclu que le virus détecté pouvait être issu du matériau original.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : Identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Année de réalisation de l'évaluation	Références
					A	B	C	D			
Ostreidae	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>gigas</i>	huître creuse du Pacifique	N	PCR et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	2023	Vazquez-Bouchard <i>et al.</i> , 2010
Thiaridae	<i>Melanoides tuberculata</i>	[red-rim melania]	N	LAMP	ND	ND	ND	ND	3	2023	Bandeira <i>et al.</i> , 2018
Veneridae	<i>Meretrix lusoria</i>	cythérée du Japon	E	PCR	OUI	OUI	ND	ND	2	2023	Chang <i>et al.</i> , 2011

4. Résultats

Le Groupe *ad hoc* a conclu que 32 espèces satisfaisaient aux critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à l'infection par le virus du syndrome des points blancs, conformément au chapitre 1.5. du *Code aquatique*. Il a proposé d'inclure ces espèces dans l'article 9.9.2. du chapitre 9.9. « Infection par le virus du syndrome des points blancs ». Elles figurent dans le tableau ci-après :

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
Astacidae	<i>Austropotamobius pallipes</i>	écrevisse à pattes blanches
	<i>Pacifastacus leniusculus</i>	écrevisse signal
	<i>Pontastacus leptodactylus</i>	écrevisse à pattes grêles
Calanidae	<i>Calanus pacificus californicus</i>	N/A
Cambaridae	<i>Faxonius limosus</i>	écrevisse américaine
	<i>Procambarus clarkii</i>	écrevisse rouge de marais
	<i>Procambarus zonangulus</i>	N/A
Cancridae	<i>Cancer pagurus</i>	tourteau
Nephropidae	<i>Homarus gammarus</i>	homard européen
	<i>Nephrops norvegicus</i>	langoustine
Paguridae	<i>Pagurus benedicti</i>	N/A
Palaemonidae	<i>Palaemon carinicauda</i>	bouquet quille
	<i>Palaemon orientis</i>	N/A
	<i>Palaemon ritteri</i>	bouquet des marées
Palinuridae	<i>Panulirus penicillatus</i>	langouste fourchette
	<i>Panulirus versicolor</i>	langouste barriolée
Parastacidae	<i>Cherax quadricarinatus</i>	[red claw crayfish]
Penaeidae	<i>Metapenaeus ensis</i>	crevette glissante
	<i>Penaeus chinensis</i>	crevette charnue
	<i>Penaeus indicus</i>	crevette blanche des Indes
	<i>Penaeus japonicus</i>	crevette kuruma
	<i>Penaeus monodon</i>	crevette géante tigrée
	<i>Penaeus paulensis</i>	crevette de Sao Paulo
	<i>Penaeus stylirostris</i>	crevette bleue
	<i>Penaeus vannamei</i>	crevette pattes blanches
<i>Trachysalambria curvirostris</i>	[southern rough shrimp]	
Polybiidae	<i>Liocarcinus depurator</i>	étrille pattes bleues
	<i>Necora puber</i>	étrille commune
Portunidae	<i>Charybdis (Charybdis) granulata</i>	N/A
	<i>Portunus sanguinolentus</i>	[threespot swimming crab]
	<i>Scylla serrata</i>	crabe de palétuviers
Varunidae	<i>Eriocheir sinensis</i>	crabe chinois

Le Groupe *ad hoc* a conclu que *Dendroneresis sp* (vers polychètes) satisfaisait également aux critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à l'infection par le virus du syndrome des points blancs, conformément au chapitre 1.5. du *Code aquatique*.

Les preuves permettant de démontrer la sensibilité de vingt-neuf espèces ont été jugées insuffisantes. Le Groupe *ad hoc* a donc proposé leur inclusion dans la section 2.2.2. du chapitre 2.2.8. du *Manuel aquatique*. Elles figurent dans le tableau ci-après :

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
Carcinidae	<i>Carcinus maenas</i>	crabe vert
Ergasilidae	<i>Ergasilus manicatus</i>	N/A
Gecarcinucidae	<i>Spiralothelphusa hydrodroma</i>	N/A
	<i>Vela pulvinata</i>	N/A
Grapsidae	<i>Metopograpsus sp.</i>	N/A
Macrophthalmidae	<i>Macrophthalmus (Mareotis) japonicus</i>	N/A
Ocypodidae	<i>Leptuca pugilator</i>	[Atlantic sand fiddler]
Palaemonidae	<i>Macrobrachium idella</i>	bouquet hâve
	<i>Macrobrachium lamarrei</i>	bouquet kuncho
	<i>Macrobrachium nipponense</i>	bouquet nippon
	<i>Macrobrachium rosenbergii</i>	bouquet géant
	<i>Palaemon adspersus</i>	bouquet balte
Palinuridae	<i>Panulirus homarus</i>	langouste festonnée
	<i>Panulirus polyphagus</i>	langouste de vase
Penaeidae	<i>Metapenaeus dobsoni</i>	crevette kadal
	<i>Metapenaeus monoceros</i>	crevette mouchetée
	<i>Penaeus aztecus</i>	crevette royale grise
	<i>Penaeus duorarum</i>	crevette rose du Nord
	<i>Penaeus merguensis</i>	crevette banane
	<i>Penaeus setiferus</i>	northern white shrimp
Portunidae	<i>Callinectes sapidus</i>	crabe bleu
	<i>Charybdis (Charybdis) feriata</i>	[crucifix crab]
	<i>Portunus pelagicus</i>	étrille bleue
	<i>Portunus trituberculatus</i>	crabe gazami
	<i>Scylla tranquebarica</i>	[purple mud crab]
Scyllaridae	<i>Scyllarus arctus</i>	petite cigale
Sergestidae	<i>Acetes sp.</i>	N/A
Sesarmidae	<i>Sesarma sp.</i>	N/A
Varunidae	<i>Helice tientsinensis</i>	N/A

Des résultats positifs à la PCR spécifique de l'agent pathogène ont été rapportés chez les 71 espèces listées. Par conséquent, le Groupe *ad hoc* a proposé de les inclure dans le second paragraphe de la section 2.2.2. du chapitre 2.2.8. du *Manuel aquatique*. Ces espèces figurent dans le tableau ci-après :

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
Alpheidae	<i>Alpheus brevicristatus</i>	cardon teppo
	<i>Alpheus digitalis</i>	cardon tenaille
	<i>Alpheus japonicus</i>	cardon japonais
	<i>Alpheus lobidens</i>	[brownbar snapping shrimp]
Artemiidae	<i>Artemia salina</i>	crevette de salines
	<i>Artemia sp.</i>	N/A
	<i>Nikora sp.</i>	N/A

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
Astacidae	<i>Astacus astacus</i>	écrevisse à pieds rouges
Balanidae	<i>Belanus sp.</i>	N/A
Calappidae	<i>Calappa philargius</i>	[spectacled box crab]
Cambaridae	<i>Faxonius punctimanus</i>	[spothand crayfish]
Crangonidae	<i>Crangon affinis</i>	crevette japonaise
Cyclopidae	<i>Apocyclops royi</i>	N/A
Diogenidae	<i>Diogenes nitidimanus</i>	N/A
Dorippidae	<i>Paradorippe granulata</i>	[granulated mask crab]
Epiplatidae	<i>Doclea muricata</i>	N/A
Euphausiidae	<i>Euphausia pacifica</i>	Isada krill
Galenidae	<i>Halimede ochtodes</i>	N/A
Grapsidae	<i>Grapsus albolineatus</i>	N/A
	<i>Metopograpsus messor</i>	N/A
Hippolytidae	<i>Latreutes anoplonyx</i>	bouc méduse
	<i>Latreutes planirostris</i>	bouc nez émoussé
Leucosiidae	<i>Philyra syndactyla</i>	N/A
Lithodidae	<i>Lithodes maja</i>	crabe royal de roche
Macrophthalmidae	<i>Macrophthalmus (Macrophthalmus) sulcatus</i>	N/A
Matutidae	<i>Ashtoret miersii</i>	N/A
	<i>Matuta planipes</i>	[flower moon crab]
Menippidae	<i>Menippe rumphii</i>	[maroon stone crab]
Ocypodidae	<i>Gelasimus vocans</i>	[orange fiddler crab]
	<i>Leptuca panacea</i>	[gulf sand fiddler]
	<i>Leptuca spinicarpa</i>	[spined fiddler]
	<i>Minuca longisignalis</i>	[gulf marsh fiddler]
	<i>Minuca minax</i>	[redjointed fiddler]
	<i>Minuca rapax</i>	[mudflat fiddler]
Paguridae	<i>Pagurus angustus</i>	N/A
Palaemonidae	<i>Palaemon gravieri</i>	bouquet chinois des canaux
	<i>Palaemon macrodactylus</i>	bouquet migrateur
	<i>Palaemon pandaliformis</i>	bouquet potitinga
	<i>Palaemon pugio</i>	[daggerblade grass shrimp]
	<i>Palaemon sp.</i>	N/A
Parthenopidae	<i>Parthenope prensor</i>	N/A
Pasiphaeidae	<i>Leptochela gracilis</i>	sivade cristal
Penaeidae	<i>Artemesia longinaris</i>	crevette stylet d'Argentine
	<i>Metapenaeus affinis</i>	crevette jinga
	<i>Metapenaeus brevicornis</i>	crevette jaune
	<i>Parapenaeopsis stylifera</i>	crevette kidi
	<i>Penaeus californiensis</i>	crevette pattes jaunes
	<i>Penaeus penicillatus</i>	crevette queue rouge

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
	<i>Penaeus semisulcatus</i>	crevette tigrée verte
Portunidae	<i>Callinectes arcuatus</i>	crabe couata
	<i>Charybdis (Charybdis) annulata</i>	[banded-legged swimming crab]
	<i>Charybdis (Charybdis) japonica</i>	[Japanese swimming crab]
	<i>Charybdis (Charybdis) lucifer</i>	N/A
	<i>Charybdis (Charybdis) natator</i>	[ridged swimming crab]
	<i>Podophthalmus vigil</i>	[periscope crab]
	<i>Portunus sanguinolentus</i>	[threespot swimming crab]
	<i>Portunus trituberculatus</i>	crabe gazami
	<i>Thalamita danae</i>	N/A
Sergestidae	<i>Acetes chinensis</i>	crevette mauxia nordique
Sesarmidae	<i>Armases cinereum</i>	[squareback marsh crab]
	<i>Circulium rotundatum</i>	N/A
Solenoceridae	<i>Solenocera crassicornis</i>	salicoque des vases côtières
Squillidae	<i>Squilla mantis</i>	squille ocellée
Upogebiidae	<i>Austinoergia edulis</i>	N/A
Varunidae	<i>Chhapparagus intermedius</i>	N/A
	<i>Cyrtograpsus angulatus</i>	N/A
	<i>Helice tridens</i>	N/A
	<i>Neohelice granulata</i>	N/A
Xanthidae	<i>Atergatis integerrimus</i>	[red egg crab]
	<i>Dermania splendida</i>	N/A
	<i>Liagore rubronaculata</i>	N/A

Dans le cadre de cette révision, lorsqu'un article faisait référence à un autre article traitant de la sensibilité au virus du syndrome des points blancs d'animaux autres que les crustacés, il était alors passé en revue ; les évaluations des animaux autres que les crustacés ont été incluses dans le Tableau 6. Les catégories utilisées pour classer les espèces autres que les crustacés reposaient sur les mêmes critères que celles établies spécifiquement pour les crustacés. Par conséquent, ces catégories ne sont pas nécessairement représentatives de la sensibilité réelle de ces espèces au virus du syndrome des points blancs. Ces résultats aux évaluations sont fournis à titre de référence, car certaines de ces espèces peuvent être utilisées pour nourrir les crustacés.

5. Référentiels utilisés pour désigner les espèces sensibles

Les noms scientifiques des espèces hôtes sont ceux de la base de données World Register of Marine Species (WoRMS) <https://www.marinespecies.org/index.php>.

Les noms vernaculaires des espèces de crustacés sont ceux de la base de données FAOTERM (<http://www.fao.org/faoterm/collection/faoterm/en/>). Lorsque le nom vernaculaire d'une espèce n'était pas répertorié dans FAOTERM, c'est celui de la base de données Sealifebase (<https://www.sealifebase.ca>) qui a été utilisé.

6. Commentaires sur la démarche entreprise par le Groupe *ad hoc* et son processus décisionnel

La catégorie « Incertain » a été introduite pour distinguer les situations où il y a plus d'informations que ce qui est attendu dans la catégorie « Non déterminé » mais que ces dernières ne permettent pas au Groupe *ad hoc* de conclure que le critère a été satisfait. À chaque fois que la catégorie « Incertain » apparaît dans le tableau des évaluations, le Groupe *ad hoc* lui associe des informations additionnelles dans une note explicative. Lors de son évaluation finale, le Groupe *ad hoc* a traité les résultats appartenant à la catégorie « Incertain » comme ceux appartenant à la catégorie « Non déterminé ».

Le Groupe *ad hoc* a estimé qu'idéalement, pour conclure à la sensibilité d'une espèce, il fallait disposer de deux publications permettant de la classer dans la catégorie « 1 ». Toutefois, il a indiqué qu'il était également suffisant de disposer d'une seule étude permettant de classer l'espèce dans la catégorie « 1 », sous réserve qu'il n'y ait pas d'élément de preuve contradictoire. Des études additionnelles ont tout de même été examinées afin de déterminer si elles présentaient des éléments de preuve contradictoires. Le Groupe *ad hoc* a identifié des publications additionnelles dont il a jugé l'examen inutile aux fins de l'évaluation, la sensibilité des espèces décrites ayant déjà été déterminée au moyen d'autres études. Il les a néanmoins incluses dans la liste de références (section 7).

Le Groupe *ad hoc* n'a pas passé en revue les publications qui avaient été examinées en 2016 à l'exception de celles référencées dans des publications plus récentes et pour lesquelles il a été considéré justifié de procéder à nouveau à leur évaluation. S'agissant des publications examinées à la fois en 2016 et en 2023, seule l'année de réalisation de l'évaluation la plus récente, c'est-à-dire 2023, a été indiquée.

7. Article 1.5.9. Inclusion d'un échelon taxonomique équivalent ou supérieur à celui du genre dans la liste des espèces sensibles

Le Groupe *ad hoc* a pris en considération l'article 1.5.9. du *Code aquatique*, relatif à l'inclusion d'un échelon taxonomique équivalent ou supérieur à celui du genre dans la liste des espèces sensibles ; il a estimé qu'il était applicable aux espèces sensibles au virus du syndrome des points blancs identifiées à ce jour.

8. Références

BANDEIRA, J.T., MORAIS, R.S.M.M., SILVA, R.P.P., MENDES, E.S., SILVA, S.M.B.C. & SANTOS, F.L. (2018). First report of white spot syndrome virus in wild crustaceans and mollusks in the Paraíba River, Brazil. *Aquaculture Research*, **50**, 680-684.

BATEMAN, K.S., MUNRO, J., UGLOW, B., SMALL, H.J. & STENTIFORD, G.D. (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*, **100**, 169-184.

BATEMAN, K.S., TEW, I., FRENCH, C., HICKS, R.J., MARTIN, P., MUNRO, J. & STENTIFORD, G.D. (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.

BAUMGARTNER, W. A., HAWKE, J. P., BOWLES, K., VARNER, P. W. & HASSON, K. W. (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*, **85**, 15-22.

BLAYLOCK R.B., CURRAN S.S. & LOTZ J.M. (2019). White spot syndrome virus (WSSV) in cultured juvenile blue crabs *Callinectes sapidus*: oral versus injection exposure, and feeding frequency effects. *Diseases of Aquatic Organisms*, **133**, 147-156.

CAVALLI, L.S., BATISTA, C.R., NORNBORG, B.F.S., MAYER, F.Q., SEIXAS, F.K., ROMANO, L.A., MARINS, L.F. & ABREU, P.C. (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.

CAVALLI, L.S., NORNBORG, B.F.S., NETTO, S.A., POERSCH, L., ROMANO, L.A., MARINS, L.F. & ABREU, P.C. (2010). White spot syndrome virus in wild penaeid shrimp caught in coastal and offshore waters in the southern Atlantic Ocean. *Journal of Fish Diseases*, **33**, 533-536.

-
- CAVALLI, L.S., ROMANO, L.A., MARINS, L.F. & ABREU, P.C. (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.
- CHANG, P.S., CHEN, H.C. & WANG, Y.C. (1998b) Detection of white spot syndrome associated baculovirus in experimentally infected wild shrimp, crab and lobsters by in situ hybridization. *Aquaculture*, **164**, 233–242.
- CHANG, P.S., CHEN, L.J. & WANG, Y.C. (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.
- CHANG, Y.S., CHEN, T.C., LIU, W.J., HWANG, J.S., KOU, G.H. & LO, C.F. (2011). Assessment of the roles of copepod *Apocyclops royi* and bivalve mollusk *Meretrix lusoria* in white spot syndrome virus transmission. *Marine Biotechnology*, **13**, 909–917.
- CHANG, Y.S., LIU, W.J., CHEN, T.C., CHAN, T.Y., LIU, K.F., CHUANG, J.C., KOU, G.H., LO, C.F. & WANG, H.C. (2012). Feeding hermit crabs to shrimp broodstock increases their risk of WSSV infection. *Disease of Aquatic Organisms*, **98**, 193–199.
- CHAPMAN, R.W., BROWDY, C.L., SAVIN, S., PRIOR, S. & WENNER, E. (2004). Sampling and evaluation of white spot syndrome virus in commercially important Atlantic penaeid shrimp stocks. *Diseases of Aquatic Organisms*, **59**, 179-185
- CHEN, L.L., LO, C.F., CHIU, Y.L., CHANG, C.F. & KOU, G.H. (2000). Natural and experimental infection of white spot syndrome virus (WSSV) in benthic larvae of mud crab *Scylla serrata*. *Disease of Aquatic Organisms*, **40**, 157–161.
- CHOU, H.Y., HUANG, C.Y., LO, C.F. & KOU, G.H. (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.
- CLARK, K.F., ACORN, A.R. & GREENWOOD, S.J. (2013). A transcriptomic analysis of American lobster (*Homarus americanus*) immune response during infection with the bumper car parasite *Anophryoides haemophila*. *Developmental & Comparative Immunology*, **40(2)**, 112-122.
- CORBEL, V., ZUPRIZAL, Z., SHI, C., HUANG, SUMARTONO, ARCIER, J.M. & BONAMI, J.R. (2001). Experimental infection of European crustaceans with white spot syndrome virus (WSSV). *Journal of Fish Diseases*, **24**, 377–382.
- CORRE, V., FAISIN, J., CARTON-KAWAGOSHI, R.J., ELLE, B.J., TRAIFLGAR, R.F. & CAIPANG, C.M. (2012). Evidence of WSSV transmission from the rotifer (*Brachionus plicatilis*) to the black tiger shrimp (*Penaeus monodon*) postlarvae and means to control rotifer resting eggs using industrial disinfectants. *Aquaculture, Aquarium, Conservation & Legislation, International Journal of the Bioflux Society*, **5(1)**, 64-68
- CORTEEL, M., DANTAS-LIMA, J.J., TUAN, V.V., THUONG, K.V., WILLE, M., SANZ, V.A., PENSAERT, M.B., SORGELOOS, P. & NAUWYNCK, H.J. (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*, **100**, 211–218.
- CUÉLLAR-ANJEL, J., WHITE-NOBLE, B., SCHOFIELD, P., CHAMORRO, R. & LIGHTNER, D.V. (2012). Report of significant WSSV-resistance in the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, from a Panamanian breeding program. *Aquaculture*, **368–369**, 36–39.
- DAI Y., WANG Y., ZHAO L., QIN Z., YUAN J., QIN Q., LIN L. & LAN J. (2016). A novel L-type lectin was required for the multiplication of WSSV in red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*). *Fish & Shellfish Immunology*, **2016 Aug**; 55:48-55.
- DING, Z., YAO, Y., ZHANG, F., WAN, J., SUN, M., LIU, H., ZHOU, G., TANG, J., PAN, J., XUEB, H. & ZHAO, Z. (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.
- DU, H., DAI, W., HAN, X., LI, W., XU, Y. & XU, Z. (2008). Effect of low water temperature on viral replication of white spot syndrome virus in *Procambarus clarkii*. *Aquaculture*, **277**, 149–151.
-

-
- DUAN, Y., LI, J., ZHANG, Z., LI, J., GE, Q. & LIU, P. (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.
- EDGERTON, B.F. (2004). Susceptibility of the Australian freshwater crayfish *Cherax destructor albidus* to white spot syndrome virus (WSSV). *Disease of Aquatic Organisms*, **59**, 187–193.
- ESRINA, D., ARJITO, S., HADITOMO, A.H.C. & CHILMAWATI, D. (2012). The white spot syndrome virus (WSSV) load in *Dendronereis* spp. *Journal of Coastal Development*, **15**, 270–275.
- ESRINA, D., VERRETH, J.A.J., PRAYITNO, S.B., ROMBOUT, J.H.W.M., VLAK, J.M. & VERDEGEM, M.C.J. (2013). Replication of white spot syndrome virus (WSSV) in the polychaete *Dendronereis* spp. *Journal of Invertebrate Pathology*, **114**, 7–10.
- FENG, W.R., ZHANG, M., SU, Y.Q., WANG, J., WANG, Y.T. & MAO, Y. (2014). Identification and analysis of a *Marsupenaeus japonicus* ferritin that is regulated at the transcriptional level by WSSV infection. *Gene*, **544**, 184–190.
- FLEGEL, T.W. (2013). Special topic review: major viral diseases of the black tiger prawn (*Penaeus monodon*) in Thailand. *World Journal of Microbiology & Biotechnology*, **13**, 433–442.
- GALAVÍZ-SILVA, L., MOLINA-GARZA, Z.J., ALCOCER-GONZÁLEZ, J.M., ROSALES-ENCINAS, J.L. & IBARRA-GÁMEZ, C. (2004) White spot syndrome virus genetic variants detected in Mexico by a new multiplex PCR method. *Aquaculture*, **242**, 53-68.
- GAO, H., KONG, J., LI, Z., XIAO, G. & MENG, X. (2011). Quantitative analysis of temperature, salinity and pH on WSSV proliferation in Chinese shrimp *Fenneropenaeus chinensis* by real-time PCR. *Aquaculture*, **312**, 26–31.
- GAO, M., LI, F., XU, L. & ZHU, X. (2014). White spot syndrome virus strains of different virulence induce distinct immune response in *Cherax quadricarinatus*. *Fish & Shellfish Immunology*, **39**, 17–23.
- 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.
- GONG, J., PAN, X., ZHOU, X. & ZHU, F. (2023). Dietary quercetin protects *Cherax quadricarinatus* against white spot syndrome virus infection. *Journal of Invertebrate Pathology*, **198**, 107931.
- GONG, S.J., KIM, Y.J., CHOI, M.R. & KIM, S.K. (2010). Experimental infection for the neutralization of white spot syndrome virus (WSSV) in wild captured sand shrimp, *Crangon affinis*. *Journal of Life Science*, **20(9)**, 1294–1298.
- GOPALAKRISHNAN, A., RAJKUMAR, M., SUN, J., WANG, M. & KUMAR, K.S. (2011). Mud crab, *Scylla tranquebarica* (Decapoda: Portunidae), a new host for the white spot syndrome virus. *Aquaculture Research*, **42**, 308-312.
- GUDKOV, N., MURWANTOKO, M., & WALKER, P.J. (2014). Stability of the WSSV ORF94 VNTR genotype marker during passage in marine shrimp, freshwater crayfish and freshwater prawns. *Disease of Aquatic Organisms*, **111**, 249–257.
- HARYADI, D., VERRETH, J.A.J., VERDEGEM, M.C.J. & VLAK, J.M. (2015). Transmission of white spot syndrome virus (WSSV) from *Dendronereis* spp. (Peters) (*Nereididae*) to penaeid shrimp. *Journal of Fish Diseases*, **38**, 419–428.
- HOSSAIN, M.S., CHAKRABORTY, A., JOSEPH, B., OTTA, S.K., KARUNASAGAR, I. & KARUNASAGAR, I. (2001a). Detection of new hosts for white spot syndrome virus of shrimp using nested polymerase chain reaction. *Aquaculture*, **198**, 1–11.
- HOSSAIN, M.S., OTTA, S.K., KARUNASAGAR, I. & KARUNASAGA, I. (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.
-

-
- HUANG, C.H., ZHANG, L.R., ZHANG, J.H., XIAO, L.C., WU, Q.J., CHEN, D.H. & LI, J.K. (2001). Purification and characterization of white spot syndrome virus (WSSV) produced in an alternate host: crayfish, *Cambarus clarkii*. *Virus Research*, **76**, 115–125.
- JANG, I.K., MENG, X.H., SEO, H.C, CHO, Y.R., KIM, B.R., AYYARU, G. & KIM, J.S. (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.
- JIRAVANICHPAISAL, P., SÖDERHÄLL, K. & SÖDERHÄLL, I. (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.
- JOSEPH, T.C., JAMES, R., RAJAN, L.A., SURENDRAN, P.K. & LALITHA, K.V. (2015). White spot syndrome virus infection: Threat to crustacean biodiversity in Vembanad Lake, India. *Biotechnology Reports*, **7**, 51–54.
- KANCHANAPHUM, P., WONGTEERASUPAYA, C.W., SITIDILOKRATANA, N., BOONSAENG, V.I., PANYIM, S., TASSANAKAJON, A., WITHYACHURNNARNKUL, B. & FLEGEL, T.W. (1998). Experimental transmission of white spot syndrome virus (WSSV) from crabs to shrimp *Penaeus monodon*. *Disease of Aquatic Organisms*, **34**, 1–7.
- KONG, T., LIN, S., GONG, Y., TRAN, N.T., ZHANG, Y., ZHENG, H., MA, H. & LI, S. (2020) Sp-CBL inhibits white spot syndrome virus replication by enhancing apoptosis in mud crab (*Scylla paramamosain*). *Developmental & Comparative Immunology*, **105**, 103580.
- KONO, T., SAVAN, R., SAKAI, M. & ITAMI, T. (2004) Detection of white spot syndrome virus in shrimp by loop-mediated isothermal amplification. *Journal of Virological Methods*, **115**, 59-65.
- KOU, G.H., PENG, S.E., CHIU, Y.L & LO, C.F. (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, 267–271.
- 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.
- LIU, W., QIAN, D. & YAN, X. (2011b). Proteomic analysis of differentially expressed proteins in hemolymph of *Scylla serrata* response to white spot syndrome virus infection. *Aquaculture*, **314**, 53–57.
- LIU, W., QIAN, D. & YAN, X.J. (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.
- LO, C.F., LEU, G.H., HO, C.H., CHEN, C.H., PENG, S.E., CHEN, Y.T., CHOU, C.M., YEH, P.Y., HUANG, C.J., CHOU, H.Y., WANG, C.H. & KOU, G.H. (1996b). Detection of baculovirus associated with white spot syndrome (WSBV) in penaeid shrimps using polymerase chain reaction. *Disease of Aquatic Organisms*, **25**, 133–141.
- LO, C.F., HO, PENG, C.H., CHEN, S.E., HSU, C.H., YA-LIN CHIU, H.C., CHANG, C.F., LIU, K.F., SU, M.S., WANG, C.H. & KOU, G.H. (1996a). White spot syndrome baculovirus (WSBV) detected in cultured and captured shrimp, crabs and other arthropods. *Disease of Aquatic Organisms*, **27**, 215–225.
- LO, C.F., HSU, H.C., TSAI, M.F., HO, C.H., PENG, S.E., KOU, G.H. & LIGHTNER, D.V. (1999). Specific genomic DNA fragment analysis of different geographical clinical samples of shrimp white spot syndrome virus. *Disease of Aquatic Organisms*, **35**, 175–185.
- MACÍAS-RODRÍGUEZ, N.A., MAÑÓN-RÍOS, N., ROMERO-ROMERO, J.L., CAMACHO-BELTRÁN, E., MAGALLANES-TAPIA, M.A., LEYVA-LÓPEZ, N.E., HERNÁNDEZ-LÓPEZ, J., MAGALLÓN BARAJAS, F.J., PEREZ-ENRIQUEZ, R., SÁNCHEZ-GONZÁLEZ, S. & MÉNDEZ-LOZANO, J. (2014). Prevalence of viral pathogens WSSV and IHNV in wild organisms at the Pacific Coast of Mexico. *Journal of Invertebrate Pathology*, **116**, 8–12.
- MARQUES, J.S., MÜLLER, I.C., MOSER, J.R., SINCERO, T.C & MARQUES, M.R.F. (2011). Wild captured crab, *Chasmagnathus granulata* (Dana, 1851), a new host for white spot syndrome virus (WSSV). *Aquaculture*, **318**, 20–24.
-

-
- MARTORELLI, S.R., OVERSTREET, R.M. & JOVONOVICH, J.A. (2010). First report of viral pathogens WSSV and IHNV in Argentine crustaceans. *Bulletin of Marine Science*, **86**(1), 117–131.
- MENDOZA-CANO, F., SÁNCHEZ-PAZ, A., TERÁN-DÍAZ, B., GALVÁN-ALVAREZ, D., ENCINAS-GARCÍA, T., ENRÍQUEZ-ESPINOZA, T., & HERNÁNDEZ-LÓPEZ, J. (2014). The endemic copepod *Calanus pacificus californicus* as a potential vector of white spot syndrome virus. *Journal of Aquatic Animal Health*, **26**, 113–117.
- MENG, X.H., JANG, I.K., SEO, H.C. & CHO, Y.R. (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.
- MOODY, N.J.G., MOHR, P.G., WILLIAMS, L.M., CUMMINS, D.M., HOAD, J., SLATER, J., VALDETER, S.T., COLLING, A., SINGANALLUR, N.B., GARNDER, I.A., GUDKOV, N. & CRANE, M.S.J. (2022). Performance characteristics of two real-time TaqMan polymerase chain reaction assays for the detection of WSSV in clinically diseased and apparently healthy prawns. *Diseases of Aquatic Organisms*, <https://www.int-res.com/prepress/d03687.html>.
- MUHAMMAD, M. & LOTZ, J.M. (2015). Prevalence and Infectivity of white spot syndrome virus in the Daggerblad Grass Shrimp *Palaemonetes pugio*. *World Aquaculture 2015*. At Jeju, South Korea.
- MUHAMMAD, M., LOTZ, J.M., BLAYLOCK, R.B. & CURRAN, S.S. (2020). White spot syndrome virus in decapods from Mississippi Sound, USA, and susceptibility of *Palaemonetes pugio* and *Uca panacea* to a Chinese isolate. *Diseases of Aquatic Organisms*, **138**, 121-131.
- NUNAN, L.M. & LIGHTNER, D.V. (1997). Development of a non-radioactive gene probe by PCR for detection of white spot syndrome virus (WSSV). *Journal of Virological Methods*, **63**, 192-201.
- OTTA, K., SHUBHA, G., JOSEPH, B., CHAKRABORTY, A., KARUNASAGAR, I. & KARUNASAGAR, I. (1999). Polymerase chain reaction (PCR) detection of white spot syndrome virus (WSSV) in cultured and wild crustaceans in India. *Disease of Aquatic Organisms*, **38**, 67–70.
- OVERSTREET, R.M., JOVONOVICH, J. & MA, H. (2009). Parasitic crustaceans as vectors of viruses with an emphasis on three penaeid viruses. *Integrative and Comparative Biology*, **49**(2), 127–141.
- POWELL, J.W.B., BROWDY, C.L. & BURGE, E.J. (2015). Blue crabs *Callinectes sapidus* as potential biological reservoirs for white spot syndrome virus (WSSV). *Diseases of Aquatic Organisms*, **113**, 163-167.
- RAJ, N.S., NATHIGA NAMBI, K.S., ABDUL MAJEED, S., TAJU, G., VIMAL, S., FAROOK, M.A. & SAHUL HAMEED, A.S. (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.
- RAJAN, P.R., RAMASAMY, P., PURUSHOTHAMAN, V. & BRENNAN, G.P. (2000). White spot baculovirus syndrome in the Indian shrimp *Penaeus monodon* and *P. indicus*. *Aquaculture*, **184**, 31–44.
- RAJENDRAN, K.V., VIJAYAN, K.K., SANTIAGO, T.C. & KROL, R.M. (1999). Experimental host range and histopathology of white spot syndrome virus (WSSV) infection in shrimp, prawns, crabs and lobsters from India. *Journal of Fish Diseases*, **22**, 183–191.
- 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.
- ROSS, E.P., BEHRINGER, D.C. & BOJKO, J. (2019). White spot syndrome virus and the Caribbean spiny lobster, *Panulirus argus*: susceptibility and behavioural immunity. *Journal of Invertebrate Pathology*, **162**, 1-9.
- SAHUL HAMEED, A.S., BALASUBRAMANIAN, G., MUSTHAQ, S.S. & YOGANANDHAN, K. (2003). Experimental infection of twenty species of Indian marine crabs with white spot syndrome virus (WSSV). *Disease of Aquatic Organisms*, **57**, 157–161.
- SAHUL HAMEED, A.S., CHARLES, M.X. & ANILKUMAR, M. (2000). Tolerance of *Macrobrachium rosenbergii* to white spot syndrome virus. *Aquaculture*, **183**, 207–213.
-

-
- SAHUL HAMEED, A.S., YOGANANDHAN, K., SATHISH, S., RASHEED, M., MURUGAN, V. & JAYARAMAN, K. (2001). White spot syndrome virus (WSSV) in two species of freshwater crabs (*Paratelphusa hydrodomous* and *P. pulvinata*). *Aquaculture*, **201**, 179–186.
- SÁNCHEZ-PAZ, A., TERÁN-DÍAZ, B., ENRÍQUEZ-ESPINOZA, T., ENCINAS-GARCIA, T., VÁZQUEZ-SÁNCHEZ, I. & MENDOZA-CANO, F. (2015). The tidepool shrimp, *Palaemon ritteri* Holmes, constitutes a novel host to the white spot syndrome virus. *Journal of Fish Diseases*, **38(7)**, 613–620.
- SARAVANAN, K., KUMAR, P.P., PRAVEENRAJ, J., BARUAH, A., SIVARAMAKRISHNAN, T., KUMAR, T.S., KUMAR, S.P., SANKAR, R.K., ROY, S.D. (2017). Investigation and confirmation of white spot syndrome virus (WSSV) infection in wild caught penaeid shrimps of Andaman and Nicobar Islands, India. *Virus Disease*, **28(4)**, 368-372.
- SOMBOONNA, N., MANGKALANAN, S., UDOMPETCHARAPORN, A., KRITTANAI, C., SRITUNYALUCKSANA, K. & FLEGEL, T.W. (2010). Mud crab susceptibility to disease from white spot syndrome virus is species-dependent. *BMC Research Notes*, **3**, 315.
- SOOWANNAYAN, C. & PHANTHURA, M. (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.
- 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*, **32**, 79–85.
- 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.
- TANG, K.F.J., NAVARRO, S.A., PANTOJA, C.R., ARANGUREN, F.L. & LIGHTNER, D.V. (2012). New genotypes of white spot syndrome virus (WSSV) and *Taura syndrome virus* (TSV) from the Kingdom of Saudi Arabia. *Disease of Aquatic Organisms*, **99**, 179–185.
- UNZUETA-BUSTAMANTE, M., SILVEIRA-COFFICNY, R., PRIETO, A., AGUIRRE-GUZMÁN, G. & VÁZQUEZ-JUÁREZ, R. (2004). Susceptibility of *Litopenaeus schmitti* and *Cherax quadricarinatus* to white spot syndrome virus (WSSV). *Ciencias Marinas*, **30(4)**, 537-545.
- VAZQUEZ-BOUCARD, C., ALVAREZ-RUIZ, P., ESCOBEDO-FREGOSO, C., ANGUIANO-VEGA, G., DE JESUS DURAN-AVELAR, M., PINTO, V.P. & ECOBEDO-BONILLA, C.M. (2010). Detection of white spot syndrome virus (WSSV) in Pacific oyster *Crassostrea gigas*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **104**, 245-247.
- VIJAYA, K.K., RAJ, V.R., BALASUBRAMANIAN, C.P., ALVANDI, S.V., SEKHAR, V.T. & SANTIAGO, T.C. (2005). Polychaete worms - a vector for white spot syndrome virus (WSSV). *Diseases of Aquatic Organisms*, **63**, 107-111.
- 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.
- 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.
- WANG, Y.G., HASSAN, M.D., SHARIFF, M., ZAMRI, S.M. & CHEN, X. (1999). Histopathology and cytopathology of white spot syndrome virus (WSSV) in cultured *Penaeus monodon* from peninsular Malaysia with emphasis on pathogenesis and the mechanism of white spot formation. *Diseases of Aquatic Organisms*, **39(1)**, 1-11.
- WANG, Y.T., LIU, W., SEAH, J.N., LAM, C.S., XIANG, J.H., KORZH, V. & KWANG, J. (2002). White spot syndrome virus (WSSV) infects specific hemocytes of the shrimp *Penaeus merguensis*. *Disease of Aquatic Organisms*, **52**, 249–259.
-

XU, T., SHAN, X., LI, Y., YANG, T., TENG, G., WU, Q., WANG, C., TANG, K.F.J., ZHANG, Q. & JIN, X. (2021). White spot syndrome virus (WSSV) prevalence in wild crustaceans in the Bohai Sea. *Aquaculture*, **542**, 736810.

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.

XUE, R., ZHANG, Q., WEI, Y., ZHU, Y., ZHOU, X., CAO, G. & GONG, C. (2012). Sequential method for rapid early diagnosis of white spot syndrome virus in crayfish. *African Journal of Biotechnology*, **11**(58), 12232–12239.

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*, **59**, 69–73.

YOU, X.X., SU, Y.Q., MAO, Y., LIU, M., WANG, J., ZHANG, M. & WU, C. (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.

YUN, J.M., KIM, B.S., HWANG, S.M., KIM, Y.B., CHOI, W.B. & CHOI, T.J. (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.

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.

ZHANG, J.S., DONG, S.L., DONG, Y.W., TIAN, X.L. & HOU, C.Q. (2008). Bioassay evidence for the transmission of WSSV by the harpacticoid copepod *Nitocra* sp. *Journal of Invertebrate Pathology*, **97**, 33–39.

ZHANG, J.-S., DONG, S.-L., DONG, Y.-W., TIAN, X.-L., CAO, Y.-C., LI, X.-J. & YAN, D.-C. (2010). Assessment of the role of brine shrimp *Artemia* in white spot syndrome virus (WSSV) transmission. *Veterinary Research Communications*, **34**, 25-32.

ZHU, F., TWAN, W.-H., TSENG, L.-C., PENG, S.-H. & HWANG, J.-S. (2019). First detection of white spot syndrome virus (WSSV) in the mud shrimp *Austinoegobea edulis* in Taiwan. *Scientific Reports*, **9**, 18572.

Autres publications examinées par le Groupe ad hoc mais auxquelles il n'est pas fait référence dans le rapport ci-dessus :

AMANO, Y., DIAZ C.L. & MELENA, C.J. (2011) Fine structure analysis of white spot syndrome virus of shrimp. *Brazilian Journal of Veterinary Pathology*, **4**(3), 214-218.

CHEN C, SHEN J-L., LIANG C-S., SUN Z-C. & JIANG H-F. (2022). First discovery of beta-sitosterol as a novel antiviral agent against white spot syndrome virus. *International Journal of Molecular Sciences*, **23**(18),10448.

CHOU, H.-Y., HUANG, C.-Y., WANG, C.-H., CHIANG, H.-C., & LO, C.-F. (1995). Pathogenicity of a baculovirus infection causing white spot syndrome in cultured penaeid shrimp in Taiwan. *Diseases of Aquatic Organisms*, **23**, 165-173.

CUI, C., LIANG, Q., TANG, X., XING, J., SHENG, X. & ZHAN, W. (2020). Differential apoptotic responses of hemocyte subpopulations to white spot syndrome virus infection in *Fenneropenaeus chinensis*. *Frontiers in Immunology*, **55**, 48-55.

CUI, C., ZHU, L., TANG, X., XING, J., SHENG, X., CHI, H. & ZHAN, W. (2021). Differential white spot syndrome virus-binding proteins in two hemocyte subpopulations of Chinese shrimp (*Fenneropenaeus chinensis*). *Developmental & Comparative Immunology*, **125**, 104215.

DESRINA, PRAYITNO S.B., VERDEGEM M.C.J., VERRETH J.A.J. & VLAK J.M. (2021). White spot syndrome virus host range and impact on transmission. *Reviews in Aquaculture*, **14**, 1843-1860.

DESRINA, VERRETH, J.A.J., PRAYITNO, S.B., ROMBOUT, J.H.W.M., VLAK, J.M. & VERDEGEM, M.C.J. (2013). Replication of white spot syndrome virus (WSSV) in the polychaete *Dendronereis* spp. *Journal of Invertebrate Pathology*, **114**, 7-10.

DING, Z., YAO, Y., ZHANG, F., WAN, J., SUN, M., LIU, H., ZHOU, G., TANG, J., PAN, J., XUE, H. & ZHAO, Z. (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.

GHOLAMHOSSEINI A., MOHAMMADI A., AKBARI S. & BANAEI M. (2020). Molecular, histopathologic and electron microscopic analysis of white spot syndrome virus in wild shrimp (*Fenneropenaeus indicus*) in the coastal waters of Iran. *Archives of Virology*, **165**, 1433-1440.

HERNÁNDEZ-MONTIEL, Á., GIFFARD-MENA, I., WEIDMANN, M., BEKAERT, M., ULRICH, K. & BENKAROUN, J. (2022). Virulence and genetic differences among white spot syndrome virus isolates inoculated in *Penaeus vannamei*. *Diseases of Aquatic Organisms*, **152**, 85-98.

HONG, P-P., LI, C., NIU, G-J., ZHAO, X-F & WANG, J-X. (2022). White spot syndrome virus directly activates mTORC1 signalling to facilitate its replication via polymeric immunoglobulin receptor-mediated infection in shrimp. *PLoS Pathogens*, **8(9)**, e1010808.

HUNG-YUN LIN, JOHN HAN-YOU LIN, HAN-JIA LIN & LI-LI CHEN. (2022). Inhibition of white spot syndrome virus (WSSV) in Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) using polyamine-modified carbon quantum dots. *Methods in Molecular Biology*, **2610**, 67-73.

JIANG, L., XIAO, J., LIU, L., PAN, Y., YAN, S. & WANG, Y. (2017). Characterization and prevalence of a novel white spot syndrome viral genotype in naturally infected wild crayfish, *Procambarus clarkii*, in Shanghai, China. *Virus Disease*, **28(3)**, 250-261.

KIM, M.J., BAEK, E., KIM, J-O., HWANG, J., KWON, M. & KIM, K. (2022). Application of iron flocculation to concentrate white spot syndrome virus in seawater. *Journal of Virological Methods*, **306**, 114554.

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.

LILLEHAMMER, M., BANGERA, R., SALAZAR, M., VELA, S., ERAZO, E.C., SUAREZ, A., COCK, J., RYE, M. & ROBINSON, N.A. (2020). Genomic selection for white spot syndrome virus resistance in whiteleg shrimp boosts survival under an experimental challenge test. *Scientific Reports*, **10(1)**, 20571.

MAEDA, M., ITAMI, T., MIZUKI, E., TANAKA, R., YOSHIZU, Y., DOI, K., YASUNAGA-AOKI, C., TAKAHASHI, Y. & KAWARABATA, T. (2000). Red swamp crawfish (*Procambarus clarkii*): an alternative experimental host in the study of white spot syndrome virus. *Acta Virologica*, **44(6)**, 371-4.

MENG, C., LIU, L-K., LI, D-L., GAO, R-L., FAN, W-W., WANG, K-J., WANG, H-C. & LIUA, H-P. (2020). White spot syndrome virus benefits from endosomal trafficking, substantially facilitated by a valosin-containing protein, to escape autophagic elimination and propagate in the crustacean *Cherax quadricarinatus*. *Journal of Virology*, **95**, e01570-20.

MILLARD, R.S., BICKLEY, L.K., BATEMAN, K.S., VERBRUGGEN, B., FARBOS, A., LANGE, A., MOORE, K.A., STENTIFORD, G.D., TYLER, C.R., VAN AERLE, R. & SANTOS, E.M. (2022). Resistance to white spot syndrome virus in the European shore crab is associated with suppressed virion trafficking and heightened immune responses. *Frontiers in Immunology*, **13**, 1057421.

NG, Y.S., LEE, D-Y., LIU, C-H., TUNG, C-Y., HE, S-T. & WANG, H-C. (2022). White spot syndrome virus triggers a glycolytic pathway in shrimp immune cells (hemocytes) to benefit its replication. *Frontiers in Immunology*, **13**, 901111.

NGO, T.T.N., SENIOR, A.M., CULINA, A., SANTOS, E.S.A., VLAK, J.M. & ZWART, M.P. (2018). Quantitative analysis of the dose-response of white spot syndrome virus in shrimp. *Journal of Fish Diseases*, **41(11)**, 1733-1744.

NIU, G-J., YAN, M., LI, C., LU, P-Y., YU, Z. & WANG, J-X. (2022). Infection with white spot syndrome virus affects the microbiota in the stomachs and intestines of kuruma shrimp. *Science of the Total Environment*, **839**, 156233.

ONIHARY A.M., RAZANAJATOVO I.M., RABETAFIKA L., BASTARAUD A., HERAUD J.M. & RASOLOFO V. (2021). Genotype diversity and spread of white spot syndrome virus (WSSV) in Madagascar (2012-2016). *Viruses*, **13(9)**, 1713.

PARK, S.C., CHOI, S.K., HAN, S.H., PARK, S., JEON, H.J., LEE, S.C., KIM, K.Y., LEE, Y.S., KIM, J.H. & HAN, J.E. (2020). Detection of infectious hypodermal and hematopoietic necrosis virus and white spot syndrome virus in whiteleg shrimp (*Penaeus vannamei*) imported from Vietnam to South Korea. *Journal of Veterinary Science*, **21(2)**, e31.

PENG, S-E., LO, C-F., LIU, K-F. & KOU, G-H. (1998). The transition from pre-patent to patent infection of white spot syndrome virus (WSSV) in *Penaeus monodon* triggered by pereopod excision. *Fish Pathology*, **33(4)**, 395-400.

SAHUL HAMEED, A.S., MURTHI, B.L.M., RASHEED, M., SATHISH, S., YOGANANDHAN, K., MURUGAN, V. & JAYARAMAN, K. (2002). An investigation of *Artemia* as a possible vector for white spot syndrome virus (WSSV) transmission to *Penaeus indicus*. *Aquaculture*, **204**, 1-10.

SANNIGRAHI, S., ARUMUGASAMY, S.K., MATHIYARASU, J., SUDHAKARAN, R. & SUTHINDHIRAN, K. (2021). Detection of white spot syndrome virus in seafood samples using a magnetosome-based impedimetric biosensor. *Archives of Virology*, **166**, 2763-2778.

SHAN, L.P., ZHANG, X., HU, Y., LIU, L. & CHEN, J. (2021). Antiviral activity of esculin against white spot syndrome virus: A new starting point for prevention and control of white spot disease outbreaks in shrimp seedling culture. *Journal of Fish Diseases*, **45(1)**, 59-68.

SHI, Z., HUANG, C., ZHANG, J., CHEN, D. & BONAMI, J.R. (2000). White spot syndrome virus (WSSV) experimental infection of the freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus*. *Journal of Fish Diseases*, **23**, 285-288.

SURYAKODI, S., AHMED, A.N., BADHUSHA, A., KUMAR, S.S., SIVAKUMAR, S., MAJEED, S.A., TAJU, G., RAHAMATHULLA, S. & HAMEED, A.S.S. (2022). First report on the occurrence of white spot syndrome virus, infectious myonecrosis virus and *Enterocytozoon hepatopenaei* in *Penaeus vannamei* reared in freshwater systems. *Journal of Fish Diseases*, **45(5)**, 699-706.

TRAN, N.T., LIANG, H., ZHANG, M., BAKKY, M.A.H., ZHANG, Y. & LI, S. (2022). Role of cellular receptors in the innate immune system of crustaceans in response to white spot syndrome virus. *Viruses*, **14(4)**, 743.

TRIBAMRUNG, N., BUNNOY, A., CHUCHIRD, N. & SRISAPOOME, P. (2023). The first description of the blue swimming crab (*Portunus pelagicus*) transcriptome and immunological defence mechanism in response to white spot syndrome virus (WSSV). *Fish & Shellfish Immunology*, **134**, <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2023.108626>

WANG, Q., WHITE, B.L., REDMAN, R.M. & LIGHTNER, D.V. (1999). Per os challenge of *Litopenaeus vannamei* postlarvae and *Farfantepenaeus duorarum* juveniles with six geographic isolates of white spot syndrome virus. *Aquaculture*, **170**, 179-194.

WANG, S., LI, H., WENG, S., LI, C. & HE, J. (2020). White spot syndrome virus establishes a novel IE1/JNK/c-Jun positive feedback loop to drive replication. *iScience*, **23(1)**, 100752.

WANG, X., CHEN, C., ZHANG, N., CHEN, Q., ZHANG, F., LIU, X., LI, F., SHI, Z-L., VLAK, J.M., WANG, M. & HU, Z. 2022 Functional peroral infectivity complex of white spot syndrome virus of shrimp. *Journal of Virology*, 96(24), e0117322.

WEERACHATYANUKUL, W., CHOTWIWATTHANAKUN, C. & JARIYAPONG, P. (2021). Dual VP28 and VP37 dsRNA encapsulation in IHNV virus-like particles enhances shrimp protection against white spot syndrome virus. *Fish & Shellfish Immunology*, **113**, 89-95.

WEI, H.Y., HUANG, S., YAO, T., GAO, F., JIANG, J.Z. & WANG, J.Y. (2018). Detection of viruses in abalone tissue using metagenomics technology. *Aquaculture Research*, DOI: 10.1111/are.13731

XIAO, B., FU, Q., NIU, S., ZHU, P., HE, J., & LI, C. (2020). Penaeidins restrict white spot syndrome virus infection by antagonizing the envelope proteins to block viral entry. *Emerging Microbes & Infections*, **9**, <https://doi.org/10.1080/22221751.2020.1729068>

YANG, G., WANG, J., LUO, T. & ZHANG, X. (2019). White spot syndrome virus infection activates Caspase 1-mediated cell death in crustacean. *Virology*, **528**, 37-47.

ZHANG, K., KOIWAI, K., KONDO, H. & HIRONO, I. (2018). White spot syndrome virus (WSSV) suppresses penaeidin expression in *Marsupenaeus japonicus* hemocytes. *Fish & Shellfish Immunology*, **78**, 233-237.

ZHANG, K., KOIWAI, K., KONDO, H. & HIRONO, I. (2018). A novel white spot syndrome virus-induced gene (MjVIG1) from *Marsupenaeus japonicus* hemocytes. *Fish & Shellfish Immunology*, **77**, 46-52.

ZHANG, Y., WEN, J., XU, Y., WANG, H., LU, L., SONG, R. & ZOU, J. (2021). Epigallocatechin-3-gallate inhibits replication of white spot syndrome virus in the freshwater crayfish *Procambarus clarkii*. *Journal of Fish Diseases*, **45(3)**, 445-450.

ZHAO, C., FU, H., SUN, S., QIAO, H., ZHANG, W., JIN, S., JIANG, S., XIONG, Y. & GONG, Y. (2017). Experimental inoculation of oriental river prawn *Macrobrachium nipponense* with white spot syndrome virus (WSSV). *Diseases of Aquatic Organisms*, **126(2)**, 125-134.

ZHOU, X., GONG, J., ZHUANG, Y. & ZHU, F. (2022). Coumarin protects *Cherax quadricarinatus* (red claw crayfish) against white spot syndrome virus infection. *Fish & Shellfish Immunology*, **127**, 74-81.

.../Annexes

Annexe 1. Liste des participants à l'évaluation de 2023

RÉUNION DU GROUPE *AD HOC* DE L'OMSA SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE MOLLUSQUES
AUX MALADIES LISTÉES PAR L'OMSA

14, 21 et 23 mars 2023 (de façon virtuelle)

Liste des participants

MEMBRES DU GROUPE *AD HOC*

Dr Mark Crane (Président)

CSIRO Honorary Fellow
Australian Centre for Disease
Preparedness (ACDP) CSIRO
Geelong,
AUSTRALIE

Dr Kelly Bateman

Crustacean Health Theme Lead
Centre for Environment, Fisheries
and Aquaculture Science (CEFAS)
Dorchester,
ROYAUME-UNI

Dr Jorge Cuéllar-Anjel

International Consultancy on
Aquatic Animal Health
Bogotá,
COLOMBIE

Dr Arun Dhar

Professor and Director of
Aquaculture Pathology Laboratory
School of Animal & Comparative
Biomedical Sciences
University of Arizona
Tucson,
ÉTATS-UNIS D'AMÉRIQUE

SIÈGE DE L'OMSA

Dr Kathleen Frisch

Coordinatrice scientifique de la
santé des animaux aquatiques
Service des normes

Dr Patricia Kelly

Coordinatrice scientifique de la
santé des animaux aquatiques
Service des normes

Annexe 2. Termes de référence de l'évaluation réalisée en 2023

RÉUNION DU GROUPE *AD HOC* DE L'OMSA SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE MOLLUSQUES AUX MALADIES LISTÉES PAR L'OMSA

Réunion tenue de façon virtuelle, novembre 2023

Termes de référence

Contexte

Le chapitre 1.5. « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique » 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 évaluations de la sensibilité à l'ensemble des maladies listées par l'OMSA sont réalisées de façon progressive par les Groupes *ad hoc*. Une fois achevée, la version révisée des listes d'espèces sensibles figurant dans l'article X.X.2. du *Code aquatique* sera communiquée aux Membres pour avis puis présentée à l'adoption.

Les espèces dont la sensibilité est démontrée par un certain nombre d'éléments, sans toutefois que ces éléments soient suffisamment probants, seront incluses dans le chapitre spécifique à la maladie concernée du *Manuel aquatique*.

Le Groupe *ad hoc* sur la sensibilité des espèces de crustacés aux maladies listées par l'OMSA a achevé les évaluations pour l'infection par le virus du syndrome des points blancs en juin 2016. Toutefois, de nouveaux éléments de preuve de nature scientifique doivent être évalués.

Objectif

Le Groupe *ad hoc* sur la sensibilité des espèces de crustacés aux maladies listées par l'OMSA sera chargé de réaliser à nouveau des évaluations de la sensibilité de l'infection par le virus du syndrome des points blancs chez les crustacés au moyen des nouveaux éléments de preuve de nature scientifique disponibles depuis les évaluations réalisées en 2016.

Termes de référence

- 1) Étudier la littérature pertinente traitant de la sensibilité des espèces à l'infection par le virus du syndrome des points blancs et appliquer les critères, tels qu'énoncés dans le chapitre 1.5. « Critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à une infection par un agent pathogène spécifique », afin d'évaluer la sensibilité des espèces hôtes potentielles.
- 2) Déterminer les espèces sensibles à l'infection par le virus du syndrome des points blancs en vertu de l'article 1.5.7.
- 3) Déterminer les espèces pour lesquelles les preuves permettant de démontrer leur sensibilité à l'infection par le virus du syndrome des points blancs sont jugées insuffisantes en vertu de l'article 1.5.8.

Résultats attendus du Groupe *ad hoc*

- 1) Proposer une liste d'espèces sensibles destinée à figurer dans l'article 9.9.2. du chapitre 9.9. « Infection par le virus du syndrome des points blancs » du *Code aquatique*.
- 2) Proposer une liste d'espèces dont la sensibilité n'a pu être explicitement démontrée, destinée à figurer dans le paragraphe 2.2.2. du chapitre 2.2.8. « Infection par le virus du syndrome des points blancs » du *Manuel aquatique*.
- 3) Remettre un rapport à la Commission des animaux aquatiques afin que celle-ci l'examine lors de sa réunion de février 2024.

Annexe 3. Liste des participants à l'évaluation réalisée en 2016

**RÉUNION DU GROUPE AD HOC DE L'OMSA SUR LA SENSIBILITÉ DES ESPÈCES DE CRUSTACES
AUX MALADIES LISTÉES PAR L'OMSA**

Paris, 1 - 3 juin 2016

Liste des participants

*Note : les informations indiquées ci-après sur les titres et appartenances des participants étaient valables au moment de l'évaluation réalisée en 2016 ; elles sont susceptibles de ne plus être valables en 2023.

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)
ROYAUME-UNI

Dr Mark Crane
Senior Principal Research Scientist
Research Group Leader, AAHL Fish
Diseases Laboratory
AUSTRALIE

Dr Sophie St-Hilaire
Department of Health Management
Atlantic Veterinary College
University of Prince Edward Island
CANADA

Dr Temdoung Somsiri
Consultant
THAÏLANDE

Dr Jorge Cuéllar-Anjel
Director of Shrimp Pathology and
Research Department
PANAMA

SIÈGE DE L'OMSA

Dr Gillian Mylrea
Deputy Head
Service du commerce international

Dr Gowoon Jung
Interne
Service du commerce international