

Informe del Grupo *ad hoc* de la OMSA sobre la susceptibilidad de las especies de moluscos a la infección por las enfermedades de la lista de la OMSA

Original: Inglés

Diciembre de 2023



Índice

1. Introducción	2
2. Metodología	2
3. Puntuación y evaluaciones	6
4. Resultados	15
5. Convención de denominación para las especies susceptibles	16
6. Comentarios sobre los fundamentos y las decisiones tomadas por el grupo <i>ad hoc</i>	16
7. Artículo 1.5.9. Inclusión de especies susceptibles con un rango taxonómico de género o superior	18
8. Referencias	18

Lista de Anexos

Anexo 1. Lista de participantes – Junio de 2023	29
Anexo 2. Lista de participantes – noviembre/diciembre de 2023	30
Anexo 3. Mandato	31



World Organisation
for Animal Health
Founded as OIE

Departamento de Normas
[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. Introducción

Este informe abarca la labor del Grupo *ad hoc* de la OMSA sobre la susceptibilidad de las especies de moluscos a la infección por las enfermedades de la lista de la OMSA (en adelante, grupo *ad hoc*), reunido en La Tremblade, Francia, del 6 al 8 de junio de 2023 y, en París, los días 29 y 30 de noviembre y el 1 de diciembre de 2023.

La lista de participantes para las reuniones de junio y noviembre/diciembre de 2023 y el mandato correspondiente figuran en los Anexos I, II y III, respectivamente.

2. Metodología

El grupo *ad hoc* aplicó los criterios del Capítulo 1.5. *Criterios para la inclusión de especies susceptibles de infección por un agente patógeno específico* del Código Sanitario para los Animales Acuáticos (Código Acuático) a posibles especies hospedadoras, con miras a determinar la susceptibilidad a la infección por *Perkinsus olseni*.

A dichos efectos, y como se describe en el Artículo 1.5.3., las evaluaciones de susceptibilidad de una especie a la infección por *P. olseni* se basaron en un enfoque de tres etapas que se describe a continuación.

Etapa 1. Criterios para determinar si la vía de transmisión es coherente con las vías naturales de la transmisión de la infección (tal y como se describe en el Artículo 1.5.4.);

Etapa 2: Criterios para determinar si el agente patógeno se ha identificado adecuadamente (tal y como se describe en el Artículo 1.5.5.);

Etapa 3. Criterios para determinar si las pruebas indican que la presencia del agente patógeno constituye una infección (tal y como se describe en el Artículo 1.5.6.):

- A. El agente patógeno se multiplica o se encuentra en estadio de desarrollo en el hospedador;
- B. Un agente patógeno viable se ha aislado en las especies susceptibles propuestas, o se ha demostrado su infecciosidad por medio de la transmisión a individuos inmunológicamente desprotegidos;
- C. Los cambios clínicos o patológicos están asociados con la infección;
- D. La localización específica del agente patógeno se constata en los tejidos diana esperados.

A continuación, se describe el enfoque de tres etapas aplicado por el grupo *ad hoc* para la infección por *P. olseni*, además de los siguientes comentarios.

2.1. Etapa 1: Criterios para determinar si la vía de transmisión es coherente con las vías naturales de la transmisión de la infección

El Cuadro 1 describe la vía de transmisión de la infección por *P. olseni* utilizada por el grupo *ad hoc* al aplicar la Etapa 1 para evaluar la susceptibilidad a la infección por *P. olseni*.

Cuadro 1: Vía de transmisión para la infección por *P. olseni*

Vía de transmisión	Comentarios
<p>1. La exposición natural agrupa las situaciones en que la infección se ha producido sin intervención experimental (por ejemplo, infección en poblaciones silvestres o de cría).</p> <p>O</p> <p>2. Procedimientos experimentales no invasivos: incluyen la cohabitación con heces u hospedadores infectados; o infección por inmersión o ingestión o inoculación en la cavidad del manto, bajo condiciones que imitan el entorno natural del hospedador.</p>	<p>Los ensayos experimentales <i>in vitro</i> (contacto entre hemocitos y parásitos) no se consideran apropiados para responder a la cuestión de la susceptibilidad o no susceptibilidad.</p> <p>Se consideró que la infección por inyección en el tejido corporal no imitaba las vías naturales, por lo que el grupo <i>ad hoc</i> no las evaluó, a menos que los estudios aportaran pruebas de no susceptibilidad.</p> <p>Para la inmersión, la alimentación o la inoculación en la cavidad del manto, se tomó en consideración la dosis para determinar si podía imitar las infecciones naturales.</p>

2.2. Etapa 2: Criterios para determinar si el agente patógeno se ha identificado adecuadamente

El Cuadro 2 describe los métodos de identificación del agente patógeno utilizados por el grupo *ad hoc* aplicando la Etapa 2 para evaluar la susceptibilidad a la infección por *P. olseni*, además de algunas consideraciones.

Cuadro 2: Identificación del patógeno para la infección por *P. olseni*

Identificación del patógeno (<i>P. olseni</i>)	Comentarios
<p>1. PCR y análisis de secuencia del NTS (espaciadores no transcritos) e ITS (una sección en el IGS o espaciador intergénico) (por ejemplo, Casas <i>et al.</i>, 2002b).</p> <p>○</p> <p>2. PCR-RFLP (Abollo <i>et al.</i>, 2006).</p> <p>○</p> <p>3. PCR en tiempo real de especies específicas (por ejemplo, Itoiz <i>et al.</i> 2021; Rios <i>et al.</i>, 2020; Umeda <i>et al.</i>, 2012).</p>	<p>Los NTS, aunque no sean de alta sensibilidad, demostraron una gran especificidad de especie (Villalba <i>et al.</i>, 2004).</p> <p>Las regiones LSU, SSU y la secuenciación del gen de la actina pueden utilizarse además de ITS y NTS, pero por sí solas no se consideró que tuvieran suficiente especificidad para definir inequívocamente la especie <i>P. olseni</i>.</p> <p>Histología y RFTM no se consideran específicos, sin embargo, se consideraron los registros históricos (si se trata de la misma especie, la misma localidad e información que sugiera que no existen otros <i>Perkinsus spp.</i> en el área) que se confirmaron posteriormente mediante trabajo molecular.</p> <p><i>Perkinsus atlanticus</i> se transformó en sinónimo de <i>P. olseni</i> en base a datos moleculares. A partir de esta información, se evaluaron los estudios previos sobre <i>P. atlanticus</i> (Murrell <i>et al.</i>, 2002).</p> <p>No se utilizó la hibridación <i>in situ</i> con la sonda de ADN de <i>P. olseni</i> de Moss <i>et al.</i>, 2006 debido a la escasa información sobre su especificidad.</p>

2.3. Etapa 3: Criterios para determinar si las pruebas indican que la presencia del agente patógeno constituye una infección

El Cuadro 3 describe las pruebas de infección por *P. olseni*, utilizadas por el grupo *ad hoc* al aplicar la Etapa 3 para la susceptibilidad a la infección por *P. olseni*, además de algunas consideraciones.

Cuadro 3: Pruebas de infección por *P. olseni*

Pruebas de infección			
A: Replicación	B: Viabilidad / Infectividad	C: Patología / Signos clínicos ¹	D: Localización
<p>1. Presencia de células multinucleadas o de varias células unicelulares agregadas en el tejido, demostrada por:</p> <p>a) Histopatología</p> <p>○</p> <p>b) Hibridación <i>in situ</i> (HIS)</p> <p>○</p> <p>c) TEM</p> <p>○</p> <p>2. Demostración de infecciones naturales de alta densidad por histología, RFTM o HIS.</p> <p>○</p> <p>3. Demostración del aumento del número de copias en el tiempo con qPCR o RFTM.</p>	<p>1. Transmisión a individuos no infectados por cohabitación o por inmersión o inoculación² con material infeccioso del hospedador en cuestión.</p> <p>○</p> <p>2. Demostración de la viabilidad a través del desarrollo de las células aisladas o cultivadas de los tejidos (por ejemplo, RFTM).</p> <p>○</p> <p>3. Citometría de flujo con marcadores.</p> <p>○</p> <p>4. Manchas vitales.</p>	<p>1. Mortalidad³</p> <p>○</p> <p>2. Lesiones macroscópicas como pústulas/quistes: (i) en el pie y el manto del abalón, (ii) en las branquias, el pie, el intestino, la glándula digestiva, el riñón, la gónada y en el manto de almejas muy infectadas.</p> <p>○</p> <p>3. Lesiones microscópicas como infiltración hemocitaria, o quistes granulomatosos encapsulados de hemocitos en tejidos conectivos infiltrados de hemocitos.</p>	<p>1. Con técnicas microscópicas, el parásito puede observarse dentro de los tejidos conectivos y, ocasionalmente, las células de <i>Perkinsus</i> aparecen dentro de los hemocitos en diferentes órganos, entre los que se incluyen (i) branquias, pie, intestino, glándula digestiva, riñón, gónada y manto en los bivalvos y (ii) principalmente en el pie y el manto en el abalón.</p> <p>○</p> <p>2. Sin técnicas microscópicas, los resultados de tejido(s) externo(s) (es decir, branquias o manto) deben ir acompañados de un resultado positivo de tejido(s) interno(s), excepto en casos de infección de alta intensidad (por ejemplo, que supere la dosis o la concentración de la provocación inicial).</p>

¹ La patología o los signos clínicos pueden ser no específicos, variables e incluir algunas o todas las características enumeradas.

² En este caso, sólo se utiliza la inoculación para demostrar la viabilidad.

³ A veces, es difícil correlacionar la presencia del agente patógeno con la mortalidad. En este caso, la mortalidad no fue suficiente cuando se documentaron otros agentes patógenos o factores ambientales.

3. Puntuación y evaluaciones

El Cuadro 4 describe las distintas puntuaciones, resultados y conclusiones de las evaluaciones realizadas por el grupo *ad hoc*.

Cuadro 4: Puntuación

Puntuación	Resultado
1	Especies clasificadas como susceptibles (según se describe en el Artículo 1.5.7.) y propuestas para inclusión en el Artículo 11.6.2. del Capítulo 11.6., Infección por <i>P. olsenii</i> , del <i>Código Acuático</i> y la Sección 2.2.1. del Capítulo 2.4.6., Infección por <i>P. olsenii</i> , del <i>Manual de las Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos (Manual Acuático)</i> .
2	Especies evaluadas con pruebas incompletas de susceptibilidad (como se describe en el Artículo 1.5.8.) se propusieron para inclusión en la Sección 2.2.2. <i>Especies con pruebas incompletas de susceptibilidad</i> del Capítulo 2.4.6., Infección por <i>P. olsenii</i> , del <i>Manual Acuático</i> .
3	Especies evaluadas que no cumplen con los criterios o cuya información está pendiente o resulta contradictoria y que no se propusieron para inclusión en el <i>Manual Acuático</i> . Especies en las que se ha confirmado la identidad del patógeno pero no se ha demostrado una infección activa. Se propuso incluir estas especies en el segundo párrafo de la Sección 2.2.2. <i>Especies con evidencia incompleta de susceptibilidad</i> del Capítulo 2.4.6., Infección por <i>P. olsenii</i> , del <i>Manual Acuático</i> .
4	Especies evaluadas como no susceptibles.
5	Especies “sin puntuación” (SP), debido a una información insuficiente o irrelevante.

El Cuadro 5 resume las evaluaciones de la susceptibilidad del hospedador a la infección por *P. olsenii*, junto con los resultados y las referencias correspondientes. En cuanto a la Etapa 3, descrita en el Capítulo 1.5. del *Código Acuático*, las pruebas que respaldaban el criterio A eran suficientes para determinar la infección. En ausencia de pruebas para cumplir el criterio A, se requería satisfacer al menos dos de los criterios B, C o D para determinar la existencia de infección.

Cuadro 5: Evaluaciones para la infección por *P. olsenii*

Indicadores clave para el cuadro de evaluación:

N: Infección por vía natural	SÍ: Demuestra que se cumple el criterio	ND: No determinado
E: Procedimientos experimentales (no-invasivos)	NO: El criterio no se cumple	SP: Sin puntuación
EI: Procedimientos experimentales invasivos	NC: No concluyente	N/A: No aplica

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
Puntuación 1										
Arcidae	<i>Anadara kagoshimensis</i>	arca japonesa	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Cho <i>et al.</i> , 2022
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Ye <i>et al.</i> , 2022
	<i>Anadara trapezia</i>	sin nombre común	N y E	PCR dirigida a los ITS y secuenciación ⁴	SÍ	SÍ ⁵	ND	SÍ	1	Goggin <i>et al.</i> , 1989
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NC ⁶	SÍ	NC ⁶	NO	2	Dang <i>et al.</i> , 2015
Cardiidae	<i>Tridacna crocea</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los IGS & NTS y secuenciación ⁷	SÍ	ND	SÍ	SÍ	1	Sheppard & Phillips, 2008
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NO	ND	SÍ	SÍ	1 ⁸	WOAH-WAHIS event ID#5517, 2024
			N	NO (RFTM)	ND	NC ⁹	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Haliotidae	<i>Haliotis laevigata</i>	sin nombre común	N y E	PCR dirigida a los ITS y secuenciación ⁴	SÍ	SÍ ⁵	ND	SÍ	1	Goggin <i>et al.</i> , 1989
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Murrell <i>et al.</i> , 2002
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Goggin <i>et al.</i> , 1994

⁴ Identificación de patógenos completa en Goggin *et al.*, 1994.

⁵ La especie hospedadora cumplía el criterio 3B a través de la RFTM positiva, pero también potencialmente a través de la transmisión aparente a hospedadores alternativos (aunque este estudio carecía de controles).

⁶ Como también se detectó *P. chesapeakei* en los animales estudiados, los cambios histopatológicos no están claramente relacionados con la infección por *P. olseni*.

⁷ Las secuencias se enviaron con posterioridad a GenBank (números de acceso EU871715 y FJ477549).

⁸ Sólo basado en un animal.

⁹ No hubo transmisión exitosa de esta especie hospedadora a otros posibles hospedadores.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
	<i>Haliotis rubra</i>	oreja de mar de labios negros	N	PCR dirigida a los NTS y secuenciación	ND	SÍ	SÍ	NC ¹⁰	1	Lester & Hayward, 2005
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NC ¹¹	SÍ	SÍ	SÍ	1	Gudkovs <i>et al.</i> , 2016
Margaritidae	<i>Pinctada fucata</i>	ostra perlera japonesa	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NO	SÍ	NO	SÍ	1 ¹²	Sanil <i>et al.</i> , 2010
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Yang <i>et al.</i> , 2022
Mytilidae	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	mejillón mediterráneo	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Carella <i>et al.</i> , 2023
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NC ¹³	SÍ	NC ¹³	NC ¹³	2	Itoh <i>et al.</i> , 2019
			N	qPCR y PCR dirigidas a los ITS y secuenciación	NO	ND	NO	NO	3	Ríos-Castro <i>et al.</i> , 2022
	<i>Perna canaliculus</i>	mejillón de Nueva Zelanda	N	qPCR ¹⁴ , PCR, RFTM, histología	NO	SÍ	NO	SÍ	1	Lane <i>et al.</i> , 2023
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	SÍ	2	WOAH-WAHIS event ID#1600, 2014a
			N	NO (ISH - Moss <i>et al.</i> , 2006)	SÍ	ND	SÍ	SÍ	NS	Muznebin <i>et al.</i> , 2023b
Veneridae	<i>Austrovenus stutchburyi</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Dungan <i>et al.</i> , 2007

¹⁰ Los tejidos incluían branquias, pero el documento no proporcionaba información sobre el aclarado o la separación de los tejidos. El estudio no especificaba la localización de los abscesos.

¹¹ La histología completada no se describió en Gudkovs *et al.*, 2016; sin embargo, se proporcionaron imágenes de la histología de este trabajo en Handler, 2022.

¹² Para más información sobre la evaluación de esta especie hospedadora, consultar el ítem 6.2. de este informe.

¹³ Los cambios histopatológicos no pueden relacionarse claramente con *P. olseni* ya que existe una coinfección por *P. beihaiensis*.

¹⁴ El método qPCR utilizado en este estudio tenía como objetivo la región 5.8S (Gias & Johnston, 2011), y el grupo *ad hoc* estuvo de acuerdo en que la combinación de cebadores y sonda utilizada había demostrado ser específica para *P. olseni*.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
			N	NO (RFTM, histología)	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	NS	Hine & Diggles, 2002
	<i>Leukoma jedomensis</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y NTS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Park <i>et al.</i> , 2006
	<i>Paratapes undulatus</i>	sin nombre común	N	Secuenciación ¹⁵	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Leethochavalit <i>et al.</i> , 2004
	<i>Protapes gallus</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Shamal <i>et al.</i> , 2018
	<i>Proteopitar patagonicus</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	NO	SÍ	SÍ	1	Cremonte <i>et al.</i> , 2005
	<i>Ruditapes decussatus</i> ¹⁶	almeja fina	N	qPCR	SÍ	SÍ	ND	SÍ	1	Estevao <i>et al.</i> , 2023
N			PCR dirigida a los IGS y secuenciación ¹⁷	SÍ	ND	SÍ	SÍ	1	Costa <i>et al.</i> , 2012	
N			PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Elandaloussi <i>et al.</i> 2009a	
N			PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Casas <i>et al.</i> , 2002a	
	<i>Ruditapes philippinarum</i> ¹⁶	almeja japonesa	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	SÍ	ND	SÍ	1	Itoiz <i>et al.</i> , 2021
N			PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Pretto <i>et al.</i> , 2014	
N			PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	SÍ	ND	SÍ	1	Wu <i>et al.</i> , 2011	
N			PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	SÍ	SÍ	1	Hamagushi <i>et al.</i> , 1998	

¹⁵ El parásito sólo se identificó con RFTM e histología en el estudio; sin embargo, posteriormente se secuenció y se depositó en GenBank (AF522321.2).

¹⁶ Para más información sobre la identificación de la especie hospedadora, consultar el ítem 6.3. de este informe.

¹⁷ La región NTS está incluida dentro de la IGS uno.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
Puntuación 2										
Cardiidae	<i>Cerastoderma edule</i>	berberecho común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	SÍ	SÍ	2	Ríos-Castro <i>et al.</i> , 2022
Mytilidae	<i>Mytilus chilensis</i>	chorito	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	ND	SÍ	SÍ	1 ¹²	Vázquez <i>et al.</i> , 2022
Ostreidae	<i>Crassostrea gasar</i> ¹⁶	osti6n gasar	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	SÍ	SÍ	NC ¹⁸	SÍ	1 ¹²	da Silva <i>et al.</i> , 2014
			N	NO (PCR, RFTM)	SÍ	SÍ	NO	NO	NS	da Silva <i>et al.</i> , 2016
	<i>Ostrea angasi</i>	sin nombre com6n	N	qPCR, PCR y secuenciación	ND	ND	ND	SÍ	2	WOAH-WAHIS event ID#1743, 2015
Pectinidae	<i>Pecten novaezelandiae</i>	vieira de Nueva Zelanda	N	PCR y secuenciación	ND	ND	ND	SÍ	2	WOAH-WAHIS event ID#1672, 2014b
Psammobiidae	<i>Hiatula acuta</i>	sin nombre com6n	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	SÍ	2	Cui <i>et al.</i> , 2018
Veneridae	<i>Venerupis corrugata</i>	margarita arrugada	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	NO	3 ¹²	Ramilo <i>et al.</i> , 2016
			N	NO (PCR, RFTM, histología)	ND	SÍ	ND	ND	NS	Balseiro <i>et al.</i> , 2010
			EI	NO (material infeccioso de <i>R. decussatus</i>)	SÍ	SÍ	ND	ND	NS	Rodríguez <i>et al.</i> , 1994
			N	NO (RFTM, histología)	ND	SÍ	SÍ	SÍ	NS	Navas <i>et al.</i> , 1992
Puntuación 3										
Cardiidae	<i>Cerastoderma glaucum</i>	berberecho verde	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Ramilo <i>et al.</i> , 2015

¹⁸ Se observaron cambios histopatol6gicos; sin embargo, como se inform6 de una coinfecci6n por *P. marinus*, estos cambios no pueden relacionarse claramente con la infecci6n por *P. olseni*.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
Chamidae	<i>Chama pacifica</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Goggin <i>et al.</i> , 1994
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación ⁴	ND ¹⁹	NC ²⁰	ND	ND	NS	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Haliotidae	<i>Haliotis diversicolor</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Yang <i>et al.</i> , 2022
			N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	NO	ND	3	Ye <i>et al.</i> , 2022
Isognomonidae	<i>Isognomon alatus</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
	<i>Isognomon sp.</i> (origen: Panamá)	N/A	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
Margaritidae	<i>Pinctada imbricata</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
Ostreidae	<i>Crassostrea rhizophorae</i>	ostión de mangle	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
	<i>Dendostrea frons</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>gigas</i>	ostión japonés	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Ye <i>et al.</i> , 2022
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>hongkongensis</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NO	ND	NO	NO	3	Moss <i>et al.</i> , 2007
	<i>Saccostrea sp.</i> (origen: Panamá)	N/A	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Pagenkopp Lohan <i>et al.</i> , 2016
Pectinidae	<i>Mimachlamys crassicosata</i>	peine noble	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Yang <i>et al.</i> , 2022

¹⁹ En el estudio, se informó de una baja intensidad de la infección con una puntuación RFTM de 0,1-1,9.

²⁰ *Chama pacifica* actuó como transmisor donante en Goggin *et al.*, 1989, pero no hubo controles en el estudio, por lo que se desconocía el estatus de la infección antes del experimento.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
Pharidae	<i>Sinonovacula constricta</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Ye <i>et al.</i> , 2022
Veneridae	<i>Meretrix lyrata</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Ye <i>et al.</i> , 2022
			N	NO (histología)	ND	ND	ND	ND	SP	WOAH-WAHIS event ID #1077, 2011
	<i>Polititapes aureus</i>	almeja dorada	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	ND	ND	ND	ND	3	Ramilo <i>et al.</i> , 2015
			N	NO (RFTM, histología)	ND	SÍ	SÍ	SÍ	SP	Navas <i>et al.</i> , 1992
	<i>Venus verrucosa</i>	escupina grabada	N	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NC ²¹	ND	NC ²¹	NC ²¹	3	Ramilo <i>et al.</i> , 2015
Sin puntuación (SP) porque la identificación del patógeno no fue concluyente										
Arcidae	<i>Barbatia candida</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	SÍ	ND	SÍ	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
	<i>Barbatia foliata</i>	sin nombre común	N	NO (RFTM)	ND ¹⁹	NC ²²	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Barbatia novaezealandiae</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	SÍ	ND	ND	ND	SP	Hine, 2002
Batillariidae	<i>Pyrazus ebeninus</i>	sin nombre común	E	NO (RFTM)	NC ²³	SÍ	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Cardiidae	<i>Tridacna gigas</i>	almeja gigante	N	NO (RFTM)	ND	NC ²⁴	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Tridacna maxima</i>	sin nombre común	N	NO (RFTM)	ND	NC ⁹	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989

²¹ Como se informó de una coinfección por *Perkinsus mediterraneus*, los cambios histológicos no pueden relacionarse claramente con la infección por *P. olseni*.

²² Hubo transmisión aparente de *Barbatia foliata* a *Saccostrea cucullata*, pero no hubo controles en el estudio, por lo que se desconoce el estatus infeccioso antes del experimento.

²³ Se informó de una intensidad de infección moderada con una puntuación RFTM de 2,0-3,9.

²⁴ Hubo transmisión aparente de *Tridacna gigas* a *Pinctada sugillata*, pero no hubo controles en el estudio, por lo que se desconocía el estatus infeccioso antes del experimento.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
			N	NO (PCR, histología)	ND	ND	SÍ	ND	2	WOAH-WAHIS event ID#1316, 2012
Haliotidae	<i>Haliotis cyclobates</i>	sin nombre común	N y E	NO (RFTM)	NC ¹⁹	SÍ ⁵	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Haliotis iris</i>	sin nombre común	N	NO ²⁵	SÍ	ND	SÍ	SÍ	SP ¹²	Muznebin <i>et al.</i> , 2023a
	<i>Haliotis roei</i>	sin nombre común	N	PCR dirigida a los NTS y análisis de secuencia	ND	SÍ	ND	NC ²⁶	2 ¹²	Lester & Hayward, 2005
	<i>Haliotis scalaris</i>	sin nombre común	E	NO (RFTM)	NC ²³	SÍ	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Isognomonidae	<i>Isognomon isognomum</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	SÍ	ND	NO	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
	<i>Isognomon sp.</i> (origen: New South Wales, Australia)	sin nombre común	E	NO (RFTM)	NC ¹⁹	SÍ	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Malleidae	<i>Malleus meridianus</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	SÍ	ND	NO	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
Margaritidae	<i>Pinctada albina</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	SÍ	ND	SÍ	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
	<i>Pinctada margaritifera</i>	sin nombre común	N	NO (PCR, histología)	ND	ND	NO	ND	SP	WOAH-WAHIS event ID#1372, 2013
	<i>Pinctada maxima</i>	ostra perlera	N	NO (histología)	SÍ	ND	NO	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
	<i>Pinctada sugillata</i>	sin nombre común	E	NO (RFTM)	SÍ	SÍ	ND	SÍ	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Mesodesmatidae	<i>Paphies australis</i>	sin nombre común	N	NO (RFTM, histología)	ND	ND	ND	ND	SP	Hine & Diggles, 2002

²⁵ La identificación del patógeno se basó en la sonda de ADN de *P. olseni* de Moss *et al.*, 2006, que no se aceptó como confirmación debido a la escasa información sobre su especificidad.

²⁶ Los tejidos incluían branquias; sin embargo, no se facilitó información sobre el aclarado o la separación de los tejidos.

Familia	Nombre científico	Nombre común	Etapa 1: Vía de transmisión	Etapa 2: Identificación del patógeno	Etapa 3: Pruebas de la infección				Resultado Puntuación	Referencias
					A	B	C	D		
Mytilidae	<i>Septifer bilocularis</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	SÍ	ND	ND	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
	<i>Trichomya hirsuta</i>	sin nombre común	E	NO (RFTM)	NC ¹⁹	SÍ	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
Ostreidae	<i>Magallana ariakensis</i>	sin nombre común	EI	PCR dirigida a los ITS y secuenciación	NO	ND	NO	NO	SP ¹²	Moss <i>et al.</i> , 2006
	<i>Saccostrea cucullata</i>	ostión capuchón	N	NO (histología)	SÍ	ND	SÍ	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
			E	NO (RFTM)	NC ¹⁹	SÍ	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989
	<i>Saccostrea glomerata</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	SÍ	ND	NO	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
E			NO (RFTM)	NC ¹⁹	SÍ	ND	ND	SP	Goggin <i>et al.</i> , 1989	
Pinnidae	<i>Pinna deltodes</i>	sin nombre común	N	NO (histología)	ND	ND	ND	ND	SP	Hine & Thorne, 2000
Spondylidae	<i>Spondylus sp.</i> (origen: Northwest Western Australia)	N/A	N	NO (histología)	SÍ	ND	SÍ	SÍ	SP	Hine & Thorne, 2000
Tellinidae	<i>Macomona liliiana</i>	sin nombre común	N	NO ²⁷ (RFTM, histología)	N/A	N/A	N/A	N/A	SP ¹²	Hine & Diggles, 2002
Veneridae	<i>Callista chione</i>	almejón	N	NO (RFTM, squash)	ND	SÍ	ND	ND	SP	Canestri-Trotti <i>et al.</i> , 2000
	<i>Meretrix taiwanica</i>	sin nombre común	N	NO (ITS qPCR)	ND	ND	NC ²⁸	SÍ	SP	WOAH-WAHIS event ID#5233, 2023
	<i>Polititapes rhomboides</i>	almeja rubia	N	NO (ITS PCR)	ND	ND	ND	ND	SP	Balseiro <i>et al.</i> , 2010

²⁷ Los 24 animales de esta especie sometidos a análisis en este estudio mediante RFTM e histología fueron todos negativos.

²⁸ La alta mortalidad se asoció con la presencia de *P. olseni*; sin embargo, se observó una coinfección por *Vibrio spp.*

4. Resultados

El grupo *ad hoc* acordó que seis de las especies actualmente incluidas en el Artículo 11.6.2. como susceptibles a la infección por *Perkinsus olseni*, y nueve especies adicionales, no incluidas anteriormente, cumplen los criterios para ser incluidas en la lista como susceptibles de infección por *P. olseni* de acuerdo con el Capítulo 1.5. del *Código Acuático*. Se propone incluirlas en la lista del Artículo 11.6.2. del Capítulo 11.6. *Infección por P. olseni*. Dichas especies figuran en el cuadro siguiente:

Familia	Nombre científico	Nombre común
Arcidae	<i>Anadara kagoshimensis</i>	arca japonesa
	<i>Anadara trapezia</i>	sin nombre común
Cardiidae	<i>Tridacna crocea</i>	sin nombre común
Haliotidae	<i>Haliotis laevigata</i>	sin nombre común
	<i>Haliotis rubra</i>	oreja de mar de labios negros
Margaritidae	<i>Pinctada fucata</i>	ostra perlera japonesa
Mytilidae	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	mejillón mediterráneo
	<i>Perna canaliculus</i>	mejillón de Nueva Zelanda
Veneridae	<i>Austrovenus stutchburyi</i>	sin nombre común
	<i>Leukoma jedoensis</i>	sin nombre común
	<i>Paratapes undulatus</i>	sin nombre común
	<i>Protapes gallus</i>	sin nombre común
	<i>Proteopitar patagonicus</i>	sin nombre común
	<i>Ruditapes decussatus</i>	almeja fina
	<i>Ruditapes philippinarum</i>	almeja japonesa

Ocho especies actualmente incluidas en el Artículo 11.6.2. como susceptibles a la infección por *Perkinsus olseni*, *Magallana ariakensis*, *Barbatia novaezealandiae*, *Venerupis corrugata*, *Politapes aureus*, *Haliotis cyclobates*, *Haliotis scalaris*, *Macomona liliana* y *Paphies australis* fueron evaluadas por no cumplir los criterios y se propuso su supresión del Artículo 11.6.2. del Capítulo 11.6. del *Código Acuático*.

Se consideró que siete especies presentaban pruebas incompletas de susceptibilidad y se propuso su inclusión en la Sección 2.2.2. del Capítulo 2.4.6. del *Manual Acuático*. Dichas especies se muestran en el siguiente cuadro:

Familia	Nombre científico	Nombre común
Cardiidae	<i>Cerastoderma edule</i>	barbecho común
Mytilidae	<i>Mytilus chilensis</i>	chorito
Ostreidae	<i>Crassostrea gasar</i>	ostión gasar
	<i>Ostrea angasi</i>	sin nombre común
Pectinidae	<i>Pecten novaezealandiae</i>	vieira de Nueva Zelanda
Psammobiidae	<i>Hiatula acuta</i>	sin nombre común
Veneridae	<i>Venerupis corrugata</i>	margarita arrugada

El grupo *ad hoc* constató que se había confirmado la identidad del agente patógeno, pero que no se había demostrado una infección activa en 16 especies. Por lo tanto, se propuso incluir estas especies en el segundo

párrafo de la Sección 2.2.2. del Capítulo 2.4.6. del *Manual Acuático*. Dichas especies se muestran en el siguiente cuadro:

Familia	Nombre científico	Nombre común
Cardiidae	<i>Cerastoderma glaucum</i>	berberecho verde
Chamidae	<i>Chama pacifica</i>	sin nombre común
Haliotidae	<i>Haliotis diversicolor</i>	sin nombre común
Isognomonidae	<i>Isognomon alatus</i>	sin nombre común
	<i>Isognomon sp.</i>	N/A
Margaritidae	<i>Pinctada imbricata</i>	sin nombre común
Ostreidae	<i>Crassostrea rhizophorae</i>	ostión de mangle
	<i>Dendostrea frons</i>	sin nombre común
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>gigas</i>	ostión japonés
	<i>Magallana</i> [Syn. <i>Crassostrea</i>] <i>hongkongensis</i>	sin nombre común
	<i>Saccostrea sp.</i>	N/A
Pectinidae	<i>Mimachlamys crassicostata</i>	peine noble
Pharidae	<i>Sinonovacula constricta</i>	sin nombre común
Veneridae	<i>Meretrix lyrata</i>	sin nombre común
	<i>Polititapes aureus</i>	almeja dorada
	<i>Venus verrucosa</i>	escupina grabada

5. Convención de denominación para las especies susceptibles

Los nombres científicos de las especies están armonizados con el Registro Mundial de Especies Marinas (WoRMS) <https://www.marinespecies.org/index.php>.

Los nombres comunes de las especies están armonizados con FAOTERM (<http://www.fao.org/faoterm/collection/faoterm/en/>). Cuando los nombres comunes no se encuentran en FAOTERM, las especies se designaron de acuerdo con <https://www.sealifebase.ca>

6. Comentarios sobre los fundamentos y las decisiones tomadas por el grupo *ad hoc*

El término "no concluyente" se empleó para distinguir las situaciones en las se proveyó más información que debía haberse evaluado como "no determinada" y en las que el grupo *ad hoc* no pudo concluir que se cumplía el criterio. Cada vez que se utilizó la expresión "no concluyente" en la tabla de evaluación, el grupo *ad hoc* añadió información adicional en una nota de pie de página. En su evaluación final, el grupo *ad hoc* consideró "no concluyente" como "no determinada".

6.1. Comentarios generales

El grupo *ad hoc* revisó todos los documentos disponibles (ver Cuadro 5), pero sólo evaluó en su totalidad los documentos que aportaban pruebas suficientes de susceptibilidad para cada especie evaluada. Los documentos adicionales, más allá de los necesarios para proporcionar pruebas suficientes, se revisaron para garantizar la ausencia de pruebas contradictorias y se mantuvieron en la lista de referencias.

El grupo *ad hoc* acordó centrarse en los estudios publicados a partir de 1994, cuando se disponía de pruebas moleculares. Se hizo referencia a estudios publicados en años anteriores cuando era necesario aumentar la confianza de una evaluación o cuando no se disponía de ningún trabajo reciente para la

evaluación de una especie hospedadora específica. Cuando fue necesario para corroborar la identificación del patógeno, el grupo *ad hoc* se puso en contacto con los autores de los estudios para que describieran con más detalle los métodos de identificación del patógeno.

El grupo *ad hoc* acordó que, si bien la situación ideal era la de dos artículos con una puntuación de "1", un único estudio sólido con una puntuación de "1" también era suficiente para concluir la susceptibilidad de una especie en ausencia de pruebas contradictorias. Cuando la estrategia de muestreo se distribuyó a lo largo de estaciones o lugares, y/o cuando un único trabajo aportó todas las pruebas (moleculares con las correspondientes pruebas histológicas en los mismos animales), el grupo *ad hoc* consideró que un solo trabajo sólido era suficiente para concluir la susceptibilidad de una especie. Aun así, se revisaron estudios adicionales para comprobar si existían pruebas de apoyo o contradictorias.

El grupo *ad hoc* evaluó siete informes de WAHIS de notificaciones de infección por *P. olsenii* y consideró que se trataba sobre todo de nuevas especies hospedadoras. Lamentablemente, éstos no proporcionaban suficientes detalles sobre la identificación del patógeno y/o los criterios de infección para apoyar una decisión relativa a la susceptibilidad. En consecuencia, el grupo *ad hoc* recomienda que, cuando se notifique una notificación a WAHIS, se incluya un nivel de detalle adecuado que permita realizar una evaluación.

6.2. Comentarios sobre especies específicas

Crassostrea gasar - En el artículo de da Silva *et al.*, 2014, a pesar de la coinfección notificada por *P. marinus* en la población (confirmada por secuenciación), el grupo *ad hoc* adjudicó al artículo una puntuación de "1" en base a los resultados de la sonda HIS (Moss *et al.*, 2006), con el fin de asociar la histopatología a *P. olsenii*. Sin embargo, el grupo *ad hoc* otorgó a esta especie hospedadora un "2" dado que la conclusión de da Silva *et al.*, 2014 se basaba en un animal de los seis analizados con herramientas específicas para la especie, y al otro trabajo disponible no le asoció ninguna puntuación.

Haliotis iris - no cumplieron los criterios de identificación del patógeno porque se basaron únicamente en la sonda HIS publicada por Moss *et al.*, 2006. Si se dispone de más información sobre la identidad molecular del patógeno en esto hospedadore, se revisará la puntuación de esta especie hospedadora.

Haliotis roei - Sólo se encontró un animal positivo en un estudio, que se evaluó con una puntuación "2". Por lo tanto, el grupo *ad hoc* evaluó *Haliotis roei* con una puntuación global de "SP".

Macomona liliiana - En Hine & Diggles, 2002, la introducción menciona una detección previa de *Perkinsus* en *Macomona liliiana* en el puerto de Kaipara en 1999, pero no se proporciona ninguna referencia ni más información.

Magallana ariakensis - En Moss *et al.*, 2006, la infección experimental no imita una infección natural y, como tal, no se utilizó para evaluar la susceptibilidad en esta especie hospedadora. Además, el bajo número de positivos 72 días después de la inoculación excluye la conclusión de la no susceptibilidad y más bien indica la viabilidad de *P. olsenii* en este hospedador.

Mytilus chilensis - El grupo *ad hoc* concluyó atribuir a *Mytilus chilensis* un "2" porque sólo se evaluó un estudio en el que sólo 2 de 60 animales cultivados y 0 de 60 animales silvestres resultaron infectados por *P. olsenii*. Además, no se confirmó la identificación del hospedador y se sabe que otras especies de *Mytilus* están presentes en el Canal de Beagle, en Argentina.

Pinctada fucata - En el estudio, se observa una presentación atípica del parásito con una puntuación de "1" (Sanil *et al.*, 2010). Sin embargo, como el estudio abarca múltiples ubicaciones con un gran número de individuos infectados por el parásito, el grupo *ad hoc* determinó que la especie hospedadora tenía una puntuación global de "1".

Venerupis corrugata - En Ramilo *et al.*, 2016, no se detectó *P. chesapeaki* mediante pruebas moleculares en *Ruditapes decussatus* de Galicia, España, que es la especie y la región utilizadas para el material de origen en el ensayo experimental descrito en Rodríguez *et al.*, 1994. En base a esto, el grupo *ad hoc*

determinó que el *Perkinsus* sp. detectado en el estudio de Rodríguez *et al.*, 1994 en *V. corrugata* tenía muchas probabilidades de ser *P. olseni*. Colectivamente, estos dos estudios brindaron suficiente información para que el grupo *ad hoc* otorgara a la especie hospedadora una puntuación de "2".

6.3. Identificación del hospedador

Ruditapes philippinarum y *R. decussatus* - El grupo *ad hoc* observó que tanto *Ruditapes philippinarum* como *R. decussatus* pueden observarse en las mismas localizaciones y son morfológicamente similares. Aunque en la mayoría de los artículos no se proporcionó información sobre cómo se determinó la identidad de las almejas, el grupo *ad hoc* aceptó las identificaciones proporcionadas por los autores.

En las regiones tropicales, la identificación de algunas especies de moluscos es una cuestión recurrente para los especialistas y el grupo *ad hoc* solicitó a los autores que confirmaran la identificación del hospedador si no se facilitaba en los artículos. Por ejemplo, *Crassostrea gasar* y *C. rhizophorae* viven en simpatria en la misma zona de manglares (Ferreira *et al.*, 2023 y Diyie *et al.*, 2023) y el grupo *ad hoc* se puso en contacto con DaSilva *et al.*, 2014 para confirmar que la especie hospedadora en su estudio era *C. gasar*.

Además, el grupo *ad hoc* señaló la necesidad de sustituir *Crassostrea tulipa* por *C. gasar* en las evaluaciones del grupo *ad hoc* sobre la susceptibilidad de las especies de moluscos a la infección por *Perkinsus marinus*, ya que son especies distintas, como se describe en Ferreira *et al.*, 2023. El informe original sobre la susceptibilidad de las especies de moluscos a la infección por *P. marinus* hacía referencia a la literatura sobre *C. gasar*, pero en ese momento el grupo *ad hoc* cambió el nombre de la especie a *C. tulipa* debido a la información sobre WoRMS (información ahora debatida sobre WoRMS).

6.4. No susceptibilidad

A pesar de que varias especies hospedadoras dieron negativo a *Perkinsus spp.* en regiones infectadas conocidas, el grupo *ad hoc* consideró que los diseños de muestreo/experimentales no eran lo suficientemente sólidos como para demostrar la ausencia de infección y, por tanto, no aportaban pruebas de la no susceptibilidad (por ejemplo, Hine & Thorne, 2000; Pagenkopp Lohan *et al.*, 2016; Goggin *et al.*, 1989).

7. Artículo 1.5.9. Inclusión de especies susceptibles con un rango taxonómico de género o superior

El grupo *ad hoc* tomó en consideración el Artículo 1.5.9. *Inclusión de especies susceptibles con un rango taxonómico de género o superior* y determinó que podía aplicarse para las especies susceptibles identificadas para la infección por *Perkinsus olseni*. Sin embargo, las familias (por ejemplo, *Veneridae* y *Haliotidae*) con múltiples especies susceptibles, también tienen un número de especies con información incompleta con respecto a la susceptibilidad a la infección por *P. olseni*, y el grupo *ad hoc* concluyó que sería más apropiado enumerar las especies susceptibles a nivel de especie.

8. Referencias

ABOLLO, E., CASAS, S.M., CESCHIA, 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., MENDONCA, 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. & LESTER, 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. chesapeakei* 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 chesapeakei* 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. *WOAH - 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.

Otras referencias revisadas por el grupo *ad hoc*, pero no referenciadas en el informe anterior:

ABDEL-BAKI, A-A.S., AL-QURAI SHY, 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., ROBLEDO, 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., MIOSSEC, 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). Hypospores 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, K.M., 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., DURFORT, 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.

.../Anexos

Anexo 1. Lista de participantes – Junio de 2023

**REUNIÓN DEL GRUPO *AD HOC* DE LA OMSA SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD
DE LAS ESPECIES DE MOLUSCOS A LA INFECCIÓN
POR LAS ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OMSA**

La Tremblade, Francia, 6 al 8 de junio

MIEMBROS DEL GRUPO *AD HOC*

Dra. Isabelle Arzul

(Presidenta)
IFREMER
Adaptation et Santé des Invertébrés
Marins
La Tremblade,
FRANCIA

Dr. Robert Adlard

Marine Biodiversity at Queensland
Museum Network,
South Brisbane,
AUSTRALIA

Dr. Chang-Ming Bai

Yellow Sea Fisheries Research
Institute, CAFS
Division of Maricultural Organism
Disease control and Molecular
Pathology
Qingdao,
CHINA (REP. POP. DE)

Dr. Lori Gustafson

Surveillance Design and Analysis
USDA/APHIS/VS/CEAH,
Fort Collins,
ESTADOS UNIDOS DE AMÉRICA

Dr. Karin B. Lohrmann

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

MIEMBROS DE LA COMISIÓN

Dr. Kevin William Christison

Department of Environment,
Forestry and Fisheries,
Directorate: Aquaculture Innovation
and Technology Development,
Vlaeberg,
SUDÁFRICA

SEDE DE LA OMSA

Dra. Bernita Giffin

Coordinadora Científica para los
Animales Acuáticos Departamento
de Normas

Dra. Kathleen Frisch

Coordinadora Científica para los
Animales Acuáticos Departamento
de Normas

Anexo 2. Lista de participantes – noviembre/diciembre de 2023

REUNIÓN DEL GRUPO *AD HOC* DE LA OMSA SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD
DE LAS ESPECIES DE MOLUSCOS A LA INFECCIÓN
POR LAS ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OMSA

París, Francia, 29, 30 de noviembre y 1 de diciembre de 2023

MIEMBROS DEL GRUPO *AD HOC*

Dra. Isabelle Arzul

(Presidenta)
IFREMER
Adaptation et Santé des Invertébrés
Marins
La Tremblade,
FRANCIA

Dr. Robert Adlard

Marine Biodiversity at Queensland
Museum Network,
South Brisbane,
AUSTRALIA

Dr. Chang-Ming Bai

Yellow Sea Fisheries Research
Institute, CAFS
Division of Maricultural Organism
Disease control and Molecular
Pathology
Qingdao,
CHINA (REP. POP. DE)

Dr. Lori Gustafson

Surveillance Design and Analysis
USDA/APHIS/VS/CEAH,
Fort Collins,
ESTADOS UNIDOS DE AMÉRICA

Dr. Karin B. Lohrmann

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

MIEMBROS DE LA COMISIÓN

Dr. Kevin William Christison

Department of Environment,
Forestry and Fisheries,
Directorate: Aquaculture Innovation
and Technology Development,
Vlaeberg,
SUDÁFRICA

SEDE DE LA OMSA

Dra. Kathleen Frisch

Coordinadora Científica para los
Animales Acuáticos
Departamento de Normas

Dra. Patricia Kelly

Coordinadora Científica para los
Animales Acuáticos
Departamento de Normas

Anexo 3. Mandato

REUNIÓN DEL GRUPO *AD HOC* DE LA OMSA SOBRE LA SUSCEPTIBILIDAD DE LAS ESPECIES DE MOLUSCOS A LA INFECCIÓN POR LAS ENFERMEDADES DE LA LISTA DE LA OMSA

Junio 6–8 de 2023

Mandato

Contexto

El Capítulo 1.5. *Criterios para la inclusión de especies susceptibles de infección por un agente patógeno específico* se introdujo en la edición 2014 del *Código Acuático*. La finalidad de este capítulo es presentar los criterios que permitan determinar las especies hospedadoras incluidas en la lista de especies susceptibles en el Artículo X.X.2. de cada capítulo específico de enfermedad en el *Código Acuático*. Estos criterios se aplicarán progresivamente a cada capítulo específico de enfermedad en el *Código Acuático*.

Las evaluaciones estarán a cargo de grupos *ad hoc* y las conclusiones se remitirán para comentario de los Miembros antes de introducir cualquier cambio en la lista de especies susceptibles en el Artículo X.X.2. de los capítulos específicos de enfermedad en el *Código Acuático*.

Para las especies en las que existe alguna evidencia de susceptibilidad, pero que resulta insuficiente para demostrar la susceptibilidad a través del enfoque descrito en el Artículo 1.5.3., la información se incluirá en el capítulo específico de enfermedad del *Manual Acuático*.

Finalidad

El Grupo *ad hoc* sobre la susceptibilidad de las especies de moluscos a la infección por enfermedades de la lista de la OMSA realizará las evaluaciones para la infección por *Perkinsus olseni* en moluscos.

Mandato

- 1) Revisar la literatura pertinente que documenta la susceptibilidad de las especies a la infección por *Perkinsus olseni* y aplicar los criterios, así como se destaca en el Capítulo 1.5. *Criterios para la inclusión de especies susceptibles de infección por un agente patógeno específico*, a potenciales especies hospedadoras con el fin de determinar la susceptibilidad a la infección por *Perkinsus olseni*.
- 2) Determinar las especies susceptibles a la infección por *Perkinsus olseni* en base al Artículo 1.5.7.
- 3) Determinar las especies con evidencias incompletas de susceptibilidad a la infección por *Perkinsus olseni* en base al Artículo 1.5.8.

Resultados esperados del grupo *ad hoc*

- 1) Proponer una lista de especies susceptibles para inclusión en el Artículo 11.6.2. *Infección por Perkinsus olseni* del *Código Acuático*.
- 2) Proponer una lista de las especies con evidencia incompleta de susceptibilidad para inclusión en la Sección 2.2.2. del Capítulo 2.4.6. *Infección por Perkinsus olseni* del *Manual Acuático*.
- 3) Redactar un proyecto de informe para consideración de la Comisión para los Animales Acuáticos en su reunión de septiembre de 2023.