

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

Original : Anglais (EN)

Décembre 2023



Sommaire

1. Introduction	2
2. Méthodologie.....	2
3. Catégories de résultats et évaluations	6
4. Résultats	16
5. Référentiels utilisés pour désigner les espèces sensibles	17
6. Commentaires sur la démarche entreprise par le Groupe <i>ad hoc</i> et son processus décisionnel.	17
7. Article 1.5.9. Inclusion d'un échelon taxonomique équivalent ou supérieur à celui du genre dans la liste des espèces sensibles.....	19
8. Références.....	20

Liste des annexes

Annexe 1. Liste des participants – Juin 2023	31
Annexe 2. Liste des participants – Novembre/décembre 2023.....	32
Annexe 3. Termes de référence	33



World Organisation
for Animal Health

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

Ce rapport présente les travaux du Groupe *ad hoc* de l'OMSA sur la sensibilité des espèces de mollusques aux maladies listées par l'OMSA (désigné ci-après comme le Groupe *ad hoc*), dont les membres se sont réunis en présentiel à la Tremblade, en France, du 6 au 8 juin 2023 puis à Paris, en France, les 29 et 30 novembre ainsi que le 1^{er} décembre 2023.

La liste des participants en juin puis en novembre/décembre 2023 ainsi que les termes de référence figurent respectivement dans les annexes I, II et III.

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 à *Perkinsus olseni*.

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 à *Perkinsus olseni* 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 à *P. olseni* 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 à *P. olseni* examiné par le Groupe *ad hoc* à l'étape 1 afin d'évaluer la sensibilité à l'infection à *P. olseni* ; il inclut également plusieurs considérations.

Tableau 1 : Voie de transmission de l'infection à *P. olseni*

Voie de transmission	Considérations
<p>1. 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)</p> <p>OU</p> <p>2. Les procédures expérimentales non invasives consistant en une induction de l'infection par cohabitation avec des hôtes infectés ou avec leurs fèces, par immersion, par ingestion ou par inoculation dans la cavité palléale, dans des conditions reproduisant celles dans lesquelles évolue naturellement l'hôte.</p>	<p>Les essais expérimentaux conduits <i>in vitro</i> (mise en contact des hémocytes et des parasites) ne sont pas considérés comme appropriés pour démontrer la sensibilité, ou son absence, chez une espèce hôte.</p> <p>Il a été considéré que la transmission de l'infection par injection dans les tissus corporels était une procédure qui ne reproduisait pas les conditions naturelles de l'infection. Par conséquent, cette voie de transmission n'a pas été prise en compte par le Groupe <i>ad hoc</i> sauf dans le cas d'études fournissant des preuves de l'absence de sensibilité.</p> <p>La dose infectieuse était considérée comme importante pour déterminer si la procédure expérimentale mise en œuvre, c'est-à-dire l'immersion, l'ingestion ou l'inoculation dans la cavité palléale, pouvait reproduire les conditions naturelles de l'infection.</p>

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 l'agent pathogène *P. olseni*, assorties de plusieurs considérations.

Tableau 2 : Méthodes d'identification de l'agent pathogène responsable de l'infection à *P. olseni* :

Méthodes d'identification de l'agent pathogène (<i>P. olseni</i>)	Considérations
<p>1. Réalisation d'une PCR et d'un séquençage de l'espaceur interne transcrit (ITS), de l'espaceur non transcrit (NTS) [qui est une section au sein de l'espaceur intergénique (IGS)] (par exemple, Casas <i>et al.</i>, 2002b).</p> <p>OU</p> <p>2. Réalisation d'une PCR-RFLP (Abollo <i>et al.</i>, 2006).</p> <p>OU</p> <p>3. Réalisation d'une PCR en temps réel ciblant une espèce spécifique (par exemple, Itoiz <i>et al.</i> 2021, Rios <i>et al.</i>, 2020 et Umeda <i>et al.</i>, 2012).</p>	<p>Bien que la méthode ciblant la région NTS ne soit pas hautement sensible, il a été démontré qu'elle était hautement spécifique de l'espèce (Villalba <i>et al.</i>, 2004).</p> <p>Le séquençage du gène de l'actine et des régions LSU et SSU peut être utilisé en plus de celui de l'ITS et du NTS. Toutefois, il ne doit pas être utilisé seul car il est considéré comme insuffisamment spécifique pour identifier de façon non ambiguë l'espèce <i>P. olseni</i>.</p> <p>L'histologie et la culture en milieu RFTM (milieu liquide au thioglycollate de Ray) ne sont pas considérées comme des méthodes spécifiques. Toutefois, les données collectées antérieurement (sous réserve qu'il s'agisse de la même espèce, du même lieu et que les informations suggèrent qu'aucune autre espèce de <i>Perkinsus</i> n'est présente dans la zone) ayant été confirmées par la suite dans le cadre de travaux au moyen de techniques moléculaires ont été prises en considération.</p> <p>Les données moléculaires indiquent que <i>Perkinsus atlanticus</i> et <i>P. olseni</i> sont une seule et même espèce. Sur la base de cette information, les études antérieures sur <i>P. atlanticus</i> ont fait l'objet d'une évaluation (Murrell <i>et al.</i>, 2002).</p> <p>La technique d'hybridation <i>in situ</i> au moyen d'une sonde ADN de <i>P. olseni</i> décrite par Moss <i>et al.</i>, 2006 n'a pas été utilisée en raison d'information limitée sur sa spécificité.</p>

2.3. Étape 3 : critères permettant de déterminer si les preuves de la présence de l'agent pathogène suffisent pour conclure à l'infection :

Le Tableau 3 décrit le type d'éléments de preuve de la présence de l'infection à *P. olseni* utilisés par le Groupe *ad hoc* en étape 3 pour évaluer la sensibilité à cette infection.

Tableau 3 : Éléments de preuve de la présence de l'infection à *P. olseni*

Éléments de preuve de la présence de l'infection			
A : Réplication	B : Viabilité ou Infectiosité	C : Modifications pathologiques ou cliniques ¹	D : Localisation de l'agent pathogène dans les tissus
<p>1. Démonstration de la présence de cellules multinucléées ou de tissus contenant plusieurs agrégats de cellules uninucléées par :</p> <p>a) Histopathologie</p> <p>OU</p> <p>b) Hybridation <i>in situ</i> (HIS)</p> <p>OU</p> <p>c) Microscopie en transmission (MET)</p> <p>OU</p> <p>2. Démonstration de la sévérité de l'infection naturelle par histologie, culture en milieu RFTM ou HIS.</p> <p>OU</p> <p>3. Mise en évidence de l'augmentation du nombre de copies des gènes cibles de l'agent pathogène dans le temps par qPCR ou en milieu de culture RFTM.</p>	<p>1. Transmission de l'infection à des individus sains par cohabitation, immersion ou inoculation² de matériel infectieux provenant de l'hôte visé.</p> <p>OU</p> <p>2. Mise en évidence de la viabilité du parasite par le développement de cellules isolées ou mises en culture à partir de tissus (par exemple, en milieu RFTM)</p> <p>OU</p> <p>3. Mise en évidence par cytométrie en flux (avec marqueurs de la viabilité)</p> <p>OU</p> <p>4. Mise en évidence par des colorants vitaux</p>	<p>1. Mortalité³</p> <p>OU</p> <p>2. Lésions macroscopiques telles que des pustules/kystes (i) dans le pied et le manteau des ormeaux (ii) sur les branchies, le pied, l'estomac, la glande digestive, le rein, la gonade et le manteau des palourdes massivement infectées.</p> <p>OU</p> <p>3. Lésions microscopiques telles qu'une infiltration hémocytaire ou des kystes granulomateux entourés d'une capsule d'hémocytes au sein du tissu conjonctif, siège d'une infiltration hémocytaire.</p>	<p>1. Au moyen de techniques microscopiques, le parasite peut être observé dans le tissu conjonctif et, occasionnellement, les cellules de <i>Perkinsus</i> sont présentes à l'intérieur des hémocytes dans différents organes, (i) notamment dans les branchies, le pied, l'estomac, la glande digestive, le rein, la gonade et le manteau des bivalves (ii) principalement dans le pied et le manteau chez l'ormeau.</p> <p>OU</p> <p>2. En l'absence de recours aux techniques microscopiques, les résultats obtenus sur les tissus externes (c'est-à-dire les branchies ou le manteau) doivent être assortis d'un résultat positif obtenu sur les tissus internes, sauf dans les cas d'infection massive (par exemple, lorsque la concentration ou la dose est supérieure à celle de l'exposition initiale).</p>

¹ Les modifications pathologiques et cliniques peuvent être non spécifiques, variables et inclure une partie ou la totalité des caractéristiques listées.

² Dans cet exemple, la transmission par inoculation est uniquement utilisée pour démontrer la viabilité de l'agent pathogène.

³ La corrélation entre la présence de l'agent pathogène et les mortalités est parfois difficile à mettre en évidence. Dans les cas où seules des mortalités étaient observées, mais que d'autres agents pathogènes étaient présents ou que des facteurs environnementaux devaient être pris en compte, elles n'étaient pas considérées comme des éléments de preuve suffisants.

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 11.6.2. du chapitre 11.6. « Infection à <i>Perkinsus olseni</i> » du <i>Code aquatique</i> ainsi que dans la section 2.2.1 du chapitre 2.4.6. « Infection à <i>Perkinsus olseni</i> » 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 2.4.6. « Infection with <i>Perkinsus olseni</i> » 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 pas proposé de les inclure dans le <i>Manuel aquatique</i> . Espèces pour lesquelles l'identité de l'agent pathogène a été confirmée mais sans preuve de l'infection. Le Groupe <i>ad hoc</i> a proposé de les inclure dans le second paragraphe de la section 2.2.2 « Species with incomplete evidence for susceptibility » du chapitre 2.4.6. « Infection à <i>Perkinsus olseni</i> » du <i>Manuel aquatique</i> .
4	Espèces évaluées comme étant non sensibles à l'infection.
5	Espèces non classées en raison de l'insuffisance d'information ou de son absence de pertinence.

Le Tableau 5 synthétise les évaluations de la sensibilité des espèces hôtes à l'infection à *P. olseni* ainsi que les résultats et références pertinentes. A 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.

Tableau 5 : Évaluations de la sensibilité des espèces hôtes à l'infection à *P. olseni*

Acronymes figurant dans le tableau des évaluations :

N : Apparition naturelle de l'infection

OUI : La satisfaction au critère a été démontrée

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

E : Induction expérimentale de l'infection (non invasive)

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

NS : Espèce non classée

EI : Induction expérimentale de l'infection (invasive)

I : Incertain

N/A : Non applicable

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
Catégorie 1										
Arcidae	<i>Anadara kagoshimensis</i>	arche crénelée	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Cho <i>et al.</i> , 2022
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Ye <i>et al.</i> , 2022
	<i>Anadara trapezia</i>	absence de nom vernaculaire	N et E	PCR ciblant l'ITS et séquençage ⁴	OUI	OUI ⁵	ND	OUI	1	Goggin <i>et al.</i> , 1989
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	I ⁶	OUI	I ⁶	NON	2	Dang <i>et al.</i> , 2015
Cardiidae	<i>Tridacna crocea</i>	bénitier crocus	N	PCR ciblant l'IGS et le NTS et séquençage ⁷	OUI	ND	OUI	OUI	1	Sheppard & Phillips, 2008
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	NON	ND	OUI	OUI	1 ⁸	WOAH-WAHIS event ID#5517, 2024
			N	NON (RFTM)	ND	I ⁹	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Haliotidae	<i>Haliotis laevigata</i>	[Greenlip abalone]	N et E	PCR ciblant l'ITS et séquençage ⁴	OUI	OUI ⁵	ND	OUI	1	Goggin <i>et al.</i> , 1989
			N	PCR ciblant le NTS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Murrell <i>et al.</i> , 2002
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Goggin <i>et al.</i> , 1994

⁴ L'identification de l'agent pathogène a été réalisée par Goggin *et al.*, 1994.

⁵ Les espèces hôtes ont satisfait au critère 3B car un résultat positif en milieu de culture RFTM a été obtenu mais il semblerait également qu'il y ait eu transmission de l'agent pathogène à d'autres hôtes (toutefois, cette étude manquait de témoins).

⁶ Les animaux utilisés dans le cadre de cette étude étaient également infectés par *P. chesapeaki* ; par conséquent, les modifications histopathologiques observées ne peuvent pas être imputables de façon certaine à l'infection à *P. olseni*.

⁷ Des séquences ont été déposées ultérieurement dans GenBank (numéros d'accèsion EU871715 et FJ477549).

⁸ Basé sur un seul animal.

⁹ La transmission de cette espèce hôte à d'autres espèces hôtes potentielles a échoué.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
	<i>Haliotis rubra</i>	ormeau à lèvres noires	N	PCR ciblant le NTS et séquençage	ND	OUI	OUI	I ¹⁰	1	Lester & Hayward, 2005
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	I ¹¹	OUI	OUI	OUI	1	Gudkovs <i>et al.</i> , 2016
Margaritidae	<i>Pinctada fucata</i>	huître perlière japonaise	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	NON	OUI	NON	OUI	1 ¹²	Sanil <i>et al.</i> , 2010
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Yang <i>et al.</i> , 2022
Mytilidae	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	moule méditerranéenne	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Carella <i>et al.</i> , 2023
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	I ¹³	OUI	I ¹³	I ¹³	2	Itoh <i>et al.</i> , 2019
			N	qPCR, PCR ciblant l'ITS et séquençage	NON	ND	NON	NON	3	Ríos-Castro <i>et al.</i> , 2022
	<i>Perna canaliculus</i>	moule de Nouvelle-Zélande	N	qPCR ¹⁴ , PCR, RFTM, histologie	NON	OUI	NON	OUI	1	Lane <i>et al.</i> , 2023
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	OUI	2	WOAH-WAHIS event ID#1600, 2014a
			N	NON (HIS - Moss <i>et al.</i> , 2006)	OUI	ND	OUI	OUI	NS	Muznebin <i>et al.</i> , 2023b

¹⁰ Parmi les tissus figuraient les branchies. Toutefois, la publication ne présentait aucune information concernant le rinçage ou la séparation des tissus. L'étude ne précisait pas la localisation des abcès.

¹¹ La procédure histologique réalisée n'était pas décrite par Gudkovs *et al.*, 2016 ; toutefois, les photographies des résultats à l'histologie de cet article ont été fournies par la suite par Handlinger, 2022.

¹² Voir la section 6.2. du présent rapport pour de plus amples informations sur l'évaluation de cette espèce hôte.

¹³ Les modifications histopathologiques observées ne peuvent pas être imputables de façon certaine à *P. olseni*, les animaux étant également infectés par *P. beihaiensis*.

¹⁴ La technique de qPCR utilisée dans cette étude cible la région 5.8S (Gias & Johnston, 2011) et le Groupe *ad hoc* a estimé qu'il avait été démontré que la combinaison d'amorces et de sonde choisie ciblait spécifiquement *P. olseni*.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
Veneridae	<i>Austrovenus stutchburyi</i>	[Stutchbury's venus]	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Dungan <i>et al.</i> , 2007
			N	NON (RFTM, histologie)	OUI	OUI	OUI	OUI	NS	Hine & Diggles, 2002
	<i>Leukoma jedoensis</i>	[Jedo venus]	N	PCR ciblant l'ITS et le NTS puis séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Park <i>et al.</i> , 2006
	<i>Paratapes undulatus</i>	palourde ondulée	N	Séquençage ¹⁵	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Leethochavalit <i>et al.</i> , 2004
	<i>Protapes gallus</i>	[Rooster venus]	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Shamal <i>et al.</i> , 2018
	<i>Proteopitar patagonicus</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	NON	OUI	OUI	1	Cremonte <i>et al.</i> , 2005
	<i>Ruditapes decussatus</i> ¹⁶	palourde croisée d'Europe	N	qPCR	OUI	OUI	ND	OUI	1	Estevao <i>et al.</i> , 2023
			N	PCR ciblant l'IGS et séquençage ¹⁷	OUI	ND	OUI	OUI	1	Costa <i>et al.</i> , 2012
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Elandaloussi <i>et al.</i> 2009a
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Casas <i>et al.</i> , 2002a
	<i>Ruditapes philippinarum</i> ¹⁶	palourde japonaise	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	OUI	ND	OUI	1	Itoiz <i>et al.</i> , 2021
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Pretto <i>et al.</i> , 2014
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	OUI	ND	OUI	1	Wu <i>et al.</i> , 2011

¹⁵ Dans cette étude, l'identification du parasite a été uniquement réalisée par sa mise en culture sur milieu RFTM et à l'histologie ; toutefois, un séquençage a été réalisé par la suite et la séquence a été déposée dans GenBank (AF522321.2).

¹⁶ Voir la section 6.3. du présent rapport pour de plus amples informations sur l'identification de l'hôte.

¹⁷ La région NTS est incluse dans la région IGS.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	OUI	OUI	OUI	OUI	1	Hamagushi <i>et al.</i> , 1998
Catégorie 2										
Cardiidae	<i>Cerastoderma edule</i>	coque commune	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	ND	ND	OUI	OUI	2	Ríos-Castro <i>et al.</i> , 2022
Mytilidae	<i>Mytilus chilensis</i>	moule chilienne	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	OUI	ND	OUI	OUI	1 ¹²	Vázquez <i>et al.</i> , 2022
Ostreidae	<i>Crassostrea gasar</i> ¹⁶	huître creuse gasar	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	OUI	OUI	I ¹⁸	OUI	1 ¹²	da Silva <i>et al.</i> , 2014
			N	NON (PCR, RFTM)	OUI	OUI	NON	NON	NS	da Silva <i>et al.</i> , 2016
	<i>Ostrea angasi</i>	[Australian mud oyster]	N	qPCR, PCR et séquençage	ND	ND	ND	OUI	2	WOAH-WAHIS event ID#1743, 2015
Pectinidae	<i>Pecten novaezelandiae</i>	pecten de Nouvelle-Zélande	N	PCR et séquençage	ND	ND	ND	OUI	2	WOAH-WAHIS event ID#1672, 2014b
Psammobiidae	<i>Hiatula acuta</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	ND	ND	ND	OUI	2	Cui <i>et al.</i> , 2018
Veneridae	<i>Venerupis corrugata</i>	clovisse ridée	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	ND	ND	ND	NON	3 ¹²	Ramilo <i>et al.</i> , 2016
			N	NON (PCR, RFTM, histologie)	ND	OUI	ND	ND	NS	Balseiro <i>et al.</i> , 2010

¹⁸ Des modifications histopathologiques étaient présentes ; toutefois, il a été rapporté que les animaux étaient également infectés par *P. marinus* ; par conséquent, les modifications observées ne peuvent pas être imputables de façon certaine à *P. olseni*,

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
			EI	NON (matériel infectieux issu de <i>R. decussatus</i>)	OUI	OUI	ND	ND	NS	Rodriguez <i>et al.</i> , 1994
			N	NON (RFTM, histologie)	ND	OUI	OUI	OUI	NS	Navas <i>et al.</i> , 1992
Catégorie 3										
Cardiidae	<i>Cerastoderma glaucum</i>	coque glauque	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	ND	ND	ND	ND	3	Ramilo <i>et al.</i> , 2015
Chamidae	<i>Chama pacifica</i>	chame réfléchie	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	ND	ND	ND	ND	3	Goggin <i>et al.</i> , 1994
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage ⁴	ND ¹⁹	I ²⁰	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Haliotidae	<i>Haliotis diversicolor</i>	[small abalone]	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Yang <i>et al.</i> , 2022
			N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	NON	ND	3	Ye <i>et al.</i> , 2022
Isognomonidae	<i>Isognomon alatus</i>	[flat tree oyster]	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
	<i>Isognomon sp.</i> (origine: Panama)	N/A	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
Margaritidae	<i>Pinctada imbricata</i>	[Atlantic pearl oyster]	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
Ostreidae	<i>Crassostrea rhizophorae</i>	huître creuse des Caraïbes	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016

¹⁹ Une infection de faible intensité a été rapportée dans cette étude, où le parasite a été placé en milieu de culture RFTM, avec un résultat compris entre 0,1 et 1,9.

²⁰ Goggin *et al.*, 1989 ont montré que *Chama pacifica* agissait comme un donneur émetteur ; toutefois, l'étude ne prévoyant aucun témoin, le statut des animaux au regard de l'infection préalablement à l'expérimentation était inconnu.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
	<i>Dendostrea frons</i>	[Frons oyster]	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan et al., 2016
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>gigas</i>	huître creuse du Pacifique	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Ye et al., 2022
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>hongkongensis</i>	absence de nom vernaculaire	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	NON	ND	NON	NON	3	Moss et al., 2007
	<i>Saccostrea</i> sp. (origin: Panama)	N/A	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan et al., 2016
Pectinidae	<i>Mimachlamys crassicostata</i>	peigne sécateur	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Yang et al., 2022
Pharidae	<i>Sinonovacula constricta</i>	[constricted tagelus]	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Ye et al., 2022
Veneridae	<i>Meretrix lyrata</i>	cythérée lyre	N	PCR ciblant l'ITS et séquençage	ND	ND	ND	ND	3	Ye et al., 2022
			N	NON (histologie)	ND	ND	ND	ND	NS	WOAH-WAHIS event ID #1077, 2011
	<i>Polititapes aureus</i>	palourde jaune	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	ND	ND	ND	ND	3	Ramilo et al., 2015
			N	NON (RFTM, histologie)	ND	OUI	OUI	OUI	NS	Navas et al., 1992
	<i>Venus verrucosa</i>	praire commune	N	PCR ciblant l'ITS et analyse des séquences	²¹	ND	²¹	²¹	3	Ramilo et al., 2015
Espèces incluses dans la catégorie "Espèce non classée" (NS) car l'identité de l'agent pathogène est incertaine										
Arcidae	<i>Barbatia candida</i>	[white-beard ark]	N	NON (histologie)	OUI	ND	OUI	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000

²¹ Il a été rapporté que les animaux utilisés dans cette étude étaient également infectés par *Perkinsus mediterraneus* ; par conséquent, les modifications histologiques observées ne pouvaient pas être imputables de façon certaine à *P. olseni*.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
	<i>Barbatia foliata</i>	arche croisée	N	NON (RFTM)	ND ¹⁹	I ²²	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Barbatia novaezealandiae</i>	[ark shell]	N	NON (histologie)	OUI	ND	ND	ND	NS	Hine, 2002
Batillariidae	<i>Pyrazus ebeninus</i>	absence de nom vernaculaire	E	NON (RFTM)	I ²³	OUI	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Cardiidae	<i>Tridacna gigas</i>	tridacne géante	N	NON (RFTM)	ND	I ²⁴	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Tridacna maxima</i>	bénitier allongé	N	NON (RFTM)	ND	I ⁹	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
			N	NON (PCR, histologie)	ND	ND	OUI	ND	2	WOAH-WAHIS event ID#1316, 2012
Haliotidae	<i>Haliotis cyclobates</i>	absence de nom vernaculaire	N et E	NON (RFTM)	I ¹⁹	OUI ⁵	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Haliotis iris</i>	[rainbow abalone]	N	NON ²⁵	OUI	ND	OUI	OUI	NS ¹²	Muznebin <i>et al.</i> , 2023a
	<i>Haliotis roei</i>	[Roe's abalone]	N	PCR ciblant le NTS et séquençage	ND	OUI	ND	I ²⁶	2 ¹²	Lester & Hayward, 2005
	<i>Haliotis scalaris</i>	absence de nom vernaculaire	E	NON (RFTM)	I ²³	OUI	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Isognomonidae	<i>Isognomon isognomum</i>	ostrège cuissarde	N	NON (histologie)	OUI	ND	NO	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
	<i>Isognomon sp.</i> (origine: New South Wales, Australie)	absence de nom vernaculaire	E	NON (RFTM)	I ¹⁹	OUI	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989

²² Il semblerait qu'il y ait eu transmission de l'agent pathogène de *Barbatia foliata* à *Saccostrea cucullata* ; toutefois, l'étude ne prévoyant pas de témoins, le statut des animaux au regard de l'infection préalablement à l'expérimentation était inconnu.

²³ Une infection d'intensité modérée a été rapportée dans cette étude, où le parasite a été placé en milieu de culture RFTM, avec un résultat compris entre 2,0 et 3,9.

²⁴ Il semblerait qu'il y ait eu transmission de l'agent pathogène de *Tridacna gigas* à *Pinctada sugillata* ; toutefois, l'étude ne prévoyant pas de témoins, le statut des animaux au regard de l'infection préalablement à l'expérimentation était inconnu.

²⁵ L'identification de l'agent pathogène reposait sur la technique d'hybridation *in situ* mettant en œuvre la sonde ADN de *P.olseni* décrite par Moss *et al.*, 2006 ; cette méthode n'a pas été acceptée comme méthode de confirmation en raison d'information limitée sur sa spécificité.

²⁶ Parmi les tissus figuraient les branchies ; toutefois, la publication ne fournissait aucune information concernant le rinçage ou la séparation des tissus.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
Malleidae	<i>Malleus meridianus</i>	absence de nom vernaculaire	N	NON (histologie)	OUI	ND	NO	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
Margaritidae	<i>Pinctada albina</i>	[Sharks Bay pearl oyster]	N	NON (histologie)	OUI	ND	OUI	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
	<i>Pinctada margaritifera</i>	pintadine à lèvres noire	N	NON (PCR, histologie)	ND	ND	NO	ND	NS	WOAH-WAHIS event ID#1372, 2013
	<i>Pinctada maxima</i>	huître perlière	N	NON (histologie)	OUI	ND	NO	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
	<i>Pinctada sugillata</i>	[fringed pearl oyster]	E	NON (RFTM)	OUI	OUI	ND	OUI	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Mesodesmatidae	<i>Paphies australis</i>	[Pipi wedge clam]	N	NON (RFTM, histologie)	ND	ND	ND	ND	NS	Hine & Diggles, 2002
Mytilidae	<i>Septifer bilocularis</i>	septifère commun	N	NON (histologie)	OUI	ND	ND	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
	<i>Trichomya hirsuta</i>	absence de nom vernaculaire	E	NON (RFTM)	I ¹⁹	OUI	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Ostreidae	<i>Magallana ariakensis</i>	[ariake cupped oyster]	EI	PCR ciblant l'ITS et séquençage	NO	ND	NO	NO	NS ¹²	Moss <i>et al.</i> , 2006
	<i>Saccostrea cucullata</i>	huître-capuchon	N	NON (histologie)	OUI	ND	OUI	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
			E	NON (RFTM)	I ¹⁹	OUI	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Saccostrea glomerata</i>	[New Zealand rock oyster]	N	NON (histologie)	OUI	ND	NO	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
E			NON (RFTM)	I ¹⁹	OUI	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989	
Pinnidae	<i>Pinna deltodes</i>	absence de nom vernaculaire	N	NON (histologie)	ND	ND	ND	ND	NS	Hine & Thorne, 2000
Spondylidae	<i>Spondylus sp.</i> (origine: Nord-Ouest de l'Australie)	N/A	N	NON (histologie)	OUI	ND	OUI	OUI	NS	Hine & Thorne, 2000
Tellinidae	<i>Macomona liliana</i>	[large wedge shell]	N	NON ²⁷ (RFTM, histologie)	N/A	N/A	N/A	N/A	NS ¹²	Hine & Diggles, 2002

²⁷ Les 24 animaux appartenant à cette espèce et testés dans l'étude par mise en culture dans un milieu RFTM ou en histologie ont tous présenté des résultats négatifs.

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire	Étape 1 : voie de transmission	Étape 2 : identification de l'agent pathogène	Étape 3 : preuves de l'infection				Catégorie	Références
					A	B	C	D		
Veneridae	<i>Callista chione</i>	vernis fauve	N	NON (RFTM, broyats)	ND	OUI	ND	ND	NS	Canestri-Trotti <i>et al.</i> , 2000
	<i>Meretrix taiwanica</i>	absence de nom vernaculaire	N	NON (qPCR ciblant l'ITS)	ND	ND	I ²⁸	OUI	NS	WOAH-WAHIS event ID#5233, 2023
	<i>Politapes rhomboides</i>	palourde rose	N	NON (PCR ciblant l'ITS)	ND	ND	ND	ND	NS	Balseiro <i>et al.</i> , 2010

²⁸ Des mortalités massives étaient associées à la présence de *P. olseni* ; toutefois, les animaux étaient également infectés par *Vibrio spp.*

4. Résultats

Le Groupe *ad hoc* a conclu que six des espèces actuellement incluses dans l'article 11.6.2. comme étant sensibles à l'infection à *Perkinsus olseni*, ainsi que neuf espèces additionnelles, non listées précédemment, satisfaisaient aux critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à ce parasite, conformément au chapitre 1.5 du *Code aquatique*. Il a proposé d'inclure ces espèces dans l'article 11.6.2. du chapitre 11.6. « Infection à *P. olseni* ». Elles figurent dans le tableau ci-après :

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
Arcidae	<i>Anadara kagoshimensis</i>	arche crénelée
	<i>Anadara trapezia</i>	absence de nom vernaculaire
Cardiidae	<i>Tridacna crocea</i>	bénitier crocus
Haliotidae	<i>Haliotis laevigata</i>	[greenlip abalone]
	<i>Haliotis rubra</i>	ormeau à lèvres noires
Margaritidae	<i>Pinctada fucata</i>	huître perlière japonaise
Mytilidae	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	moule méditerranéenne
	<i>Perna canaliculus</i>	moule de Nouvelle-Zélande
Veneridae	<i>Austrovenus stutchburyi</i>	[Stutchbury's venus]
	<i>Leukoma jedomensis</i>	[Jedo venus]
	<i>Paratapes undulatus</i>	palourde ondulée
	<i>Protapes gallus</i>	[rooster venus]
	<i>Proteopitar patagonicus</i>	absence de nom vernaculaire
	<i>Ruditapes decussatus</i>	palourde croisée d'Europe
	<i>Ruditapes philippinarum</i>	palourde japonaise

Huit des espèces actuellement incluses dans l'article 11.6.2. comme étant sensibles à l'infection à *Perkinsus olseni*, c'est-à-dire *Magallana ariakensis*, *Barbatia novaezealandiae*, la clovisse ridée (*Venerupis corrugata*), la palourde jaune (*Polittapes aureus*), *Haliotis cyclobates*, *Haliotis scalaris*, *Macomona liliana* et *Paphies australis*, ne satisfaisaient pas aux critères d'inclusion dans la liste des espèces sensibles à ce parasite. Le Groupe *ad hoc* a proposé leur suppression de l'article 11.6.2. du chapitre 11.6. « Infection à *P. olseni* » du *Code aquatique*.

Les preuves permettant de démontrer la sensibilité de sept espèces, ont été jugées insuffisantes. Le Groupe *ad hoc* a donc proposé leur inclusion dans la section 2.2.2. du chapitre 2.4.6. du *Manuel aquatique*. Elles figurent dans le tableau ci-après:

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
Cardiidae	<i>Cerastoderma edule</i>	coque commune
Mytilidae	<i>Mytilus chilensis</i>	moule chilienne
Ostreidae	<i>Crassostrea gasar</i>	huître creuse gasar
	<i>Ostrea angasi</i>	[Australian mud oyster]
Pectinidae	<i>Pecten novaezealandiae</i>	pecten de Nouvelle-Zélande
Psammobiidae	<i>Hiatula acuta</i>	absence de nom vernaculaire
Veneridae	<i>Venerupis corrugata</i>	clovisse ridée

Le Groupe *ad hoc* a trouvé que 16 espèces pour lesquelles l'identité de l'agent pathogène avait été confirmée mais sans preuve de l'infection. Par conséquent, il a proposé de les inclure dans le second paragraphe de la section 2.2.2. du chapitre 2.4.6. du *Manuel aquatique*. Ces espèces figurent dans le tableau ci-après :

Famille	Nom scientifique	Nom vernaculaire
Cardiidae	<i>Cerastoderma glaucum</i>	coque glauque
Chamidae	<i>Chama pacifica</i>	chame réfléchie
Haliotidae	<i>Haliotis diversicolor</i>	[small abalone]
Isognomonidae	<i>Isognomon alatus</i>	[flat tree oyster]
	<i>Isognomon sp.</i>	N/A
Margaritidae	<i>Pinctada imbricata</i>	[Atlantic pearl oyster]
Ostreidae	<i>Crassostrea rhizophorae</i>	huître creuse des Caraïbes
	<i>Dendostrea frons</i>	[Frons oyster]
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>gigas</i>	huître creuse du Pacifique
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>hongkongensis</i>	absence de nom vernaculaire
	<i>Saccostrea sp.</i>	N/A
Pectinidae	<i>Mimachlamys crassicostata</i>	peigne sénateur
Pharidae	<i>Sinonovacula constricta</i>	[constricted tagelus]
Veneridae	<i>Meretrix lyrata</i>	cythérée lyre
	<i>Polititapes aureus</i>	palourde jaune
	<i>Venus verrucosa</i>	praire commune

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 mollusques 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 ».

6.1. Commentaires d'ordre général

Le Groupe *ad hoc* a passé en revue l'ensemble des publications disponibles (se référer au Tableau 5) mais a examiné de façon approfondie uniquement celles qui présentaient suffisamment d'éléments de preuve de la sensibilité de chacune des espèces faisant l'objet de l'évaluation. Outre les publications apportant suffisamment d'éléments de preuve, des publications additionnelles ont été passées en revue afin de s'assurer qu'elles ne comportaient pas d'éléments de preuve contradictoires puis ajoutées à la liste des références.

Le Groupe *ad hoc* a pris la décision de sélectionner les études publiées à partir de 1994, les techniques moléculaires étant alors disponibles. Il s'est référé à des publications plus anciennes lorsque celles-ci étaient nécessaires au renforcement de la fiabilité des résultats d'une évaluation ou lorsqu'aucune publication récente n'était disponible aux fins de l'évaluation de la sensibilité d'une espèce hôte spécifique. Lorsqu'il était nécessaire de disposer d'éléments probants pour confirmer l'identité de l'agent pathogène, le Groupe *ad hoc* a contacté les auteurs des études afin d'obtenir davantage de précisions sur les méthodes d'identification de l'agent pathogène.

Le Groupe *ad hoc* a estimé que, si pour conclure à la sensibilité d'une espèce, il fallait idéalement disposer de deux publications permettant de classer l'espèce dans la catégorie « 1 », une seule étude robuste pouvait également s'avérer suffisante sous réserve de l'absence d'éléments de preuves contradictoires. Lorsque la stratégie d'échantillonnage prévoyait des prélèvements sur plusieurs saisons ou dans différents lieux, et/ou lorsque tous les éléments de preuve étaient fournis par une seule et même étude (tests moléculaires et examens histologiques conduits sur les mêmes animaux et donnant des résultats cohérents), le Groupe *ad hoc* a considéré qu'une publication à la conception rigoureuse suffisait pour conclure à la sensibilité d'une espèce. Des études additionnelles ont été néanmoins examinées afin de déterminer si elles présentaient des éléments de preuve contradictoires.

Sept rapports et notifications relatifs à l'infection à *P. olsenii* communiqués sur la plateforme WAHIS ont été examinés par le Groupe *ad hoc* : ils concernaient en majorité de nouvelles espèces hôtes. Malheureusement, ils ne fournissaient pas d'informations suffisamment détaillées sur l'identification de l'agent pathogène et/ou la satisfaction aux critères permettant de conclure à la sensibilité. Par conséquent, le Groupe *ad hoc* recommande que toute nouvelle notification effectuée sur la plateforme WAHIS soit assortie d'un niveau de détails approprié pour permettre la réalisation d'une évaluation.

6.2. Commentaires sur des espèces spécifiques

Crassostrea gasar – en dépit d'une co-infection avec *P. marinus* dans la population (confirmée par séquençage), la publication de da Silva *et al.*, 2014 a permis au Groupe *ad hoc* de classer cette espèce dans la catégorie « 1 ». Ce classement a été rendu possible par la prise en compte des résultats de l'HIS de Moss *et al.*, 2006, qui ont permis d'établir un lien entre l'histopathologie et *P. olsenii*. Toutefois, le Groupe *ad hoc* a fini par classer cette espèce hôte dans la catégorie « 2 » car, d'une part, la conclusion de da Silva *et al.*, 2014 reposait sur un seul des six animaux testés au moyen d'outils spécifiques de l'espèce et, d'autre part, l'autre publication disponible ne permettait pas d'effectuer un classement de l'espèce.

Haliotis iris – les critères d'identification de l'agent pathogène n'étaient pas satisfaits car ils reposaient uniquement sur les résultats obtenus au moyen des sondes d'hybridation *in situ* décrites par Moss *et al.*, 2006. Dans le cas où des informations additionnelles sur l'identification moléculaire de l'agent pathogène chez cette hôte seraient disponibles, elles seraient alors examinées aux fins du classement de cette espèce hôte.

Haliotis roei – Seul un animal a présenté des résultats positifs dans une étude, sur la base de laquelle le Groupe *ad hoc* a classé l'espèce dans la catégorie « 2 ». Par conséquent, le Groupe *ad hoc* a finalement classé *Haliotis roei* dans la catégorie « Non classé » (NS).

Macomona liliana – Dans la publication de Hine & Diggles, 2002, l'introduction mentionne que *Perkinsus* a été précédemment détecté chez *Macomona Liliana* à Kaipara Harbour en 1999, mais aucune référence ou information additionnelle n'a été fournie.

Magallana ariakensis – Dans la publication de Moss *et al.*, 2006, l'infection expérimentale ne reproduit pas les conditions naturelles de l'infection. Pour cette raison, cette étude n'a pas été utilisée aux fins de l'évaluation de la sensibilité de cette espèce hôte. En outre, le faible nombre d'animaux présentant un résultat positif 72 jours après inoculation du parasite exclut la possibilité de conclure à l'absence de sensibilité et indique plutôt que *P. olsenii* est viable chez cet hôte.

Mytilus chilensis – Le Groupe *ad hoc* est convenu de classer *Mytilus chilensis* dans la catégorie « 2 » car une seule étude a été examinée. Dans cette étude, il a été montré que seuls 2 des 60 animaux d'élevage étaient infectés par *P. olsenii* et qu'aucun des 60 animaux sauvages ne l'était. De même, l'identité des hôtes n'a pas été confirmée alors que d'autres espèces appartenant au genre *Mytilus* sont présentes dans le Beagle Channel, en Argentine.

Pinctada fucata – Cette étude, bien que présentant de façon atypique le parasite, a permis de classer l'espèce dans la catégorie « 1 » (Sanil *et al.*, 2010) ; en effet, étant donné que l'étude couvre de multiples localisations et met en évidence un grand nombre d'individus infectés par le parasite, le Groupe *ad hoc* a choisi de finalement classer l'espèce hôte dans la catégorie « 1 ».

Venerupis corrugata – Dans l'étude de Ramilo *et al.*, 2016, *P. chesapeakei* n'a pas été détecté au moyen d'un test moléculaire chez *Ruditapes decussatus* en Galice, Espagne, alors qu'il s'agit de l'espèce et de la région dont provient le matériel infectieux source de l'étude expérimentale décrite par Rodríguez *et al.*, 1994. En se fondant sur cette information, le Groupe *ad hoc* a déterminé qu'il était hautement probable que l'espèce de *Perkinsus* détectée par Rodríguez *et al.*, 1994 chez *V. corrugata* soit *P. olsenii*. Examinées conjointement, ces deux études fournissent au Groupe *ad hoc* suffisamment d'informations pour classer cette espèce hôte dans la catégorie « 2 ».

6.3. Identification de l'hôte

Ruditapes philippinarum et *R. decussatus* – Le Groupe *ad hoc* a noté que les espèces *Ruditapes philippinarum* et *R. decussatus* pouvaient être présentes dans les mêmes lieux et étaient similaires d'un point de vue morphologique. Étant donné que la plupart des publications ne présentait aucune information sur la façon dont l'identité des palourdes avait été déterminée, le Groupe *ad hoc* a accepté les identifications fournies par les auteurs.

Dans les régions tropicales, l'identification de certaines espèces de mollusques demeure un problème récurrent pour les spécialistes. Pour cette raison, le Groupe *ad hoc* a demandé aux auteurs de confirmer l'identité de l'hôte lorsque celle-ci n'était pas précisée dans les publications. Par exemple, *Crassostrea gasar* and *C. rhizophorae* étant des espèces sympatriques vivant dans la même zone de mangroves (Ferreira *et al.*, 2023 and Diyie *et al.*, 2023), le Groupe *ad hoc* a contacté da Silva *et al.*, 2014 afin de confirmer que l'espèce hôte décrite dans l'étude était bien *C. gasar*.

En outre, le Groupe *ad hoc* a indiqué la nécessité de remplacer *Crassostrea tulipa* par *C. gasar* dans les évaluations de la sensibilité des espèces de mollusques à l'infection à *Perkinsus marinus* qu'il a réalisées car, selon Ferreira *et al.*, 2023, il s'agit d'espèces distinctes. Le rapport initial sur la sensibilité des espèces de mollusques à l'infection à *P. marinus* incluait des références sur *C. gasar* mais à l'époque, le Groupe *ad hoc* avait remplacé le nom de l'espèce par *C. tulipa* en se fondant sur les informations disponibles sur WoRMS (actuellement en cours de discussion sur WoRMS).

6.4. Absence de sensibilité

En dépit du fait que certaines espèces hôtes présentaient des résultats négatifs au tests visant à montrer la présence de l'infection à *Perkinsus* spp. dans des régions reconnues comme étant infectées, le Groupe *ad hoc* a estimé que le plan d'échantillonnage et la procédure expérimentale n'étaient pas suffisamment robustes pour démontrer l'absence d'infection et que, par conséquent, ils ne fournissaient pas d'éléments de preuve de l'absence de sensibilité (par exemple, Hine & Thorne, 2000; Pagenkopp Lohan *et al.*, 2016; Goggin *et al.*, 1989).

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 déterminé qu'il pouvait être applicable aux espèces identifiées comme étant sensibles à l'infection à *Perkinsus olsenii*. Toutefois les familles auxquelles appartiennent de multiples espèces sensibles (par exemple, les Veneridae et Haliotidae) sont également composées de certaines espèces pour lesquelles les informations concernant la sensibilité à l'infection à *P. olsenii* sont insuffisantes. Pour cette raison, le Groupe *ad hoc* a conclu qu'il serait plus approprié de lister les espèces sensibles à l'échelon de l'espèce.

8. Références

- ABOLLO, E., CASAS, S.M., CESCIA, G. & VILLALBA, A. (2006). Differential diagnosis of Perkinsus species by polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism assay. *Molecular and Cellular Probes*, **20**(6), 323–329.
- BALSEIRO, P., MONTES, J., FERNANDEZ-CONCHAS, R., NOVOA, B. & FIGUERAS, A. (2010). Comparison of diagnostic techniques to detect the clam pathogen *Perkinsus olseni*. *Diseases of Aquatic Organisms*, **90**(2), 143–151.
- BUSHEK, D., FORD, S.E. & ALLEN, S.K. (1994). Evaluation of methods using Ray's fluid thioglycollate medium for diagnosis of *Perkinsus marinus* infection in the eastern oyster, *Crassostrea virginica*. *Annual Review of Fish Diseases*, **4**, 201–217.
- CANESTRI-TROTTI, G., BACCARANI, E.M., PAESANTI, F. & TUROLLA, E. (2000). Monitoring of infections by protozoa of the genera *Nematopsis*, *Perkinsus*, and *Porospora* in the smooth venus clam *Callista chione* from the North-Western Adriatic Sea (Italy). *Diseases of Aquatic Organisms*, **42**, 157-161.
- CARELLA, F., FERNANDEZ TEJEDOR, M., VILLARI, G., ANDREE, K.B. & DE CIVO, G. (2023). The endoparasite *Perkinsus olseni* affecting the Mediterranean mussels (*Mytilus galloprovincialis*) in the Italian and Spanish waters: A new possible threat for mussel aquaculture and wild animal populations. *Frontiers in Marine Science*, **10**, 3389.
- CASAS, S.M., LA PEYRE, J.F., REECE, K.S., AZEVEDO, C. & VILLALBA, A. (2002a). Continuous in vitro culture of the carpet shell clam *Tapes decussatus* protozoan parasite *Perkinsus atlanticus*. *Diseases of Aquatic Organisms*, **52**, 217-231.
- CASAS, S.M., VILLALBA, A. & REECE, K.S. (2002b). Study of perkinsosis in the carpet shell clam *Tapes decussatus* in Galicia (NW Spain). I. Identification of the aetiological agent and in vitro modulation of zoosporulation by temperature and salinity. *Diseases of Aquatic Organisms*, **50**(1), 51–65.
- CHO, Y-G., LEE, H-M., HWANG, J.Y., PARK, K.I. & CHOI, K-S. (2022). Molecular and histological identification of the protozoan parasite *Perkinsus olseni* in the blood cockle *Anadara kagoshimensis* (Tokunaga, 1906) occurring on the south coast of Korea. *Aquaculture*, **561**, 738721.
- COSTA, P.M., CARREIRA, S., LOBO, J. & COSTA, M.H. (2012). Molecular detection of prokaryote and protozoan parasites in the commercial bivalve *Ruditapes decussatus* from southern Portugal. *Aquaculture*, **370–371**, 61-67.
- CREMONTE, F., BALSEIRO, P. & FIGUERAS, A. (2005). Occurrence of *Perkinsus olseni* (Protozoa: Apicomplexa) and other parasites in the venerid commercial clam *Pitar rostrata* from Uruguay, southwestern Atlantic coast. *Diseases of Aquatic Organisms*, **64**, 85–90.
- CUI, Y-Y., TE, L-T., WU, L. & WANG, J-Y. (2018). Seasonal occurrence of *Perkinsus* spp. and tissue distribution of *P. olseni* in clam (*Soletellina acuta*) from coastal waters of Wuchuan County, southern China. *Aquaculture*, **492**, 300–305.
- DA SILVA, P.M., COSTA, C.P., DE ARAÚJO, J.P.B., QUEIROGA, F.R. & WAINBERG, A.A. (2016). Epizootiology of *Perkinsus* sp. In *Crassostrea gasar* oysters in polyculture with shrimps in northeastern Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, **25**(1), 37–45.
- DA SILVA, P.M., SCARDUA, M.P., VIANNA, R.T., MENDONÇA, R.C., VIEIRA, C., DUNGAN, C.F., SCOTT, G.P. & REECE, K.S. (2014). Two *Perkinsus* spp. infect *Crassostrea gasar* oysters from cultured and wild populations of the Rio São Francisco estuary, Sergipe, northeastern Brazil. *Journal of Invertebrate Pathology*, **119**, 62–71.

DANG, C., DUNGAN, C.F., SCOTT, G.P. & REECE, K.S. (2015). Perkinsus sp. infections and in vitro isolates from *Anadara trapezia* (mud arks) of Queensland, Australia. *Diseases of Aquatic Organisms*, **113**(1), 51–58.

DUNGAN, C.F., REECE, K.S., MOSS, J.A., HAMILTON, R.M. & DIGGLES, B.K. (2007b). *Perkinsus olseni* in vitro isolates from the New Zealand clam *Austrovenus stutchburyi*. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, **54**, 263-270.

ELANDALOUSSI, L.M., CARRASCO, N., ROQUE, A., ANDREE, K. & FURONES, D.M. (2009a). First record of *Perkinsus olseni*, a protozoan parasite infecting the commercial clam *Ruditapes decussatus* in Spanish Mediterranean waters. *Journal of Invertebrate Pathology*, **100**, 50-53.

ESTÊVÃO, J., OSORIO, H., COSTAS, B., CRUZ, A. & FERNÁNDEZ-BOO, S. (2023). Search for new biomarkers of tolerance to *Perkinsus olseni* parasite infection in *Ruditapes decussatus* clams. *Fish and Shellfish Immunology*, **134**, 108566.

GIAS, E. & JOHNSTON, C. (2011). Port biofouling molluscs as a sentinel for surveillance for introduced significant aquatic pathogens: rapid, sensitive, applicable testing methodologies and pilot baseline sampling results. MAF Technical Paper No:2011/79.

GOGGIN, C.L. (1994). Variation in the two internal transcribed spacers and 5.8S ribosomal RNA from five isolates of the marine parasite *Perkinsus* (Protista, Apicomplexa). *Molecular and Biochemical Parasitology*, **65**, 179-182.

GOGGIN, C.L., SEWELL, K.B. & LESTER, R.G.J. (1989). Cross-infection experiments with Australian *Perkinsus* species. *Diseases of Aquatic Organisms*, **7**, 55-59.

GUDKOV, N., COLLINS, D., JONES, B., COLLING, A., SINGANALLUR, N.B. & CRANE, M. (2016). Aquatic Animal Health Subprogram: Development of improved molecular diagnostic tests for *Perkinsus olseni* in Australian molluscs. *FRDC Project No 2011/004*.

HAMAGUCHI, M., SUZUKI, N.H., USUKI, H. & ISHIOKA, H. (1998). *Perkinsus* protozoan infection in short-necked clam *Tapes (=Ruditapes) philippinarum* in Japan. *Fish Pathology (Tokyo)*, **33**, 473-480.

HINE, P.M. (2002). Results of a survey on shellfish health in New Zealand in 2000. *Surveillance*, **29**, 3-7.

HINE, P.M. & DIGGLES, B.C. (2002). The distribution of *Perkinsus olseni* in New Zealand bivalve molluscs. *Surveillance*, **29**, 8-11.

HINE, P.M. & THORNE, T. (2000). A survey of some parasites and diseases of several species of bivalve mollusc in northern Western Australia. *Diseases of Aquatic Organisms*, **40**, 67-78.

ITOH, N., KOMASTU, Y., MAEDA, K., HIRASE, S. & YOSHINAGA, T. (2019). First discovery of *Perkinsus beihaiensis* in Mediterranean mussels (*Mytilus galloprovincialis*) in Tokyo Bay, Japan. *Journal of Invertebrate Pathology*, **166**, 107226.

ITOÏZ, S., PERENNOU, M., MOURONVALLE, C., DERELLE, E., LE GOÏC, N., BIDAULT, A., DE MONTAUDOUIN, X., ARZUK, I., SOUDANT, P. & CHAMBOUVET, A. (2021). Development of duplex TaqMan-based real-time PCR assay for the simultaneous detection of *Perkinsus olseni* and *P. chesapeaki* in host Manila clam tissue samples. *Journal of Invertebrate Pathology*, **184**, 107603.

LANE, H.S., JARAMILLO, D. & SHARMA, M. (2023). *Perkinsus olseni* in green-lipped mussels *Perna canaliculus*: diagnostic evaluation, prevalence and distribution. *Diseases of Aquatic Organisms*, **155**, 175-185.

-
- LEETHOCHAVALIT, S., CHALERMWAT, K., UPATHAM, K-S., CHOI, P., SAWANGWONG, P. & KRUATRACHUE, M. (2004). Occurrence of *Perkinsus* sp. in undulated surf clams *Paphia undulata* from the Gulf of Thailand. *Diseases of Aquatic Organisms*, **60**, 165–171.
- LESTER, R.J.G. & HAYWARD, C.J. (2005). Control of *Perkinsus* disease in abalone. *Fisheries Research and Development Corporation Project 2000/151 Final Report*. University of Queensland, Brisbane. 50 p.
- MOSS, J.A., BURRESON, E.M. & REECE, K.S. (2006). Advanced *Perkinsus marinus* infections in *Crassostrea ariakensis* maintained under laboratory conditions. *Journal of Shellfish Research*, **25**, 65–72.
- MOSS, J.A., BURRESON, E.M., CORDES, J.F., DUNGAN, C.F., BROWN, G.D., WANG, A., WU, X. & REECE, K.S. (2007). Pathogens in *Crassostrea ariakensis* and other Asian oyster species: implications for non-native oyster introduction to Chesapeake Bay. *Diseases of Aquatic Organisms*, **77(3)**, 207–223.
- MURRELL, A., KLEEMAN, S.N., BARKER, S.C. & LETER, R.G.L. (2002). Synonymy of *Perkinsus olseni* Lester & Davis, 1981 and *Perkinsus atlanticus* Azevedo, 1989 and an update on the phylogenetic position of the genus *Perkinsus*. *Bulletin of the European Association of Fish Pathology*, **22**, 258–265.
- MUZNEBIN, F., ALFARO, A.C. & WEBB, S.C. (2023a). Occurrence of *Perkinsus olseni* and other parasites in New Zealand black-footed abalone (*Haliotis iris*). *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, **57(2)**, 261-281.
- MUZNEBIN, F., ALFARO, A.C. & WEBB, S.C. (2023b). *Perkinsus olseni* and other parasites and abnormal tissue structures in New Zealand Greenshell™ mussels (*Perna canaliculus*) across different seasons. *Aquaculture International*, **31(2)**, 547-582.
- NAVAS, J.I., CASTILLO, M.C., VERA, P. & RUIZ-RICO, M. (1992). Principal parasites observed in clams, *Ruditapes decussatus* (L.), *Ruditapes philippinarum* (Adam et Reeve), *Venerupis pullastra* (Montagu) and *Venerupis aureus* (Gmelin), from the Huelva coast (S.W. Spain). *Aquaculture*, **107**, 193-199.
- PAGENKOPP LOHAN, K.M., TORCHIN, M.E., AGUIRRE-MACEDO, L., FLEISCHER, R.C. & RUIZ, G.M. (2016). Richness and distribution of tropical oyster parasites in two oceans. *Parasitology*, **143**, 1119-1132.
- PARK, K.I., NGO, T.T., CHOI, S.D., CHO, M. & CHOI, K.S. (2006). Occurrence of *Perkinsus olseni* in the Venus clam *Protothaca jedoensis* in Korean waters. *Journal of Invertebrate Pathology*, **93**, 81–87.
- PRETTO, T., ZAMBON, M., CIVETTINI, M., CABURLOTTO, G., BOFFO, L., ROSSETTI, E. & ARCANGELI, G. (2014). Massive mortality in Manila clams, *Ruditapes philippinarum*, farmed in the Lagoon of Venice caused by *Perkinsus olseni*. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **34**, 43–53.
- RAMILO, A., CARRASCO, N., REECE, K.S., VALENCIA, J.M., GRAU, A., ACEITUNO, P., ROJAS, M., GAIRIN, I., FURONES, M.D., ABOLLO, E. & VILLALBA, A. (2015). Update of information on perkinsosis in NW Mediterranean coast: Identification of *Perkinsus* spp. (Protista) in new locations and hosts. *Journal of Invertebrate Pathology*, **125**, 37–41.
- RAMILO, A., PINTADO, J., VILLALBA, A. & ABOLLO, E. (2016). *Perkinsus olseni* and *P. chesapeaki* detected in a survey of perkinsosis of various clam species in Galicia (NW Spain) using PCR-DGGE as a screening tool. *Journal of Invertebrate Pathology*, **133**, 50–58.
- RAY, S.M. (1966). A review of the culture method of detecting *Dermocystidium marinum* with suggested modifications and precautions. *Procedures of the National Shellfish Association*, **54**, 55–69.
- REECE, K. & DUNGAN, C. (2005). Chapter 5.2. *Perkinsus* sp.. infections of marine molluscs. In: *Fish Health Section, Blue Book, suggested procedures for the detection and identification of certain finfish and shellfish pathogens*. Published in CD format by American Fisheries Society, Bethesda, Maryland, USA."
-

-
- REECE, K.S., SCOTT, G.P., DANG, C. & DUNGAN, C.F. (2017). A novel monoclonal *Perkinsus chesapeaki* in vitro isolate from an Australian cockle, *Anadara trapezia*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **148**, 86–93.
- RÍOS, R., ARANGUREN, R., GASTALDELLI, M., ARCANGELI, G., NOVOA, B. & FIGUERAS, A. (2020). Development and validation of a specific real-time PCR assay for the detection of the parasite *Perkinsus olseni*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **169**, 107301.
- RIOS-CASTRO, R., ARANGUREN, R., ROMERO, A., BANCHI, E., PALLAVICINI, A., NOVOA, B. & FIGUERAS, A. (2022). Assessment of the environmental distribution of the protozoan parasite *Perkinsus olseni* by next generation sequencing, qPCR and histopathology allows the identification of alternative bivalve hosts. *Aquaculture*, **552**, 737984.
- RODRÍGUEZ, F., GODOY, T. & NAVAS, J.I. (1994). Cross-infection with *Perkinsus atlanticus* in *Ruditapes decussatus*, *Ruditapes philippinarum* and *Venerupis pullastra*. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **14**, 24-27.
- SANIL, N.K., VIJAYAN, K.K., KRIPA, V. & MOHAMED, K.S. (2010). Occurrence of the protozoan parasite, *Perkinsus olseni* in the wild and farmed pearl oyster, *Pinctada fucata* (Gould) from the Southeast coast of India. *Aquaculture*, **299**, 8–14.
- SHAMAL, P., ZACHARIA, P.U., BINESH, C.P., PRANAV, P., SUJA, G., ASOKAN, P.K., PRADEEP, M.A., RITHESH, R., VIJAYAN, K.K & SANIL, N.K. (2018). *Perkinsus olseni* in the short neck yellow clam, *Paphia malabarica* (Chemnitz, 1782) from the southwest coast of India. *Journal of Invertebrate Pathology*, **159**, 113-120.
- SHEPPARD, B.J. & PHILLIPS, A.C. (2008). *Perkinsus olseni* detected in Vietnamese aquacultured reef clams *Tridacna crocea* imported to the USA, following a mortality event. *Diseases of Aquatic Organisms*, **79**, 229–235.
- UMEDA, K. & YOSHINAGA, T. (2012). Development of real-time PCR assays for discrimination and quantification of two *Perkinsus* spp. in the Manila clam *Ruditapes philippinarum*. *Diseases of Aquatic Organisms*, **99**, 215-225.
- VÁZQUEZ, N., ITOH, N. & CREMONTE, F. (2022). First record of *Perkinsus olseni* in cultured mussels (*Mytilus chilensis*) in the Beagle Channel, southwestern Atlantic Ocean. *Aquaculture*, **550**, 737893.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2024). United States of America - *Perkinsus olseni* - Event 5517. *WOAH-WAHIS*, <https://wahis.woah.org/#/in-review/5517>, accessed on 14/02/2024.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2023). Chinese Taipei - *Perkinsus olseni* - Event 5233. *WOAH-WAHIS*, <https://wahis.woah.org/#/in-review/5233>, accessed on 01/12/2023.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2015). Australia - *Perkinsus olseni* - Event 1743. *WOAH-WAHIS*, <https://wahis.woah.org/#/in-review/1743>, accessed on 01/12/2023.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2014a). New Zealand - *Perkinsus olseni* - Event 1600. *WOAH-WAHIS*, <https://wahis.woah.org/#/in-review/1600>, accessed on 01/12/2023.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2014b). New Zealand - *Perkinsus olseni* - Event 1672. *WOAH-WAHIS*, <https://wahis.woah.org/#/in-review/1672>, accessed on 01/12/2023.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2013). French Polynesia - *Perkinsus olseni* - Event 1372. *WOAH-WAHIS*, <https://wahis.woah.org/#/in-review/1372>, accessed on 01/12/2023.
- WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2012). French Polynesia - *Perkinsus olseni* - Event 1316. *WOAH - WAHIS*, <https://wahis.woah.org/#/in-review/1316>, accessed on 01/12/2023.
-

WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH. (2011). Vietnam - *Perkinsus olseni* - Event 1077. WOA - WAHIS, <https://wahis.woah.org/#/in-review/1077>, accessed on 01/12/2023.

WU, S., WANG, C., LIN, X., WANG, Z., LI, X., LIU, J., DENG, J. & QIU, S. (2011). Infection prevalence and phylogenetic analysis of *Perkinsus olseni* in *Ruditapes philippinarum* from East China. *Diseases of Aquatic Organisms*, **96**, 55-60.

YANG, X., YE, L., LU, J., FU, Y. & ZHANG, Q. (2022). Epidemiology investigation of *Perkinsus* spp. in shellfish along coastal area of Guangdong Province. *South China Fisheries Science*, **18(1)**, 128–134.

YE, L., WU, L., LU, J., YU, G. & ZHAO, W. (2022). Diversity and distribution of *Perkinsus* spp. along the coast of China: Implications for widespread transmission of *Perkinsus* spp. in mollusks. *Frontiers in Marine Science*, **9**, 989261.

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

ABDEL-BAKI, A.-A.S., AL-QURAIHY, S., DKHIL, M.A., CASAL, O.E., CASAL, G. & AZEBEDO, C. (2014). *Perkinsus* sp. (Alveolata, Perkinsidae) a parasite of the clam *Meretrix meretrix* (Veneridae) from Arabian Gulf: ultrastructural observations of the trophozoites and the cellular response of the host. *Acta protozoologica*, **53**, 215-221.

ALMEIDA, M., BERTHE, F., THEBAULT, A. & DINIS, M.T. (1999). Whole clam culture as a quantitative diagnostic procedure of *Perkinsus atlanticus* (Apicomplexa, Perkinsea) in clams *Ruditapes decussatus*. *Aquaculture*, **177(1-4)**, 325-332.

ARZUL, I., CHOLLET, B., MICHEL, J., ROBERT, M., GARCIA, C., JOLY, J.P. & MIOSSEC, L. (2012). One *Perkinsus* species may hide another: characterization of *Perkinsus* species present in clam production areas of France. *Parasitology*, **139(13)**, 1757–1771.

AUDEMARD, C., CARNEGIE, R.B. & BURRESON, E.M. (2008). Shellfish tissues evaluated for *Perkinsus* spp. using the Ray's fluid thioglycollate medium culture assay can be used for downstream molecular assays. *Diseases of Aquatic Organisms*, **800**, 235–239.

AUDEMARD, C., REECE, K.S., & BURRESON, E.M. (2004). Real-time PCR for the detection and quantification of the protistan parasite *Perkinsus marinus* in environmental waters. *Applied Environmental Microbiology*, **70**, 6611–6618.

AZEVEDO, C. (1989). Fine structure of *Perkinsus atlanticus* n. sp. (Apicomplexa, Perkinsea) parasite of the clam *Ruditapes decussatus* from Portugal. *Journal of Parasitology*, **75(4)**, 627–635.

AZEVEDO, C., CORRAL, L. & CACHOLA, R. (1990). Fine structure of zoosporulation in *Perkinsus atlanticus* (Apicomplexa: Perkinsea). *Parasitology*, **100(3)**, 351–358.

BOGEMA, D.R., YAM, J., MICALLEF, M.L., CHOLIPOURKANANI, H., GO, J., JENKINS, C. & DANG, C. (2021). Draft genomes of *Perkinsus olseni* and *Perkinsus chesapeakei* reveal polyploidy and regional differences in heterozygosity. *Genomics*, **113(1P2)**, 677–688

BUSHEK, D. & HOWELL, T.L. (2000). The effect of UV irradiation on *Perkinsus marinus* and its potential use to reduce transmission via shellfish effluents. *Northeastern Regional Aquaculture Center (NRAC) Publication No. 00-008, North Dartmouth, Massachusetts, USA*, 4p.

CASAS, S.M. & VILLALBA, A. (2012) Study of perkinsosis in the grooved carpet shell clam *Ruditapes decussatus* in Galicia (NW Spain). III. The effects of *Perkinsus olseni* infection on clam reproduction. *Aquaculture*, **356–357**, 40-47.

-
- CESCHIA, C., ZENTILIN, A. & GIORGETTI, G. (1991). Presenza di Perkinsus in vongole veraci (*Ruditapes philippinarum*) alleviate nel Nord-Est Italia. *Boll. Soc. It. Patol. Ittica.*, **5**, 101–108.
- CHOI, K-S. & PARK, K-I. (1997). Report on the occurrence of Perkinsus sp. in the Manila clams, *Ruditapes philippinarum* in Korea. *Journal of Aquaculture*, **10**, 227-237.
- CHOI, K-S. & PARK, K-I. (2005). Current status of Perkinsus infection in Korean waters. In: Walker, P.J., R.G. Lester, M.G. Bondad-Reantaso (eds.). *Proceedings of the 5th Symposium on Diseases in Asian Aquaculture. Fish Health Section, Asian Fisheries Society*, Manila. pp. 263-274.
- CHOI, K-S., PARK, K-I., CHO, M. & SOUDANT, P. (2005). Diagnosis, pathology, and taxonomy of Perkinsus sp. isolated from the Manila clam *Ruditapes philippinarum* in Korea. *Journal of the Korean Aquaculture Society*, **18**, 207–214.
- CHOI, K-S., PARK, K-I., LEE, K-W. & MATSUOKA, K. (2002). Infection intensity, prevalence, and histopathology of Perkinsus sp. in the Manila clam, *Ruditapes philippinarum*, in Isahaya Bay, Japan. *Journal of Shellfish Research*, **21**, 119-125
- CHONG, R.S-M. (2022). Chapter 76 - Perkinsois. In: *Aquaculture Pathophysiology Volume II. Crustacean and Mollusks Diseases, 2022*, Pages 577-582.
- CIGARRÍA, J., RODRÍGUEZ, C. & FERNÁNDEZ, J.M. (1997). Impact of Perkinsus sp. on Manila clam *Ruditapes philippinarum* beds. *Diseases of Aquatic Organisms*, **29**, 117-120.
- COMPS, M. & CHAGOT, D. (1987). Une parasitose nouvelle chez la palourde *Ruditapes decussatus*. *Comptes Rendus Académie Sciences Paris, Série III* **304**, 41-44.
- COPEDO, J.S., WEBB, S.C., RAGG, N.L.C., ERICSON, J.A., VENTER, L., SCHMIDT, A.J., DELORME, N. & ALFARO, A.C. (2023). Histopathological changes in the greenshell mussel, *Perna canaliculus*, in response to chronic thermal stress. *Journal of Thermal Biology*, **117**, 103699.
- COSS, C.A., ROBLEDO, J.A.F. & VASTA, G.R. (2001a). Fine structure of clonally propagated in vitro life stages of a Perkinsus sp. isolated from the Baltic clam *Macoma balthica*. *The Journal of Eukaryotic Microbiology*, **48**, 38-51.
- COSS, C.A., ROBLEDO, J.A.F., RUIZ, G.M. & VASTA, G.R. (2001b). Description of *Perkinsus andrewsi* n.sp. isolated from the Baltic clam (*Macoma balthica*) by characterization of the ribosomal RNA locus and development of a species-specific PCR-based diagnostic assay. *The Journal of Eukaryotic Microbiology*, **48**, 52-61.
- COSS, C.A., ROBLEDO, J.A.F., VASTA, G.R. & RUIZ, G.M. (1999). Identification of a new Perkinsus species isolated from *Macoma balthica* by characterization of the ribosomal RNA locus, evidence of its presence, simultaneous with *P. marinus*, in *Crassostrea virginica*, *Macoma mitchelli* and *Mercenaria mercenaria*. *Journal of Shellfish Research*, **18**, 318.
- DANG, C., DAVERN, K., HANRIO, E., GO, J. JENKINS, C., CARAGUEL, C. & BOGEMA, D. (2021). *Perkinsus olseni* in abalone-development of fit-for-purpose tools to support its management *Perkinsus olseni* in abalone development of fit for purpose tools to support its management. *FRDC Project 2016/009*.
- DANG, C., DE MONTAUDOUIN, X., CAILL-MILLY, N. & TRUMBIC, Z. (2010). Spatio-temporal patterns of perkinsosis in the Manila clam *Ruditapes philippinarum* from Arcachon Bay (SW France). *Diseases Of Aquatic Organisms*, **91(2)**, 151-159.
- DAROS, L. & CANZONIER, W.J. (1985). Perkinsus, a protistan threat to bivalve culture in the Mediterranean basin. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **5**, 23-25.
-

-
- DE LA HERRÁN, R., GARRIDO-RAMOS, M.A., NAVAS, J.I., RUIZ REJÓN, C. & RUIZ REJÓN, M. (2000). Molecular characterization of the ribosomal RNA gene region of *Perkinsus atlanticus*: its use in phylogenetic analysis and as a target for a molecular diagnosis. *Parasitology*, **120**, 345-353.
- DELANEY, M.A., BRADY, Y.J., WORLEY, S.D. & HUELS, K.L. (2003). The effectiveness of N-halamine disinfectant compounds on *Perkinsus marinus*, a parasite of the eastern oyster *Crassostrea virginica*. *Journal of Shellfish Research*, **22**, 91–94.
- DIYIE, R.L., ADDO, S., ARMAH, E. BOATENG, C.M., OPPONG, M. & OSEI-ATWENEBOANA. (2023). Genetic evidence of unique identity of the West African mangrove oyster (*Crassostrea tulipa*) from the Gulf of Guinea. *Regional Studies in Marine Science*, **67**, 103205.
- DUNGAN, C.F. & HAMILTON R.M. (1995). Use of a tetrazolium-based cell proliferation assay to measure effects of in vitro conditions on *Perkinsus marinus* (Apicomplexan) proliferation. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, **42**, 379–388.
- DUNGAN, C.F. & REECE, K.S. (2006). In vitro propagation of two *Perkinsus* spp. parasites from Japanese Manila clams *Venerupis philippinarum* and description of *Perkinsus honshuensis* n. sp. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, **53**, 316–326.
- ELANDALLOUSSI, L.M., LEITE, R.B., RODRIGUES, P.M., AFONSO, R., NUNES, P.A. & CANCELA, M.L. (2005). Effect of antiprotozoal drugs on the proliferation of the bivalve parasite *Perkinsus olseni*. *Aquaculture*, **243**, 9–17.
- ELANDALLOUSSI, L.M., LEITE, R.M., AFONSO, R., NUNES, P.A., ROBLEDOS, J.A.F., VASTA, G.R. & CANCELA, M.L. (2004). Development of a PCR-ELISA assay for diagnosis of *Perkinsus marinus* and *Perkinsus atlanticus* infections in bivalve molluscs. *Molecular and Cellular Probes*, **18**, 89-96.
- ELANDALOUSSI, L., CARRASCO, A., FURONES, D. & ROQUE, A. (2009b). Phylogenetic relationship of *Perkinsus olseni* from the Ebro Delta, Spain, to other *Perkinsus* species, based on ribosomal DNA sequences. *Diseases of Aquatic Organisms*, **86**, 135-142.
- ELANDALOUSSI, L.M., CARRASCO, N., ROGUE, A., FERNÁNDEZ-TEJEDOR, M. & FURONES, D. (2008). Occurrence of *Perkinsus* sp. in two clam species (*Ruditapes philippinarum* and *R. decussatus*) from the Ebro Delta, Spain. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **28**, 1-9.
- ELSTON, R.A., DUNGAN, C.F., MEYERS, T.R. & REECE, K.S. (2004). *Perkinsus* sp. infection risk for Manila clams, *Venerupis philippinarum* (A. Adams and Reeve, 1850) on the Pacific coast of North and Central America. *Journal of Shellfish Research*, **23**, 101–105.
- FAISAL, M., LA PEYRE, J.F. & ELSAYED, E.E. (1999). Bacitracin inhibits the oyster pathogen *Perkinsus marinus* in vitro and in vivo. *Journal of Aquatic Animal Health*, **11**, 130–138.
- FARIAS, N.D., DE OLIVEIRA, N.F.P. & DA SILVA, P.M. (2017). *Perkinsus* infection is associated with alterations in the level of global DNA methylation of gills and gastrointestinal tract of the oyster *Crassostrea gasar*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **149**, 76–81.
- FENG, C., WANG, C., LIN, X., ZHANG, Y., LV, J., DENG, J-H., YUAN, X., MEI, L. & WE, S-Q. (2013). Development of a loop-mediated isothermal amplification method for detection of *Perkinsus* spp. in mollusks. *Diseases of Aquatic Organisms*, **104**, 141-148.
- FERNÁNDEZ-BOO, S., VILLALBA, A. & CAO, A. (2015). Variable protein profiles in extracellular products of the protistan parasite *Perkinsus olseni* among regions of the Spanish coast. *Journal of Invertebrate Pathology*, **132**, 233–241.
- FERREIRA, J.P.F., LEGAT, A.P., LAZOSKI, C., FREIRE, T.B., DE MIRANDA GOMES, C.H.A. & DE MELO, C.R.M. (2023). A historical and integrative taxonomic account of mangrove oyster species native to the
-

Atlantic American coast; a re-evaluation of Brazilian *Crassostrea* species. *Zoologischer Anzeiger*, **305**, 52-81.

FIGUERAS, A., LORENZO, G., ORDÁS, M.C., GOUY, M. & NOVOA, B. (2000). Sequence of the small subunit ribosomal RNA gene of *Perkinsus atlanticus*-like isolated from carpet shell clam in Galicia, Spain. *Marine Biotechnology*, **2**, 419-428.

FIGUERAS, A., ROBLEDO, J.A.F. & NOVOA, B. (1992). Occurrence of haplosporidian and Perkinsus-like infections in carpet-shell clams, *Ruditapes decussatus* (Linnaeus, 1758), of the Ria de Vigo (Galicia, NW Spain). *Journal of Shellfish Research*, **11**, 377-382.

FIGUERAS, A., ROBLEDO, J.A.F. & NOVOA, B. (1996). Brown ring disease and parasites in clams (*Ruditapes decussatus* and *R. philippinarum*) from Spain and Portugal. *Journal of Shellfish Research*, **15**, 363-368.

FISHER, W.S. & OLIVER, L.M. (1996). A whole-oyster procedure for diagnosis of *Perkinsus marinus* disease using Ray's fluid thioglycollate culture medium. *Journal of Shellfish Research*, **15**, 109-117.

GARCIA, A., ESTÊVÃO, J., COSTAS, B., CRUZ, A. & FERNÁNDEZ-BOO, S. (2022). Evaluation of the *Ruditapes decussatus* immune response after differential injected doses of *Perkinsus olseni*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **195**, 107849.

GAUTHIER, J.D., MILLER, C.R. & WILBUR, A.E. (2006). TaqMan® MGB real-time PCR approach to quantification of *Perkinsus marinus* and Perkinsus spp. in oysters. *Journal of Shellfish Research*, **25**, 619-624.

GOGGIN, C.L. (1996). Effect of *Perkinsus olseni* (Protozoa, Apicomplexa) on the weight of *Tridacna crocea* (Mollusca, Bivalvia) from Lizard Island, Great Barrier Reef. *Aquaculture*, **141**, 25-30.

GOGGIN, C.L. & BARKER, S.C. (1993). Phylogenetic position of the genus Perkinsus (Protista, Apicomplexa) based on small subunit ribosomal RNA. *Molecular and Biochemical Parasitology*, **60**, 65-70.

GOGGIN, C.L. & LESTER, R.J.G. (1987). Occurrence of Perkinsus species (Protozoa, Apicomplexa) in bivalves from the Great Barrier Reef. *Diseases of Aquatic Organisms*, **3**, 113-117.

GOGGIN, C.L. & LESTER, R.J.G. (1995). Perkinsus, a protistan parasite of abalone in Australia: a review. *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, **46**, 639-646.

GOGGIN, C.L., SEWELL, K.B. AND LESTER, R.J.G. (1990). Tolerances of Perkinsus spp. (Protozoa, Apicomplexa) to temperature, chlorine and salinity. *Journal of Shellfish Research*, **9**, 145-148.

HANDLINGER, J. (2022). General pathology and diseases of abalone. *Aquaculture Pathophysiology*, Academic Press, 405-447.

HAYWARD, C., LESTER, R., BARKER, S., MCCALLUM, H., MURRELL, A. & KLEEMAN, S. (2002). Transmission of *Perkinsus olseni* among wild blacklip abalone in South Australia. (Abstract).

KOTOB, S.I., MCLAUGHLIN, S.M., VAN BERKUM, P. & FAISAL, M. (1999a). Characterization of two Perkinsus spp. from the softshell clam, *Mya arenaria* using the small subunit ribosomal RNA gene. *The Journal of Eukaryotic Microbiology*, **46**, 439-444.

KOTOB, S.I., MCLAUGHLIN, S.M., VAN BERKUM, P. & FAISAL, M. (1999b). Discrimination between two Perkinsus spp. isolated from the softshell clam, *Mya arenaria*, by sequence analysis of two internal transcribed spacer regions and the 5.8S ribosomal RNA gene. *Parasitology*, **119**, 363-368.

-
- LA PEYRE, J.F., FAISAL, M. & BURRESON, E.M. (1993). In vitro propagation of the protozoan *Perkinsus marinus*, a pathogen of the eastern oyster, *Crassostrea virginica*. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, **40**, 304–310.
- LA PEYRE, M., CASAS, S. & LA PEYRE, J. (2006). Salinity effects on viability, metabolic activity and proliferation of three *Perkinsus* species. *Diseases of Aquatic Organisms*, **71**, 59–74.
- LEE, H-M., CHO, Y-G., JEUNG, H-D., JANG, M-S., HWANG, J.Y. & CHOI, K-S. (2020). Are juvenile Manila clam *Ruditapes philippinarum* free from *Perkinsus olseni* infection in Korean waters?. *Ocean Science Journal*, **55**, 573–579.
- LEE, H-M., PARK, K-L., YANG, H-S. & CHOI, K-S. (2021). Negative impacts of *Perkinsus olseni* infection in Manila clam *Ruditapes philippinarum* observed from tidal flats in Anmyeondo Island on the west coast of Korea during post-spawning period. *Ocean Science Journal*, **56**, 307–316.
- LEITE, R.B., AFONSO, R. & CANCELA, M.L. (2004). *Perkinsus* sp. infestation in carpet-shell clams, *Ruditapes decussatus* (L), along the Portuguese coast. Results from a 2-year survey. *Aquaculture*, **240**, 39-53.
- LESTER, R.J.C. (1986). Abalone die-back caused by a protozoal infection?. *Australian Fisheries*, **45**, 26e27.
- LESTER, R.J.G. & DAVIS, G.H.G. (1981). A new *Perkinsus* species (Apicomplexa, Perkinsea) from the abalone *Haliotis ruber*. *Journal of Invertebrate Pathology*, **37**, 181-187.
- LESTER, R.J.G., KLEEMAN, S.N., BARKER, S.C. & MCCALLUM, H.I. (2001). Epidemiology of *Perkinsus olseni*, pathogen of abalone. (Abstract). In: *Book of Abstracts, European Association of Fish Pathologists, Tenth International Conference Diseases of Fish and Shellfish*. Trinity College Dublin, Ireland, 9 - 14 September 2001, 9-14.
- MAENO, Y., YOSHINAGA, T. & NAKAJIMA, K. (1999). Occurrence of *Perkinsus* species (Protozoa, Apicomplexa) from Manila clam *Tapes philippinarum* in Japan. *Fish Pathology (Tokyo)*, **34**, 127-131.
- MCCOY, A., BAKER, S.M. & WRIGHT, A.C. (2007). Investigation of *Perkinsus* spp. in aquacultured hard clams (*Mercenaria mercenaria*) from the Florida Gulf coast. *Journal of Shellfish Research*, **26**, 1029-1033.
- MCLAUGHLIN, S.M. & FAISAL, M. (1999). A comparison of diagnostic assays for detection of *Perkinsus* spp. in the softshell clam *Mya arenaria*. *Aquaculture*, **172**, 197-204.
- MCLAUGHLIN, S.M. & FAISAL, M. (2000). Prevalence of *Perkinsus* spp. in Chesapeake Bay soft-shell clams, *Mya arenaria* Linnaeus, 1758 during 1990-1998. *Journal of Shellfish Research*, **19**, 349-352.
- MCLAUGHLIN, S.M. & FAISAL, M. (2001). Pathogenesis of *Perkinsus* spp. in bivalve molluscs. *Bulletin of the National Research Institute of Aquaculture Supplement*, **5**, 111-117.
- MCLAUGHLIN, S.M. & FAISAL, M. (1998a). Histopathological alterations associated with *Perkinsus* spp. infection in the softshell clam *Mya arenaria*. *Parasite*, **5**, 263-271.
- MCLAUGHLIN, S.M. & FAISAL, M. (1998b). In vitro propagation of two *Perkinsus* species from the softshell clam *Mya arenaria*. *Parasite*, **5**, 341-348.
- MCLAUGHLIN, S.M., TALL, B.D., SHAHEEN, A., ELSAYED, E.E. & FAISAL, M. (2000b). Zoosporulation of a new *Perkinsus* species isolated from the gills of the softshell clam *Mya arenaria*. *Parasite*, **7**, 115-122.
- MONTES J.F., DURFORT M., LLADO, A. & GARCIA VALERO J. (2002). Characterization and immunolocalization of a main proteinaceous component of the cell wall of the protozoan parasite *Perkinsus atlanticus*. *Parasitology*, **124**, 477–484.
-

MOORE, B.R., KLEEMAN, S.N. & LESTER, R.J.G. (2002). The development of a positive non-infectious control for the detection of *Perkinsus* using the Ray test. *Journal of Shellfish Research*, **21**, 871-873.

MORTENSEN, S., ARZUL, I., MIOSSSEC, L., PAILLARD, C., FEIST, S., STENTIFORD, G., RENAULT, T., SAULNIER, D. & GREGORY, A. (2007). Molluscs and crustaceans, 5.3.18 Perkinsosis due to *Perkinsus olseni*. In: Raynard, R., T. Wahli, I. Vatsos, S. Mortensen (eds.) *Review of disease interactions and pathogen exchange between farmed and wild finfish and shellfish in Europe*. VESO on behalf of DIPNET, Oslo. 389-396.

MOSS, J.A. (2007). Characterization of exotic pathogens associated with the suminoe oyster, *Crassostrea ariakensis*. Ph.D. Dissertation Virginia Institute of Marine Science, College of William and Mary, Gloucester Point, Virginia, USA. 230p.

MOSS, J.A., XIAO, J., DUNGAN, C.F. & REECE, K.S. (2008). Description of *Perkinsus beihaiensis* n. sp., a new *Perkinsus* sp. parasite in oysters of southern China. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, **55(2)**, 117-130.

NOVOA, B., ORDÁS, M.C. & FIGUERAS, A. (2002). Hypnospores detected by RFTM in clam (*Ruditapes decussatus*) tissues belong to two different protozoan organisms, *Perkinsus atlanticus* and a *Perkinsus*-like organism. *Aquaculture*, **209**, 11-18.

O'DONOGHUE, P.J., PHILLIPS, P.H. & SHEPHERD, S.A. (1991). *Perkinsus* (Protozoa: Apicomplexa) infections in abalone from South Australian waters. *Transactions of the Royal Society of South Australia*, **115**, 77-82.

ORDÁS, M.C., GOMEZ-LEON, J. & FIGUERAS, A. (2001). Histopathology of the infection by *Perkinsus atlanticus* in three clam species (*Ruditapes decussatus*, *R. philippinarum* and *R. pullastra*) from Galicia (NW Spain). *Journal of Shellfish Research*, **20**, 1019-1024.

PAGENKOPP LOHAN, K.M., HILL-SPANIK, KM., TORCHIN, M.E., FLEISCHER, R.C., CARNEGIE, R.B., REECE, K.S. & RUIZ, G.M. (2018). Phylogeography and connectivity of molluscan parasites: *Perkinsus* spp. in Panama and beyond. *International Journal for Parasitology*, **48(2)**, 135-144.

PARK, K-I., CHOI, K-S. & JEONG, W-G. (2001). An examination for the protozoan parasite, *Perkinsus* sp. in the pearl oyster, *Pinctada fucata martensii* (Dunker) from the southern coast of Korea. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, **21**, 30-32.

PARK, K-I., PARK, J-K, LEE, J. & CHOI, K-S. (2005). Use of molecular markers for species identification of Korean *Perkinsus* sp. isolated from Manila clam *Ruditapes philippinarum*. *Diseases of Aquatic Organisms*, **66**, 255–263.

PECHER, W.T., ALAVI, M.R., SCHOTT, E.J., FERNANDEZ, ROBLEDO, J.A., ROTH, L., BERG, S.T. & VASTA, G.R. (2008). Assessment of the northern distribution range of selected *Perkinsus* species in eastern oysters (*Crassostrea virginica*) and hard clams (*Mercenaria mercenaria*) with the use of PCR-based detection assays. *The Journal of Parasitology*, **94**, 410-422.

ROBELDO, J.A.F., COSS, C.A. & VASTA, G.R. (2000). Characterization of the ribosomal RNA locus of *Perkinsus atlanticus* and development of a polymerase chain reaction-based diagnostic assay. *Journal of Parasitology*, **86(5)**, 972-978.

RODRÍGUEZ, F. & NAVAS, J.I. (1995). A comparison of gill and hemolymph assays for the thioglycollate diagnosis of *Perkinsus atlanticus* (Apicomplexa, Perkinsea) in clams, *Ruditapes decussatus* (L.) and *Ruditapes philippinarum* (Adams et Reeve). *Aquaculture*, **132**, 145-152.

RUANO, F., BATISTA, F.M. & ARCANGELI, G. (2015). Perkinsosis in the clams *Ruditapes decussatus* and *R. philippinarum* in the Northeastern Atlantic and Mediterranean Sea: a review. *Journal of Invertebrate Pathology* **131**, 58–67.

SAGRISTÀ, E., DUFORT, A. & AZEVEDO, C. (1996). Ultrastructural study of the parasite, *Perkinsus atlanticus* (Apicomplexa), on the clam *Ruditapes philippinarum*, in the Mediterranean. *Scientia Marina*, **60**, 283–288.

SAGRISTÀ, E., DUFORT, M. & AZEVEDO, C. (1995). *Perkinsus* sp. (Phylum Apicomplexa) in Mediterranean clam *Ruditapes semidecussatus*: ultrastructural observations of the cellular response of the host. *Aquaculture*, **132**, 153–160.

SHEPPARD, B.J. & DUNGAN, C.F. (2009). Exotic *Perkinsus* sp. protozoa in an imported Vietnamese ornamental clam (*Tridacna crocea*) maintained in a home aquarium. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **40(1)**, 140–146

SÜHNEL, S., JOHNSON, S.C., GURNEY-SMITH, H.J., IVACHUK, C.D.S, SCHAEFER, A.L.C., THOMPSON, C.A., MACIEL, M.L.T., MARTINS, M.L., ARANGUREN, R., FIGUERAS, A. & MAGALHÃES, A.R.M. (2016). A status assessment of Perkinsiosis, Bonamiosis, and Mateiliosis in commercial marine bivalves from southern Brazil. *Journal of Shellfish Research*, **35(1)**, 143-156.

VILLALBA, A., CASAS, S.M., LÓPEZ, C., CARBALLAL, M.J. (2005). Study of perkinsosis in the carpet shell clam *Tapes decussatus* in Galicia (NW Spain). II. Temporal pattern of disease dynamics and association with clam mortality. *Diseases of Aquatic Organisms*, **65(3)**, 257–267.

VILLALBA, A., REECE, K.S., ORDAS, M.C., CASA, S.M. & FIGUERAS, A. (2004). Perkinsosis in molluscs: a review. *Aquatic Living Resources*, **17**, 411–432.

WAKI, T., TAKAHASHI, M., EKI, T., HIASA, M., UMEDA, K. KARAKAWA, N. & YOSHINAGA, T. (2018). Impact of *Perkinsus olseni* infection on a wild population of Manila clam *Ruditapes philippinarum* in Ariake Bay, Japan. *Journal of Invertebrate Pathology*, **153**, 134-144.

YANG, H-S., CHO, Y-G., SHIN, J-S., PARK, H-S. & CHOI, K-S. (2021). Pathology survey of the Manila clam *Ruditapes philippinarum* from Hwangdo tidal flat in Cheonsu Bay on the west coast of Korea. *Ocean and Polar Research*, **43(4)**, 365–370.

.../Annexes

Annexe 1. Liste des participants – Juin 2023

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

La Tremblade, France, du 6 au 8 juin 2023

MEMBRES DU GROUPE *AD HOC*

Dr Isabelle Arzul

(Présidente)
IFREMER
Adaptation et Santé des Invertébrés
Marins
La Tremblade,
FRANCE

Dr Robert Adlard

Marine Biodiversity at Queensland
Museum Network,
South Brisbane,
AUSTRALIE

Dr Chang-Ming Bai

Yellow Sea Fisheries Research
Institute, CAFS
Division of Maricultural Organism
Disease control and Molecular
Pathology
Qingdao,
CHINE (RÉPUBLIQUE
POPULAIRE DE)

Dr Lori Gustafson

Surveillance Design and Analysis
USDA/APHIS/VS/CEAH,
Fort Collins,
ÉTATS-UNIS D'AMÉRIQUE

Dr Karin B. Lohrmann

Departamento de Biología Marina,
Facultad de Ciencias del Mar,
Universidad Católica del Norte,
Coquimbo,
CHILI

MEMBRE DE LA COMMISSION

Dr Kevin William Christison

Department of Environment,
Forestry and Fisheries,
Directorate: Aquaculture Innovation
and Technology Development,
Vlaeberg,
AFRIQUE DU SUD

SIÈGE DE L'OMSA

Dr Bernita Giffin

Coordinatrice scientifique de la
santé des animaux aquatiques
Service des normes

Dr Kathleen Frisch

Coordinatrice scientifique de la
santé des animaux aquatiques
Service des normes

Annexe 2. Liste des participants – Novembre/décembre 2023

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

Paris, France, 29 - 30 novembre et 1^{er} décembre 2023

MEMBRES DU GROUPE *AD HOC*

Dr Isabelle Arzul

(Présidente)
IFREMER
Adaptation et Santé des Invertébrés
Marins
La Tremblade,
FRANCE

Dr Robert Adlard

Marine Biodiversity at Queensland
Museum Network,
South Brisbane,
AUSTRALIE

Dr Chang-Ming Bai

Yellow Sea Fisheries Research
Institute, CAFS
Division of Maricultural Organism
Disease control and Molecular
Pathology
Qingdao,
CHINE (RÉPUBLIQUE
POPULAIRE DE)

Dr Lori Gustafson

Surveillance Design and Analysis
USDA/APHIS/VS/CEAH,
Fort Collins,
ÉTATS-UNIS D'AMÉRIQUE

Dr Karin B. Lohrmann

Departamento de Biología Marina,
Facultad de Ciencias del Mar,
Universidad Católica del Norte,
Coquimbo,
CHILI

MEMBRE DE LA COMMISSION

Dr Kevin William Christison

Department of Environment,
Forestry and Fisheries,
Directorate: Aquaculture Innovation
and Technology Development,
Vlaeberg,
AFRIQUE DU SUD

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 3. Termes de référence

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

Du 6 au 8 juin 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 été ajouté dans l'édition de 2014 du *Code aquatique*. Ce chapitre a pour objet de fournir des critères permettant de déterminer les espèces hôtes devant être incluses dans la liste des espèces sensibles de l'article X.X.2. de chacun des chapitres spécifiques aux maladies listées du *Code aquatique*. Les critères seront progressivement appliqués à chacun des chapitres spécifiques aux maladies listées du *Code aquatique*.

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

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

Objectif

Le Groupe *ad hoc* sur la sensibilité des espèces de mollusques à une infection par une maladie listée par l'OMSA sera chargé de réaliser les évaluations de la sensibilité de l'infection à *Perkinsus olseni* chez les mollusques.

Termes de référence

- 1) Étudier la littérature pertinente traitant de la sensibilité des espèces à l'infection à *Perkinsus olseni* 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 à l'infection à *Perkinsus olseni*.
- 2) Déterminer les espèces sensibles à l'infection à *Perkinsus olseni* en vertu de l'article 1.5.7.
- 3) Déterminer les espèces pour lesquelles les preuves permettant de démontrer leur sensibilité à l'infection à *Perkinsus olseni* 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 11.6.2. du chapitre 11.6. « Infection à *Perkinsus olseni* » 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 2.4.6. « Infection à *Perkinsus olseni* » du *Manuel aquatique*.
 - 3) Remettre un rapport à la Commission des animaux aquatiques afin que celle-ci l'examine lors de sa réunion de septembre 2023.
-