

GUÍA PARA LA GESTIÓN SANITARIA EN ACUICULTURA

C.J. RODGERS Y M.D. FURONES

GUÍA PARA LA GESTIÓN SANITARIA EN ACUICULTURA

Plan Nacional de Gestión Sanitaria de la Acuicultura (GESAC): Adaptación a la nueva normativa

Junta Nacional Asesora de Cultivos Marinos (JACUMAR)

Secretaría General del Mar

Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino.

C.J. Rodgers y M.D. Furones

NIPO 770-11-340-3

COORDINACIÓN

- Departamento de Agricultura, Ganadería, Pesca, Alimentación y Medio Natural. Dirección General de Pesca y Asuntos Marítimos. Instituto de Investigación y Tecnologías Agroalimentarias (IRTA) – Sant Carles de la Ràpita. Cataluña. Chris Rodgers y Maria Dolores Furones Nozal

COMUNIDADES AUTÓNOMAS PARTICIPANTES

- **COMUNIDAD AUTÓNOMA DE ANDALUCÍA**
Consejería de Agricultura y Pesca. Dirección General de Pesca y Acuicultura.
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Enaitz Aguirre Urigoitia.
Empresa Pública para el Desarrollo Agrario y Pesquero de Andalucía, S.A.
- **COMUNIDAD AUTÓNOMA DE CANARIAS**
Consejería de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación del Gobierno de Canarias.
Viceconsejería de Pesca y Aguas. Servicio de Estructuras Pesqueras.
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Fernando Real Valcárcel.
Universidad de Las Palmas de Gran Canaria.
Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria
- **COMUNIDAD AUTÓNOMA DE CATALUÑA**
Departamento de Agricultura, Ganadería, Pesca, Alimentación y Medio Natural.
Dirección General de Pesca y Asuntos Marítimos
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Maria Dolores Furones Nozal
Instituto de Investigación y Tecnologías Agroalimentarias (IRTA)- Sant Carles de la Ràpita. . Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura.
- **COMUNIDAD AUTÓNOMA DE GALICIA**
Consejería del Mar. Dirección General de Ordenación y Gestión de los Recursos Marinos
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Eloy Areoso Casal.
Consejería del Mar. Delegación Territorial de A Coruña
- **COMUNIDAD AUTÓNOMA DE MURCIA**
Consejería de Agricultura y Agua. Dirección General de Ganadería y Pesca
INVESTIGADOR RESPONSABLE: José Peñalver García.
Dirección General de Ganadería y Pesca. Servicio de Pesca y Acuicultura

ENTIDADES ASOCIADAS

- Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Moluscos. Vigo. Ministerio de Ciencia e Innovación
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Antonio Figueras Huerta.
Instituto de Investigaciones Marinas de Vigo (IIM) CSIC.
- Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Peces. Algete. MARM. Secretaría General de Medio Rural. Dirección General de Recursos Agrícolas y Ganaderos.
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Pilar Fernández Somalo.
Laboratorio Central de Veterinaria de Algete.
- Universidad Autónoma de Barcelona
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Francesc Padrós Bover.
Facultad de Veterinaria.
- Universidad de Zaragoza.
INVESTIGADOR RESPONSABLE: Ignacio de Blas Giral.
Laboratorio de Ictiopatología. Facultad de Veterinaria.

CA DE ANDALUCÍA

- Enaitz Aguirre Urigoitia. Empresa Pública para el Desarrollo Agrario y Pesquero de Andalucía, S.A. **INVESTIGADOR RESPONSABLE**
- Daniel Acosta Camacho. Consejería de Agricultura y Pesca. Dirección General de Pesca y Acuicultura.
- Jesús Pascual Galle Cejudo. Agencia de Gestión Agraria y Pesquera de Andalucía. AGAPA.
- José Carlos Macías. Empresa Pública para el Desarrollo Agrario y Pesquero de Andalucía, S.A.
- María del Mar Agraso Martínez.
Empresa Pública para el Desarrollo Agrario y Pesquero de Andalucía, S.A.
- Marina Fernández Lora. Agencia de Gestión Agraria y Pesquera de Andalucía. AGAPA.
- Pablo Ávila Zaragoza. Agencia de Gestión Agraria y Pesquera de Andalucía. AGAPA.

CA DE GALICIA

- Eloy Areoso Casal. Consejería del Mar.
Dirección General de Ordenación y Gestión de los Recursos Marinos.
Delegación Territorial de A Coruña. **INVESTIGADOR RESPONSABLE**
- Antonio Muñoz Barbero. Consejería de Medio Rural.
Servicio de Controles de la Cadena Alimentaria
- Antonio Villalba García. Consejería del mar.
Dirección General de Desarrollo Pesquero.
Centro de Investigaciones Mariñas (CIMA). Área de Patología
- Araceli Hidalgo Cortijo. Consejería del Mar.
Servicio de Innovación Tecnológica da Acuicultura.
- Basíldes García Iglesias. Consejería del Mar.
Sección de Seguridad Alimentaria Y Sanidad Animal.
- David Iglesias Estepa. Consejería del mar.
Dirección General de Desarrollo Pesquero.
Centro de Investigaciones Mariñas (CIMA). Área de Recursos Marinos
- M^a José Alonso Juste. Consejería del Mar. Departamento Territorial de Vigo
- Marí Puget Juan. Consejería del Mar. Departamento Territorial de Lugo
- Susana Darriba Couñago. Consejería del Mar.
Instituto Tecnológico de Control del Medio Marino de Galicia (INTECMAR). Unidad de Patología.

Participantes:



XUNTA DE GALICIA
CONSELLERÍA DO MAR



CA DE LA REGIÓN DE MURCIA

- José Peñalver García. Dirección General de Ganadería y Pesca. Servicio de Pesca y Acuicultura. **INVESTIGADOR RESPONSABLE**
- Antonio Mateos Aparicio. Consejería de Agricultura y Agua. Centro de Recursos Marinos
- Elvira Viuda Albacete. Consejería de Agricultura y Agua. Centro de Recursos Marinos
- Emilio María Dolores Pedrero. Consejería de Agricultura y Agua. Centro de Recursos Marinos.
- Leandro Bermúdez Rodríguez. Centro de Recursos Marinos
- Obdulia Bernal Gómez. Consejería de Agricultura y Agua. Centro de Recursos Marinos
- Pilar Muñoz Ruiz. Universidad de Murcia. Facultad de Veterinaria. Departamento Sanidad Animal
- Rafael Díaz García. Consejería de Agricultura y Agua. Centro de Recursos Marinos

ENTIDADES ASOCIADAS:

- Carolina Tafalla Piñeiro. Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria y Alimentaria (INIA). Ministerio de Educación y Ciencia. Centro de Investigación en Sanidad Animal

CA DE CANARIAS

- Fernando Real Valcárcel. Universidad de Las Palmas de Gran Canarias. Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria. Unidad de Enfermedades Infecciosas e Ictiopatología. **INVESTIGADOR RESPONSABLE**
- Francisco Cabrera Suarez. Consejería de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación del Gobierno de Canarias
- Daniel Padilla Castillo. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria. Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria. Unidad de Enfermedades Infecciosas e Ictiopatología
- Félix Acosta Arbelo. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria. Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria. Unidad de Enfermedades Infecciosas e Ictiopatología

CA DE CATALUÑA

- M^a Dolores Furones Nozal. IRTA - Sant Carles de la Ràpita. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura. **COORDINADORA e INVESTIGADOR RESPONSABLE**
- Christopher John Rodgers. IRTA - Sant Carles de la Ràpita. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura. **COORDINADOR**
- Ana Trigo de Sousa Roque. IRTA - Sant Carles de la Ràpita. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura.
- Cristóbal Aguilera Jiménez. IRTA - Sant Carles de la Ràpita. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura.
- Karl Blyth Andree. IRTA - Sant Carles de la Ràpita. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura.
- Laurence Elandaloussi. IRTA - Sant Carles de la Ràpita. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura.
- Noèlia Carrasco Querol. IRTA - Sant Carles de la Ràpita. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura.

ENTIDADES ASOCIADAS:

- **Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Moluscos. Vigo.** Instituto de Investigaciones Marinas (IIM). CSIC. Ministerio de Ciencia e Innovación.
 - Antonio Figueras Huerta. Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Moluscos. Vigo. Instituto de Investigaciones Marinas (IIM). CSIC. Ministerio de Ciencia e Innovación. **INVESTIGADOR RESPONSABLE.**
 - Beatriz Novoa García. Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Moluscos. Vigo. Instituto de Investigaciones Marinas (IIM). CSIC. Ministerio de Ciencia e Innovación.
 - Raquel Aranguren. Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Moluscos. Vigo. Instituto de Investigaciones Marinas (IIM). CSIC. Ministerio de Ciencia e Innovación.
- **Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Peces. Algete.** MARM. Secretaría General de Medio Rural. Dirección General de Recursos Agrícolas y Ganaderos.
 - Pilar Fernández Somalo. Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Peces. Algete. MARM. Secretaría General de Medio Rural. Dirección General de Recursos Agrícolas y Ganaderos. Laboratorio Central de Veterinaria de Algete. Departamento Bacteriología. **INVESTIGADOR RESPONSABLE**
 - Nieves Frías Soriano. Laboratorio Nacional de Referencia - Enfermedades de Peces. Algete. MARM. Secretaría General de Medio Rural. Dirección General de Recursos Agrícolas y Ganaderos. Laboratorio Central de Veterinaria de Algete. Departamento Bacteriología
- **Universidad Autónoma de Barcelona**
 - Francesc Padrós Bover. Universidad Autónoma de Barcelona (UAB). Facultad de Veterinaria. Departamento: Biología Animal, Biología Vegetal y Ecología. Xarxa de Referència de Recerca i Desenvolupament en Aqüicultura. **INVESTIGADOR RESPONSABLE**
 - Silvia Crespo Giménez. Universidad Autónoma de Barcelona (UAB). Facultad de Veterinaria. Departamento de Biología Animal, Biología Vegetal y Ecología.
- **Universidad de Zaragoza**
 - Ignacio de Blas Giral. Universidad de Zaragoza. Laboratorio de Ictiopatología. Facultad de Veterinaria. Departamento Patología Animal. **INVESTIGADOR RESPONSABLE**

Entidades asociadas:



Prólogo

El desarrollo del sector de la acuicultura español tiene como pre-requisito el establecimiento de unas condiciones de manejo de los animales que permitan prevenir la aparición de enfermedades o, en su defecto, controlarlas con el mínimo coste y con la mayor rapidez posible.

Estas condiciones están establecidas dentro de la Unión Europea mediante la Directiva 2006/88/CE, *relativa a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, y a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos*, incorporada al ordenamiento nacional mediante el Real Decreto 1614/2008, de 3 de octubre.

Estas normas contienen una serie de medidas que permiten afrontar la prevención de enfermedades de una forma integral. Así, se regulan las condiciones relativas a la bioseguridad necesarias para la autorización de explotaciones, criterios de epidemiología y notificación de enfermedades, los requisitos de sanidad animal necesarios para que los animales se puedan mover dentro de la Unión Europea, normas mínimas relativas al control de enfermedades y principios para la calificación sanitaria de las explotaciones.

Para facilitar la aplicación de esta normativa a las peculiaridades del sector productor español, se ha elaborado esta “Guía para la gestión sanitaria en acuicultura” que analiza el marco normativo, destaca las enfermedades más importantes para el sector español, detalla los métodos de diagnóstico y da orientaciones para la realización de programas de vigilancia sanitaria.

Esperamos que los destinatarios de esta Guía, que son tanto el sector productor como las administraciones públicas la encuentren de utilidad y les permita afrontar en mejores condiciones el reto que presentan las enfermedades.

Margarita Arboix Arzo

Directora General de Recursos Agrícolas y Ganaderos

Acrónimos

A

ADN: véase DNA

ADS: Agrupación de Defensa Sanitaria

AIS: véase ISA

ARN: véase RNA

ASEMA: Asociación de Empresas de Acuicultura Marina de Andalucía

B

BFNNV: *Barfin Flounder Nervous Necrosis Virus*

BHI: Medio de cultivo de Infusión de Cerebro y Corazón

BOE: Boletín Oficial del Estado

C

CA: Comunidad Autónoma

CC.AA: Comunidades Autónomas

CBB: Azul Brillante de Coomassie

cDNA: DNA (ácido desoxirribonucleico) complementario

CE: Comisión Europea

CEP: Centro de Experimentación Pesquera

CIB: Centro de Investigaciones Biológicas

CIHEAM: Centro Internacional de Altos Estudios Agronómicos Mediterráneos

CIMA: Centro de Investigaciones Marinas

CISA: Centro de Investigación en Sanidad Animal

CSIC: Consejo Superior de Investigaciones Científicas

CTAQUA: Fundación Centro Tecnológico de Acuicultura de Andalucía

D

DAP: Empresa Pública para el Desarrollo Agrario y Pesquero S.A.

DG SANCO: Dirección General de Salud y Consumidores

DGGP: Dirección General de Ganadería y Pesca

DIB: Documento de Identificación Bovino

DNA: Ácido Desoxirribonucleico

dNTP: Desoxirribonucleótido Trifosfato

DTT: Ditioneitol

E

ECP: Efecto Citopático

ECIMAT: Estación de Ciencias Marinas de Toralla

EDO: Enfermedad de Declaración Obligatoria

EHN: Necrosis Hematopoyética Epizoótica

EHNV: Virus de la Necrosis Hematopoyética Epizoótica

ELISA: Ensayo por Inmunoabsorción Ligado a Enzimas

EUS: Síndrome Ulceroso Epizoótico

EVE: Virus de la Anguila Europea

F

FCS: Suero Fetal Bovino

FISH: Hibridación Fluorescente In Situ

G

GESAC: Gestión Sanitaria de la Acuicultura

GIA: Grupo de Investigación en Acuicultura (Canarias)

GNVD: Enfermedad Necrótica Viral de las Branquias

GP: Agar Glucosa/Peptona

H

HACCP: Análisis de Peligros y Puntos Críticos de Control

HBSS: Solución Salina Tamponada de Hanks

HIVD: Enfermedad de la Infección Hemocítica Viral

I

IATS: Instituto de Acuicultura Torre de la Sal

ICMAN: Instituto de Ciencias Marinas de Andalucía

IEO: Instituto Español de Oceanografía

IFAPA: Instituto de Investigación y Formación Agraria y Pesquera

IFAT: Prueba de Inmunofluorescencia de Anticuerpos Indirecta

IHC: Inmunohistoquímica

IHN: Necrosis Hematopoyética Infecciosa

IHNV: Virus de la Necrosis Hematopoyética Infecciosa

IIM: Instituto de Investigaciones Marinas

INIA: Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria y Alimentaria

INTECMAR: Instituto Tecnológico para el Control del Medio Marino de Galicia

IPN: Necrosis Pancreática Infecciosa

IPNV: Virus de la Necrosis Pancreática Infecciosa

IRTA: Instituto de Investigación y Tecnologías Agroalimentarias

IRTA-SCR: Instituto de Investigación y Tecnologías Agroalimentarias, Sant Carles de la Ràpita

ISA: Anemia Infecciosa del Salmón

ISAV: Virus de la Anemia Infecciosa del Salmón

ISH: Hibridación In Situ

ITACYL: Instituto Tecnológico Agrario de Castilla y León

IUSA: Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria

J

JACUMAR: Junta Nacional Asesora de Cultivos Marinos

K

KHV: Enfermedad causada por el Virus Herpes Koi

L

LASAPAGA: Laboratorio de Sanidad y Producción Animal de Galicia

LCV: Laboratorio Central de Veterinaria

LIMIA: Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuicultura

LNR: Laboratorio Nacional de Referencia

M

MARM: Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino

MET: Microscopio Electrónico de Transmisión

N

NHE: véase *EHN*

NHI: véase *IHN*

NPI: véase *IPN*

O

OE: Objetivos Específicos

OIE: Organización Mundial de Sanidad Animal

P

PANDA: Red de Asesoramiento Permanente para las Enfermedades en Acuicultura

PCR: Reacción en Cadena de la Polimerasa

PIF: Puesto de Inspección Fronterizo

R

RD: Real Decreto

REGA: Registro General de Explotaciones Ganaderas

REMO: Registro de Movimientos de las Especies de Interés Ganadero

RFLP: Polimorfismo de Longitud de los Fragmentos de Restricción

RGNNV: *Redspotted Grouper Nervous Necrosis Virus*

RIIA: Registro de Identificación Individual de Animales

RLT: Tampón de Lisis de ARN

RNA: Ácido Ribonucleico

rRNA: Ácido Ribonucleico ribosomal

RT-PCR: Reacción en Cadena de la Polimerasa de Transcripción Inversa

S

SEM: Microscopio Electrónico de Barrido

SERIDA: Servicio Regional de Investigación y Desarrollo Agroalimentario

SGM: Secretaría General del Mar

SHV: véase *VHS*

SITRAN: Sistema Integral de Trazabilidad Animal

SJNNV: *Striped Jack Nervous Necrosis Virus*

SN: Seroneutralización

SSU: Subunidad Pequeña

SVC: Viremia Primavera de la Carpa

SVCV: Virus de la Viremia Primavera de la Carpa

T

TEM: véase *MET*

TPNNV: *Tiger Puffer Nervous Necrosis Virus*

TSA: Agar Soja Trypticasa

U

UAB: Universidad Autónoma de Barcelona

UCM: Universidad Complutense de Madrid

UE: Unión Europea

ULPGC: Universidad de Las Palmas de Gran Canaria

UNIZAR: Universidad de Zaragoza

USC: Universidad de Santiago de Compostela

V

VER: Encefalopatía y Retinopatía Viral

VERV: Virus de la Encefalopatía y Retinopatía Viral

VHS: Septicemia Hemorrágica Vírica

VHSV: Virus de la Septicemia Hemorrágica Vírica

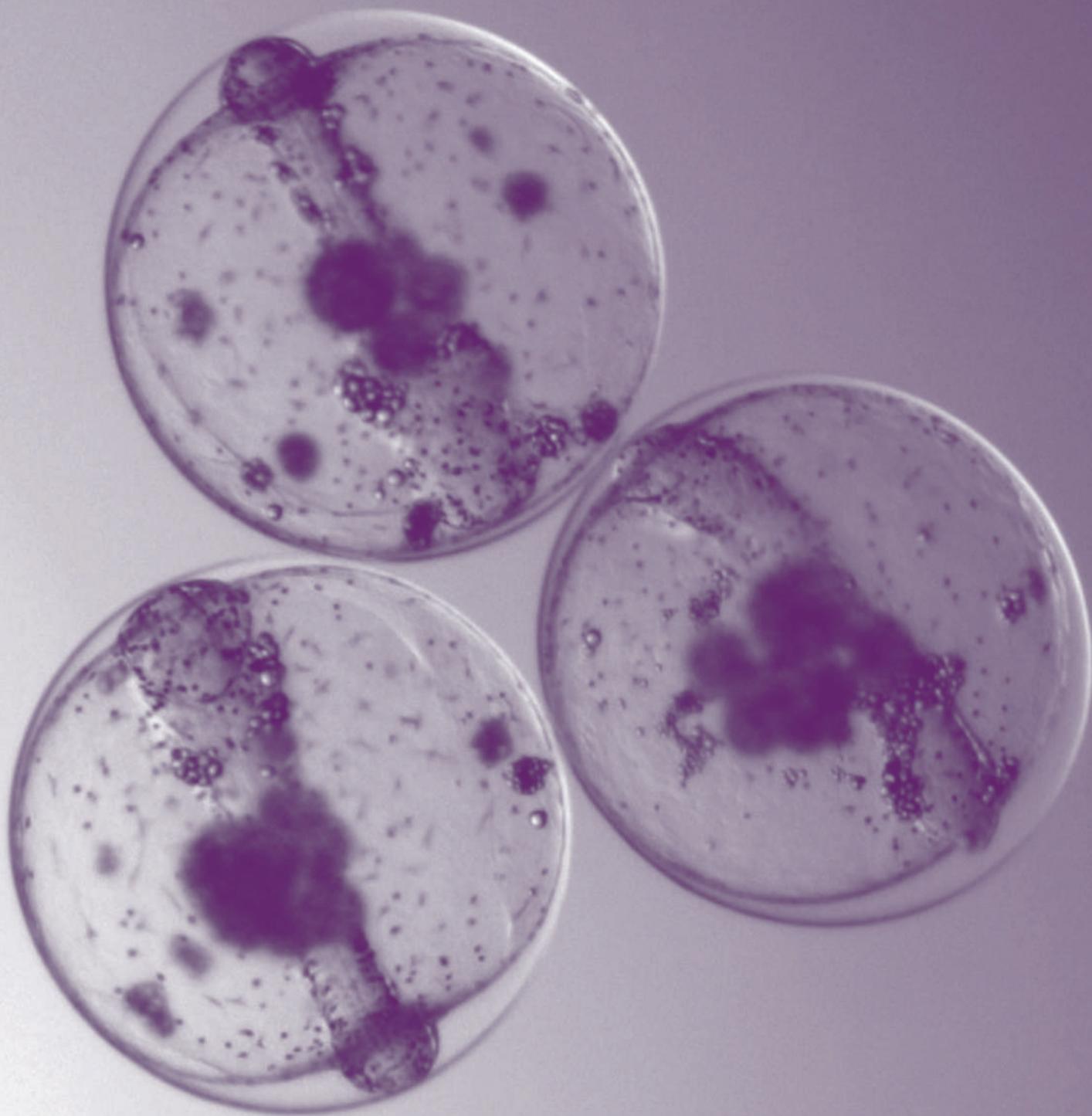
VPC: véase *SVC*

Índice

I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Preámbulo.....	2
1.2 Proyecto GESAC: adaptación a la normativa	3
II. ANÁLISIS DEL MARCO LEGAL SOBRE SANIDAD DE LOS ANIMALES DE LA ACUICULTURA ...	5
2.1 Legislación en términos globales	6
2.2 Legislación y Competencias	7
2.2.1 Legislación Europea.....	7
2.2.2 Legislación nacional	8
2.2.3 Ejemplos de competencias por Comunidad Autónoma participante en el proyecto	8
2.3 Descripción breve del sector de acuicultura marina	9
2.4 Aplicación de la legislación actual.....	9
2.4.1 Empresas de producción acuícola.....	10
2.4.2 Requisitos zoosanitarios.....	11
2.4.3 Animales y productos procedentes de terceros países.....	11
2.4.4 Notificación y medidas mínimas para el control de enfermedades.....	12
2.4.5 Programas de inspección, de control y vacunación	12
2.4.6 Calificación como libre de enfermedades.....	12
2.4.7 Órganos competentes y laboratorios.....	13
2.4.8 Inspecciones, gestión electrónica y sanciones	13
2.5 Conclusiones	13
Anexo 2.1 Enfermedades enumeradas	14
1. Enfermedades exóticas.....	14
2. Enfermedades no exóticas.....	15
Anexo 2.2 Normativa relacionada con la acuicultura y la pesca.....	16
i) Directivas CE	16
ii) Reglamentos CE.....	16
iii) Decisiones CE.....	18
iv) Normativa Nacional.....	21
v) Normativa Autonómica.....	25
vi) Productos de la pesca: Disposiciones comunitarias	26
vii) Productos de la pesca: Disposiciones estatales	26
III. ENFERMEDADES RELEVANTES PARA LA ACUICULTURA ESPAÑOLA	27
3.1 Definición de una lista de enfermedades	28
3.1.1 Metodología.....	28
3.1.2 Listas de enfermedades relevantes	29
Anexo 3.1 Grupos de riesgo (por patógenos, especies susceptibles, CC.AA.)	30
3.1 a PECES.....	30
3.1 b MOLUSCOS.....	34
Anexo 3.2 Listado de expertos.....	36
IV. TÉCNICAS DIAGNOSTICAS PARA LAS ENFERMEDADES RELEVANTES	37
4.1 Protocolos genéricos	38
4.1.1 Peces	39
4.1.2 Moluscos.....	39
4.2 Protocolos moleculares aconsejables para el diagnóstico mediante PCR	39
4.2.1 Toma y transporte de muestras	39
4.2.2 Extracción del RNA	41
4.2.3 Síntesis de cDNA.....	41
4.2.4 Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR).....	42
4.2.5 Pares de cebadores.....	42
4.2.6 Actuaciones ante resultados positivos para cualquiera de los patógenos	42
4.3 Planificación de ring test	43
4.4 Especies de producción	43
Anexo 4.1 Métodos de diagnóstico para las enfermedades de peces	44
4.1 a PECES - métodos de detección publicados	44
4.1 b PECES - métodos de detección recomendados.....	48

Anexo 4.2 Métodos de diagnóstico para las enfermedades de moluscos	57
4.2 a MOLUSCOS - métodos de detección publicados.....	57
4.2 b MOLUSCOS - métodos de detección recomendados	59
Anexo 4.3 Protocolos genéricos	64
4.3 a PECES	64
4.3 b MOLUSCOS (LNR-Vigo)	68
Anexo 4.4 Cebadores utilizados en el diagnóstico molecular (PCR) como método confirmatorio	75
4.4 a PECES	75
4.4 b MOLUSCOS	78
Anexo 4.5 Especies susceptibles y vectores (hospedadores) por producción en cada CA y técnicas necesarias para la detección y confirmación de sus enfermedades	81
4.5 a PECES	81
4.5 b MOLUSCOS	102
V. EPIZOOTIOLOGÍA Y MEDIDAS DE PREVENCIÓN Y CONTROL	113
5.1 Epizootiología y medidas de prevención y control	114
5.2 Peces	116
5.2.1 Enfermedades de peces listadas por la legislación pero no incluidas en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC	116
5.2.2 Enfermedades de peces en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC	117
5.2.2.1 GESAC Grupo 1 (riesgo alto - marino)	117
5.2.2.2 GESAC Grupo 1 (riesgo alto - continental)	118
5.2.2.3 GESAC Grupo 2 (riesgo regional - marino).....	126
5.2.2.4 GESAC Grupo 2 (riesgo regional - marino/continental).....	134
5.3 Moluscos	148
5.3.1 Enfermedades de moluscos listadas por la legislación pero no incluidas en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC	148
5.3.2 Enfermedades de moluscos en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC....	149
5.3.2.1 GESAC Grupo 1 (riesgo alto)	149
5.3.2.2 GESAC Grupo 2 (riesgo regional).....	153
VI. PROGRAMA DE VIGILANCIA: CONSIDERACIONES PRÁCTICAS EN EL ÁMBITO MARINO .	167
6.1 Antecedentes.....	168
6.2 Acuicultura de peces	169
6.3 Acuicultura y zonas de producción natural de bivalvos	170
6.4 Epidemiología.....	172
6.5 Asesoramiento (evaluación) de riesgo.....	172
6.6 Unidad epidemiológica	173
6.7 Modelo para determinar el nivel de riesgo	175
6.8 Estrategia de un nuevo programa de vigilancia	175
6.9 Objetivo general.....	177
6.10 Metodología	178
6.10.1 Programa de vigilancia activa (peces y moluscos).....	178
6.10.1.1 Frecuencia de muestreo.....	178
6.10.1.2 Tamaño de muestreo	180
6.11 Acciones formativas	182
VII. ESTRATEGIA PARA EL DISEÑO DE SISTEMAS DE TRAZABILIDAD	183
7.1 Sistema SITRAN	184
7.2 Trazabilidad en acuicultura.....	185
7.3 Hoja de ruta.....	186
ANEXO I. Responsables de sanidad de los animales acuáticos en las CCAA.....	187
ANEXO II. CENTROS DE FORMACIÓN Y SANIDAD ACUÍCOLA	204
Centros de formación.....	204
Centros de sanidad acuícola.....	205
GLOSARIO	209

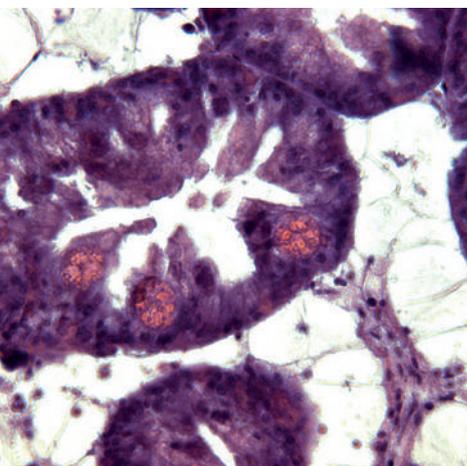
I. INTRODUCCIÓN



1.1 Preámbulo

Esta Guía pretende ser una herramienta para aportar información y compartir conocimientos sobre las enfermedades de mayor envergadura en peces y moluscos, para facilitar su gestión sanitaria dentro del ámbito de la acuicultura española. Aunque el proyecto fue concebido inicialmente sólo para el ámbito marino, finalmente se han tratado todos los patógenos relevantes independientemente de que fuesen de medio marino o continental. Esto permitirá el desarrollo de estrategias para su vigilancia y planes de contingencia adecuados frente a las nuevas normativas vigentes. Por ello, la Guía está dirigida a todos los que trabajan o están asociados con el sector de la acuicultura, tanto los técnicos y profesionales como las administraciones y a ayudar, con criterios científicos, a la toma de decisiones necesarias para la protección de la sanidad de las especies de la acuicultura. Asimismo, complementa las directrices que emanan de las autoridades sanitarias. Como consecuencia, la Guía contiene los siguientes apartados clave:

- marco legal vigente
- responsables del marco legal
- enfermedades relevantes
- técnicas de diagnóstico
- calibración de pruebas interlaboratorios
- especies de producción susceptibles y vectores
- medidas de prevención, control y erradicación
- programa de vigilancia
- consideración de trazabilidad
- fuentes de formación y centros de investigación/diagnóstico



Fuente: N. Carrasco. IRTA

La necesidad de una Guía va dirigida a gestionar el impacto potencial de las enfermedades en el ámbito de la acuicultura. Un buen nivel de sanidad conduce a una mejora en la producción a través de una reducción de las patologías y un aumento del bienestar de los animales acuáticos. La Guía va dirigida tanto a las enfermedades de declaración obligatoria (p.ej. de la OIE, la Decisión 2006/88/CE y del Real Decreto 1614/2008), como a las enfermedades relevantes para la acuicultura marina a nivel nacional, consideradas especialmente por el proyecto GESAC (Gestión sanitaria de la acuicultura - Adaptación a la nueva normativa) desarrollado entre los años 2007 y 2010.

El cambio en el marco legal para la acuicultura en Europa ha proporcionado novedades importantes, ya que algunas de las normativas en las que se había basado, han sido derogadas a favor de una legislación con un carácter más horizontal. Con ello, se han introducido cambios, que en general permiten más flexibilidad para el estudio de la materia regulada, dentro de unos parámetros de calidad final. Las autoridades competentes tienen que desarrollar o adaptar los sistemas de monitoreo y control, incorporando herramientas nuevas (epidemiología, análisis de riesgo) para poder cumplir con los requisitos. Los sistemas de monitoreo en medios acuáticos son complejos y costosos ya que precisan recursos humanos especializados, que deben ser competentes en el contexto global socioeconómico (sostenibilidad y bienestar animal) y metodológico (prevención, evaluación de riesgo, trazabilidad) que establece la Unión Europea. Por todo ello, es fundamental enfocar muy bien el esfuerzo y basar el trabajo en criterios técnicos consensuados por los responsables administrativos y científicos de las distintas regiones, de manera que los datos y resultados obtenidos tengan valor y sean comparables.

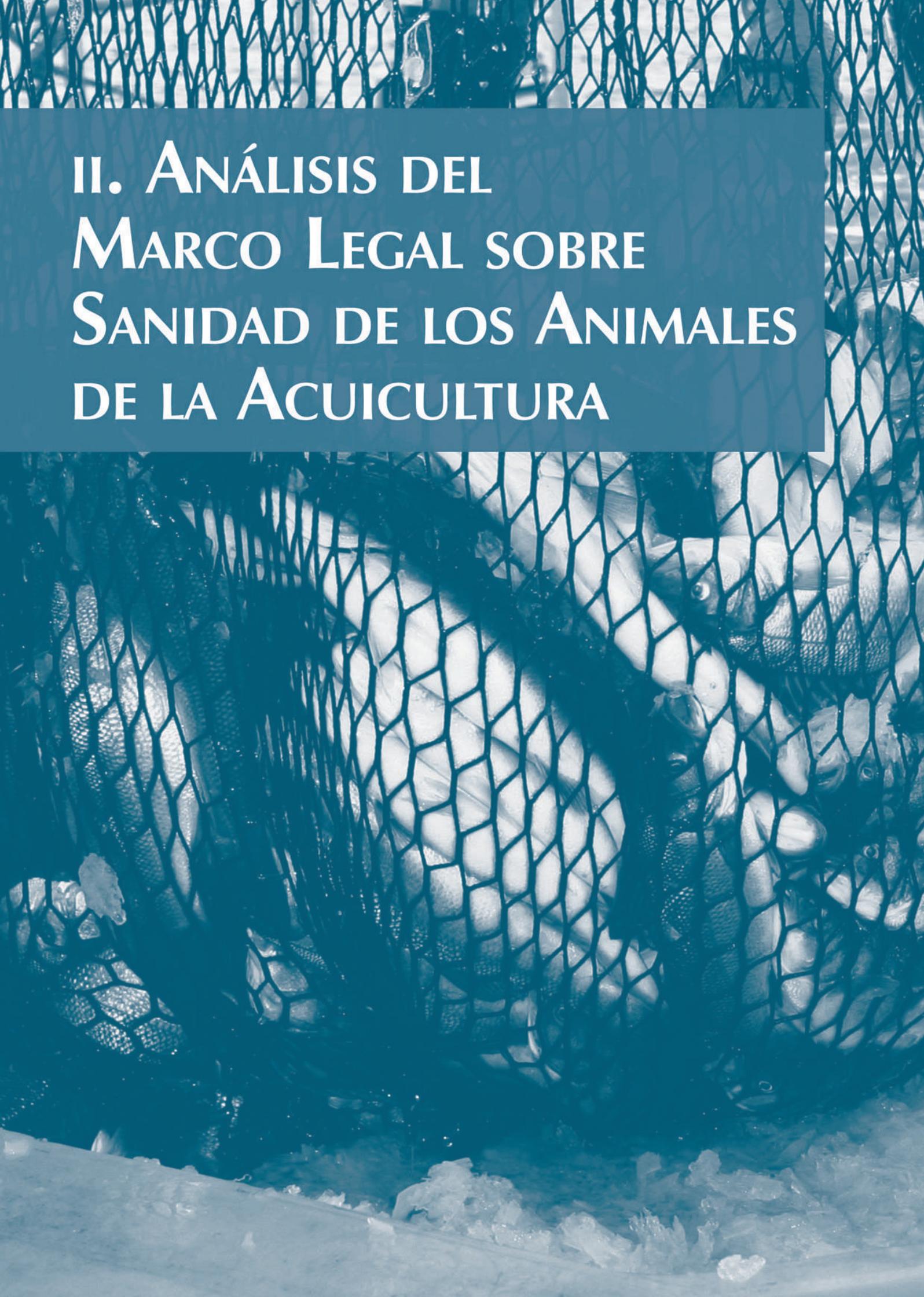
1.2 Proyecto GESAC: adaptación a la normativa

Esta Guía es el producto central del Plan Nacional de Gestión Sanitaria de la acuicultura: adaptación a la nueva normativa (GESAC), financiado por la Junta Nacional Asesora de Cultivos Marinos (JACUMAR) de la Secretaría General del Mar, cuyo objetivo general fue la creación de una plataforma de trabajo para facilitar la colaboración entre agentes y administraciones. De tal manera, permitió la obtención de información relativa a las enfermedades de la acuicultura marina, considerando aspectos de la epidemiología de las mismas y, a la vez, promoviendo el consenso entre expertos para la elaboración de procedimientos, estrategias e informaciones esenciales (enfermedades relevantes, métodos de diagnóstico, medidas de control, etc.). Con este trabajo, se sientan las bases técnicas para que las autoridades competentes puedan establecer sus programas nacionales y autonómicos de sanidad acuática dentro del marco legal actual. Al tiempo, que sirve para orientar al sector en los procedimientos que deben poner en marcha. Con todo ello, se ha preparado el terreno para proponer y orientar las actuaciones futuras necesarias de las administraciones públicas en materia de armonización de métodos de diagnóstico y sistemas de vigilancia zoonosanitaria activa de acuerdo a la legislación actual, tanto europea como nacional.

Por lo tanto, la producción de esta Guía representa la culminación de un trabajo que ha estado basado en la integración de los resultados obtenidos con la consecución de los objetivos específicos del proyecto GESAC. Esta tarea ha requerido la interacción de los actores regionales y nacionales, administrativos y técnicos, laboratorios de referencia, y expertos involucrados en el proyecto. Las recomendaciones y los contenidos de la Guía pueden tener una aplicación amplia ya que tienen relevancia para cualquier profesional o entidad involucrada en la producción de los animales acuáticos marinos.

Fuente: Olvido Chereguini. IEO



The image features a blue-tinted photograph of fish packed in a net, likely for transport. A dark blue semi-transparent box is overlaid on the top half of the image, containing white text. The text is a section header in all caps, with a mix of bold and regular weights. The background shows the fish through the netting, with some fish clearly visible in the foreground.

II. ANÁLISIS DEL MARCO LEGAL SOBRE SANIDAD DE LOS ANIMALES DE LA ACUICULTURA

2 Análisis del marco legal sobre sanidad de los animales de la acuicultura

2.1 Legislación en términos globales

Dentro de las diferentes estrategias europeas para el desarrollo sostenible de la acuicultura marina, se han enunciado una serie de objetivos en materia de salud que deben ser afrontados. En este contexto, han entrado en vigor tanto la nueva Directiva 2006/88/CE del Consejo, relativa a los requisitos zoonosarios de los animales y de los productos de la acuicultura, y a la prevención y el control de determinadas enfermedades de animales acuáticos, como su transposición al territorio nacional: Real Decreto 1614/2008.

El marco legal actual para la sanidad en acuicultura consiste en una legislación con un carácter más horizontal y con visión de conjunto. Asimismo, lleva una serie de principios recurrentes y comunes con otras normativas comunitarias, que incluyen la prevención, la evaluación de riesgo, la aplicación de sistemas de Análisis de Peligros y Puntos Críticos de Control (HACCP), la trazabilidad y requisitos de normas que garanticen la calidad del producto. Para ello, se han derogado las normativas anteriores: la 91/67/CEE, relativa a las condiciones de policía sanitarias aplicables a la comercialización de animales y productos de la acuicultura; la 93/53/CEE y la 95/70/CEE, por las que establecen las medidas de control mínimas para ciertas enfermedades de peces y moluscos respectivamente. Se presenta al final de este capítulo una recopilación de la normativa legal vigente en materia de sanidad acuícola (véase Anexo 2.2).

La normativa actual requiere un sistema de autorización de empresas de producción acuícola para facilitar la prevención, control y erradicación de las enfermedades. En todas las explotaciones la vigilancia zoonosaria debe estar basada en el riesgo a fin de evitar, no sólo que se propaguen, sino también que aparezcan las principales enfermedades de los animales acuáticos. La legislación proporciona dos listas de enfermedades – exóticas y no exóticas (véase Anexo 2.1) – y las especies sensibles a y vectores de las mismas, al tiempo que abre una opción para priorizar otras enfermedades dentro de los territorios de la Unión Europea. Así mismo, los resultados de los diagnósticos deberían ser de elevada calidad, obtenidos mediante la aplicación de pruebas de diagnóstico validadas, por lo que se requiere la organización de pruebas intercomparativas y formación del personal implicado. Por ello, deberán designarse laboratorios autorizados allá donde no los hubiere. Además, tendrán que elaborarse «códigos de buenas prácticas» para la prevención de la introducción o el control de las enfermedades que no estén sujetas a las medidas de control comunitarias, pero con importancia a escala local y para las situaciones de emergencia, y se establecen disposiciones para combatir eficazmente focos de enfermedades exóticas o emergentes graves, a través de planes de urgencia.

Antes del cambio en la legislación, pocas CC.AA. tenían programas oficiales de seguimiento (control) de enfermedades acuáticas en el ámbito de la acuicultura marina, quizás debido a que la mayoría de los patógenos de declaración obligatoria en la Directiva 91/67 no eran relevantes para las especies de cultivo en la Europa meridional. No obstante, algunas CC.AA., participantes en el proyecto tenían sistemas de seguimiento/control para determinados patógenos; como por ejemplo Galicia, donde existen especies de moluscos sensibles a dos de los patógenos listados en dicha Directiva (*Bonamia ostreae* y *Marteilia refringens*), y esta C.A. tenía ya establecida una red de control patológico para el seguimiento anual de las principales zonas de producción de moluscos. También en Galicia, se llevaban a cabo controles de seguimiento para el mantenimiento de la autorización de la CC.AA. como zona libre para los virus de peces SHV y NHI. Murcia también realizaba controles sanitarios periódicos en las instalaciones de acuicultura y ha llevado a cabo un programa piloto de vigilancia epidemiológica, al que se han adherido Galicia y Canarias, y que constituye un subproyecto Jacumar coordinado con el GESAC-Normativa. Existen otros ejemplos de programas y zonas aprobadas para salmónidos en las CC.AA. de Asturias y Cantabria.

A raíz del cambio normativo, las CC.AA. han sido conscientes de la necesidad y la obligatoriedad bajo el nuevo marco legal, de desplegar los requisitos legales en sus territorios, regulando o adaptando la norma a la acuicultura en base a sus producciones y unidades epidemiológicas. Sin embargo, la entrada en vigor de las normativas nuevas ha necesitado la coordinación administrativa en las CC.AA. y con el Estado. Será obligatorio el mantenimiento de registros, la trazabilidad y necesaria la implantación de novedosos sistemas de vigilancia zoonosanitaria basados en la prevención y el análisis de riesgo. Además, la entrada en vigor de la nueva legislación requerirá un mayor nivel de identificación y determinación de los responsables y sus tareas.

Considerando las listas de enfermedades de declaración obligatoria, pocas especies cultivadas en el sector acuícola marino español son sensibles a las mismas, por lo que la incidencia de controles sanitarios sería mínima si se decidiese vigilar sólo las enfermedades listadas. No obstante, la Directiva y el Real Decreto actuales, contemplan la ampliación de las listas para incluir las enfermedades relevantes, listadas o no; en este sentido, el Proyecto GESAC- normativa ayuda a identificar dichas enfermedades en todas las CCAA, con lo que se facilita la toma de decisiones para la gestión sanitaria de la acuicultura en España y sus regiones; y lo plantea mediante la coordinación de las CCAA y el Estado, conjuntamente con el resto de agentes académicos, técnicos y sectoriales.

2.2 Legislación y competencias

2.2.1 Legislación Europea

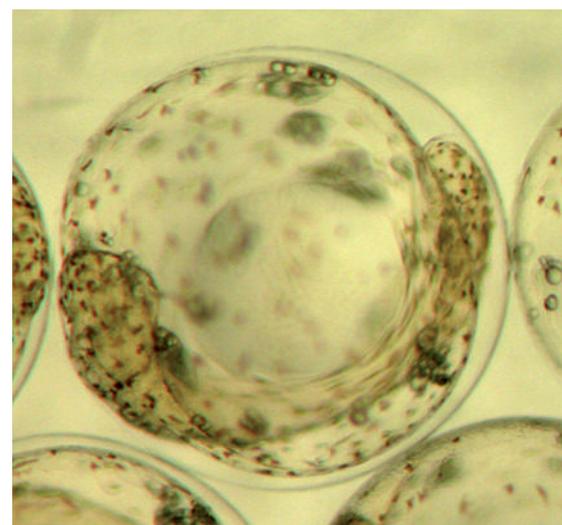
Un listado de la legislación Europea está incluido en el Anexo 2.2 (i, ii, iii) y además esta detallado en la página web de la DG SANCO (Sanidad y Consumidores) para el comercio de los animales vivos (http://ec.europa.eu/food/animal/liveanimals/aquaculture/index_en.htm; en inglés) y la seguridad alimentaria (http://ec.europa.eu/food/food/biosafety/hygienelegislation/comm_rules_en.htm; en inglés).

Esencialmente, la normativa europea básica es la Directiva 2006/88/CE sobre los requisitos zoonosanitarios de los animales acuáticos y de los productos de la acuicultura, y la prevención y el control de determinadas enfermedades con la modificación introducida por la Directiva 2008/53/CE.

La Directiva establece:

- los requisitos zoonosanitarios aplicables a la puesta en el mercado de animales, la importación y el tránsito de animales y de productos de la acuicultura.
- las medidas preventivas mínimas destinadas a aumentar la sensibilización y la preparación de los organismos competentes, los agentes económicos de la producción acuícola y demás agentes relacionados con dicho sector, en relación con las enfermedades de los animales acuáticos;
- las medidas mínimas de control que deberán aplicarse en caso de sospecha o de aparición de un foco de determinadas enfermedades en animales acuáticos.

Fuente: J.P. Cañavate. IFAPA



Las provisiones de la Directiva 2006/88/CE se aplican a todos los animales acuáticos (peces, moluscos y crustáceos) en todas las fases de su vida criados en una explotación o zona de cría de moluscos, incluidos los animales de estas características, procedentes del medio natural y destinados a una explotación o una zona de cría de moluscos.

Otras normas de la CE que tratan de temas específicos dentro del mismo ámbito son, tanto los Reglamentos, por ejemplo, para la protección de los animales en el momento de la matanza (Reglamento 1099/2009/CE), la lista de terceros países desde los cuales está permitida la importación de determinados animales acuáticos (Reglamento 719/2009/CE), como las decisiones respecto a los programas de erradicación (Decisión 2009/975/UE), los requisitos de cuarentena de los animales de acuicultura (Decisión 2008/946/CE), y las directrices para los sistemas de vigilancia zoonosaria basados en el riesgo (Decisión 2008/896/CE).

2.2.2 Legislación nacional

La normativa nacional básica es el Real Decreto 1614/2008, que es la trasposición de la Directiva Europea 2006/88/CE. También, existen otros Reales Decretos para temas como la elaboración, comercialización, uso y control de los piensos medicamentosos, o los requisitos de sanidad animal para el movimiento de animales de explotaciones cinegéticas. Además, hay órdenes y resoluciones para temas más concretas, y algunas CC.AA. tienen sus propias Leyes de pesca, como Andalucía, Cataluña, Galicia y Murcia.

Un listado de la legislación nacional española está incluido en el Anexo 2.2 (iv).

2.2.3 Ejemplos de competencias por Comunidad Autónoma participante en el proyecto

En general, las competencias se distribuyen entre distintos departamentos de una misma consejería, por ejemplo, en el momento de redactar esta Guía, en la Comunidad Autónoma de Andalucía serían la Consejería de Agricultura y Pesca para acuicultura marina y sanidad animal, o la Consejería de Salud para seguridad alimentaria. Dentro estas Consejerías hay Direcciones Generales como la Dirección General de Pesca y Acuicultura (acuicultura marina), la Dirección General de la Producción Agrícola y Ganadera (sanidad animal) y la Dirección General de Salud Pública (vigilancia y control de los alimentos y gestión de los laboratorios).

En las CC.AA., hay variaciones tanto en la nomenclatura de los departamentos, como en las estructuras de sus organigramas. Por ejemplo, en el caso de Canarias es la Consejería de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación la que lleva la competencia en materia de pesca y acuicultura, y para la seguridad alimentaria es el Servicio de Seguridad Alimentaria de la Dirección General de Salud Pública, que depende de la Consejería de Sanidad.

En Cataluña, las competencias pertenecen al Departament d'Agricultura, Alimentació i Acció Rural y, específicamente, dentro de esta estructura figurarían la de Ganadería (sanidad animal) y la de Pesca (pesca y asuntos marítimos, incluyendo el acuicultura). En relación a la seguridad alimentaria, la Agència Catalana de Seguretat Alimentària depende del Departament de Salut de la Generalitat de Catalunya y ejerce funciones para toda la cadena alimentaria. No obstante, el seguimiento, para temas de seguridad alimentaria de las zonas de producción de invertebrados marinos, lo lleva a cabo la Direcció General de Pesca i Acció Marítima¹.

En el caso de Galicia, las competencias en pesca y acuicultura las lleva a cabo la Consellería del Mar y en sanidad animal la Consellería de Medio Rural. Mientras en relación a la seguridad alimentaria, existe el Servicio de Seguridad Alimentaria que pertenece a la



Fuente: Pablo Presa. Acuífoto. FOESA

¹ Con el cambio del Gobierno (2011) se han producido cambios orgánicos y de responsables

Consellería de Sanidad, a Dirección General de Salud Pública, y a Subdirección General de Programas de Control de Riesgos Ambientales para la Salud.

En el caso de Murcia, la Dirección General de Ganadería y Pesca (DGGP) asume las competencias y funciones en materia de producción, protección y sanidad ganadera así como las de pesca en aguas interiores, acuicultura y marisqueo, y de investigación en las citadas materias. Al Servicio de Pesca y Acuicultura, una unidad dependiente de la DGGP, le corresponde el ejercicio de las funciones de planificación, coordinación, dirección y control dentro de este ámbito. En relación a la seguridad alimentaria, existe el Servicio de Seguridad Alimentaria y Zoonosis que pertenece a la Consejería de Sanidad y la Dirección General de Salud Pública. Esta estructura permite que la entidad coordine la programación, organización, control, y evaluación de las actuaciones de investigación, vigilancia, inspección y análisis de carácter sanitario en relación con los alimentos, los productos alimentarios, las zoonosis y los productos químicos, biocidas y plaguicidas susceptibles de entrar en la cadena alimentaria humana.

2.3 Descripción breve del sector de acuicultura marina

La producción de pescados marinos de crianza en España ascendió en 2010 a 43.888 Tm², siendo las especies criadas a escala comercial (por orden del volumen): dorada, lubina, rodaballo, tónidos, corvina, anguila, lenguado, besugo y mújoles. Además, en el año 2010, hubo una producción de especies como salmón, seriola, abadejo, sargo y baila³ de menor nivel (menos de 100 Tm/año) o incluso experimental.

El nivel de producción global para los moluscos fue de 220.829 Tm (año 2010³), donde las especies de mayor importancia son: mejillón, almejas, ostión/ostra y berberecho, además de una producción más pequeña (menos de 30 Tm/año) o para fines experimentales de pulpo, zamburiña, volandeira, cañailla, navaja, escupiña y busano. De la producción global, la producción de mejillón destaca por su cantidad de 216.745 Tm.

2.4 Aplicación de la legislación actual

Los gobiernos de las CC.AA. han sido conscientes de la necesidad y la obligatoriedad, bajo el nuevo marco legal, de desplegar nuevos requisitos legales en los territorios. Para ello, han tenido que definir la estrategia a seguir para cumplir con la nueva normativa, y en algunos casos han tenido que plantear una actuación en fases para ir abordando aquellos requerimientos más inmediatos e ineludibles.

Aunque la trasposición de la Directiva tiene carácter nacional, las CC.AA. han tenido que aplicar un enfoque autonómico para desarrollar más determinados aspectos, regulando o adaptando la norma a la acuicultura local o, por lo menos, a los sectores con más especificidades, sobre todo en moluscos. Los cambios legislativos de la UE en temas de higiene y desarrollo sostenible de la acuicultura, con medidas de sanidad animal, bienestar y medioambientales son normas más horizontales con solapamientos que hacen más necesaria la coordinación administrativa de competencias en las CC.AA. hasta ahora en algunos casos algo dispersas.

² Fuente: Apromar, La acuicultura marina de peces en España, 2011, pág. 38; <http://www.apromar.es/Informes/informe%202011/Informe-APROMAR-2011.pdf>

³ Fuente: Jacumar, Datos de producción acuícola por especies, 2010 http://www.marm.es/app/jacumar/datos_produccion/datos_produccion.aspx?id=es

2.4.1 Empresas de producción acuícola

• Ordenación del sector

A efectos de control de enfermedades, la normativa establece un sistema de autorización de empresas de producción acuícola y de los establecimientos de transformación que sacrifiquen animales. Todas las explotaciones acuícolas deberán estar debidamente registradas y autorizadas por la autoridad competente (p.ej. a través del sistema REGA; Registro de Explotaciones Ganaderas), que les otorgará un número único de autorización.

En relación a lo anterior, todas las instalaciones en las que se mantengan animales de acuicultura, sean instalaciones comerciales o no, deben estar registradas (REGA). De estas, en general, las que tienen una actividad comercial deben estar además autorizadas, lo cual implica desarrollar (y ser capaces de demostrarlo) una adecuada trazabilidad y registros, buenas prácticas de higiene y tener en marcha un sistema de vigilancia zoonosanitaria.

Los transportistas también deben mantener registros de mortalidades de rutas, de lugares de carga y descarga de animales y de los intercambios de agua.

El sector acuícola tiene peculiaridades respecto al sector ganadero, en particular porque gran parte de las empresas de cría asumen también las competencias de sacrificio y de preparación para consumo de los animales, por lo que debería existir un sistema de registro adaptado a las instalaciones de acuicultura considerando sus procesos específicos. El Sistema Integral de Trazabilidad Animal (SITRAN), que se ha desarrollado en base a la producción ganadera, deberá adaptarse para la acuicultura considerando sus peculiaridades como cualquier otro sistema de ganadería.

• Controles oficiales

Los controles oficiales especificados en la nueva legislación los deben llevar a cabo las Comunidades Autónomas. Se organizan y estructuran en función de las especies de cultivo susceptibles a las enfermedades listadas presentes en su sector de producción. Se trata de inspecciones, visitas y auditorías periódicas y, cuando proceda, muestreos en cada una de las empresas de producción acuícola.

La frecuencia de los controles en una zona de cultivo o explotación se determinará según la categoría sanitaria y el nivel de riesgo de las mismas, lo que también condicionará los planes de vigilancia a establecer. Las categorías sanitarias se definen en la tabla 2.1.

Tabla 2.1. Definiciones de las categorías sanitarias

CATEGORÍA SANITARIA ⁽¹⁾	DEFINICIÓN
I	Declaradas “libres de enfermedades” ⁽²⁾
II	No declarada “libre de enfermedades” pero objeto de un programa de vigilancia
III	Sin infección conocida pero no sometida a un programa de vigilancia para alcanzar la calificación de “libre de enfermedades”
IV	Declarada infectada pero sujeta a un programa de erradicación
V	Declarada infectada y sujeta a medidas de control mínimas

⁽¹⁾ La frecuencia de las inspecciones depende del nivel de riesgo establecido para cada categoría (p.ej. bajo, medio o elevado)

⁽²⁾ El nivel de riesgo depende de la presencia o no de las especies susceptibles

Los desplazamientos de animales procedentes de la acuicultura entre zonas o compartimentos con diferentes calificaciones sanitarias dependen de la situación sanitaria de cada zona. Los movimientos contemplados están en la tabla 2.2.

Tabla 2.2. Desplazamientos permitidos entre categorías sanitarias

CATEGORÍA SANITARIA	DESPLAZAMIENTOS DE ANIMALES ACUÁTICOS	
	INTRODUCCIÓN	ENVÍO
I	Sólo categoría I	Todas las categorías
II	Sólo categoría I	Categorías III y V
III	Categorías I, II o III	Categorías III y V
IV	Sólo categoría I	Sólo categoría V
V	Todas las categorías	Sólo categoría V

2.4.2 Requisitos zoonosarios

Los requisitos zoonosarios se aplican a las enfermedades y especies sensibles enumeradas en un anexo de la legislación (Directiva 2006/88/CE y Real Decreto 1614/2008; véase Anexo II.1), y a las especies vectores que se detallan en una modificación posterior (Reglamento 1251/2008/CE). También se incluyen la certificación sanitaria y el registro de movimientos de los productos de la acuicultura cuando los animales tengan como destino otro Estado miembro. La certificación estará condicionada por el estatus sanitario de las zonas y afectará a partidas tanto para cría, como para repoblación o transformación previa al consumo humano, según consta en la tabla 2.2. Por ejemplo, los animales acuáticos destinados a repoblación o explotación deben proceder de zonas con igual o superior nivel sanitario. Además, se deben aplicar las medidas necesarias de prevención de enfermedades durante el transporte de animales de la acuicultura para no modificar su situación sanitaria y reducir el riesgo de propagación de enfermedades.

Esencialmente, solo se podrán poner en el mercado aquellos productos que no vengan de zonas donde hay declaración de enfermedades o especies sensibles a dichas enfermedades. Esta situación se regula con la aplicación de una de las cinco categorías sanitaria permitidas. Por ejemplo, los animales acuáticos destinados a repoblación o explotación deben proceder de zonas con igual o superior nivel sanitario.

2.4.3 Animales y productos procedentes de terceros países

En general, las medidas de control de entradas e inmersión de las distintas especies de cultivo para los animales y productos procedentes de terceros países son competencia exclusiva de la administración central, a través de los PIF (Puestos de Inspección Fronterizo) y, una vez introducidos legalmente en territorio comunitario, los productos se tratarían como cualquier otro comercio intracomunitario.

2.4.4 Notificación y medidas mínimas para el control de enfermedades

Al sospechar o confirmar la presencia en los animales acuáticos, de una de las enfermedades enumeradas, se notificarán al organismo competente. También, se notificará cualquier aumento de mortalidad en los animales de la acuicultura. La legislación nueva refuerza las medidas mínimas para el control de enfermedades y además, ahora también se especifican las especies portadoras (vectores) para las enfermedades enumeradas (véase 2.4.2).

Las medidas mínimas de control en caso de confirmación, también están especificadas (p.ej. zona declarada infectada, establecimiento de zona de confinamiento, prohibición de la entrada o salida de animales, salvo los de talla comercial listos para comercializar, establecimiento de barbecho), así como la eliminación de animales muertos o animales con signos clínicos.

La normativa también contempla la posibilidad de adopción de medidas para el control de patógenos que no estén en las listas, pero que se decida prevenir su introducción (p.ej. patógenos emergentes). Ello permite establecer sistemas de protección frente a enfermedades con impactos potencialmente negativos a nivel regional o local. Este aspecto de la norma se considera muy relevante para la acuicultura marina en España, como ya se ha explicado anteriormente y por ello, uno de los objetivos fundamentales del proyecto GESAC ha consistido en la identificación de los patógenos relevantes para nuestro sector.

2.4.5 Programas de inspección, de control y vacunación

La Directiva, y el Real Decreto, establecen dos tipos de controles y sus frecuencias en las instalaciones de acuicultura, (Parte B del Anexo III del Real Decreto 1614/2008).

Por un lado, están los controles que debe realizar la autoridad competente en materia de sanidad acuícola y que se engloban dentro de Programa Nacional de Controles (Reglamento 882/2004), reflejados en el artículo 7 de dicho Real Decreto.

Por otro, los controles derivados de la aplicación del Sistema de Vigilancia Zoonositaria, los cuales pueden ser realizados por la autoridad competente en Sanidad Animal o por una Asociación de Defensa Sanitaria (ADS) u otra entidad similar (artículo 10 del Real Decreto).

- **Programas de vigilancia y erradicación**

Hacen referencia al desarrollo de los programas de vigilancia y erradicación en una zona frente a la aparición de enfermedades exóticas y no exóticas enumeradas en la legislación, considerando las especies estipuladas que pueden ser susceptibles a estas enfermedades, en el contexto de una calificación de estado de "libre de infección". La vigilancia tiene que determinar cuál es la situación epidemiológica, hacer un análisis de costes, estipular la duración y objetivo del programa, y describir la zona afectada.

- **Plan de urgencia**

La posibilidad de la aparición de un foco de enfermedades emergentes y exóticas, justifica la necesidad de elaborar un plan de urgencia para aplicarse en caso de necesidad.

- **Vacunación**

Se prohíbe la vacunación, según las condiciones especificadas (p.ej. en zonas declaradas libre de enfermedades), para las enfermedades enumeradas.



Fuente: Olvido Chereguini. IEO

2.4.6 Calificación como libre de enfermedades

La normativa contempla la calificación de un estado libre una/s enfermedad/es determinada/s. La declaración se debe hacer en base a las enfermedades enumeradas y la ausencia de sus especies susceptibles.

2.4.7 Órganos competentes y laboratorios

Las autoridades competentes de las CC.AA. tienen que establecer y nombrar sus laboratorios oficiales para realizar el diagnóstico de enfermedades de animales acuáticos. Además, en la normativa se identifican tanto el laboratorio de referencia de la UE como los laboratorios de referencia nacionales.

2.4.8 Inspecciones, gestión electrónica y sanciones

Como instrumento de control de la norma y del correcto desarrollo de la gestión sanitaria acuícola, los expertos de la Comisión Europea podrán inspeccionar a las autoridades competentes. Asimismo, toda la información de los registros de los establecimientos, de las declaraciones y de la lista de las zonas libres de enfermedades, y la de los laboratorios de referencia deberá estar disponible por vía electrónica. Se tienen que determinar el régimen de sanciones aplicables a las infracciones de la normativa.

2.5 Conclusiones

En términos generales, la legislación actual conduce hacia un mayor nivel de identificación y determinación de las responsabilidades para las Administraciones de las CC.AA. Entre ellas: la puesta en marcha del sistema de registro de explotaciones acuícolas, autorizaciones sanitarias, nominación de los laboratorios autorizados, y la necesidad para definir planes de vigilancia.

En la legislación presente se tiene más en cuenta la acuicultura marina que en la anterior, que se centraba fundamentalmente en la acuicultura continental, con ello se atiende a los cambios ocurridos en el sector acuícola en Europa en los últimos años. Además, se han incorporado nuevos requisitos en materia de ordenación del sector, mejores criterios para los sistemas de vigilancia y control de enfermedades, una lista revisada de las enfermedades objeto de control, y se incluyen obligaciones derivadas del paquete de higiene y control a realizar por las autoridades competentes.

El desarrollo de sistemas de control y de vigilancia de las explotaciones e instalaciones acuícolas para las enfermedades enumeradas y, en algunos casos de enfermedades no enumeradas, es ahora un requisito para las autoridades, siendo obligatoria la realización de controles sanitarios en todas las instalaciones de acuicultura y zonas de producción de moluscos, con una frecuencia que dependerá del nivel de riesgo estimado. Con ello se pretende garantizar que los movimientos de animales acuáticos minimicen el riesgo de la transmisión de enfermedades significativas. Además, obviamente, no todas las zonas de producción acuícola tienen las mismas características, usos o densidad de explotaciones. Por lo que la definición de la unidad epidemiológica en cada caso será crucial y requerirá que el sistema de vigilancia tenga en cuenta este aspecto a la hora de ser diseñado.

La aplicación de la normativa requiere un considerable esfuerzo a nivel de recursos humanos, materiales y económicos para las administraciones / agentes implicados y una reevaluación de la situación de las enfermedades de los animales acuáticos en términos epidemiológicos y de riesgo en las explotaciones o zonas. Por ello, la implementación de los programas de vigilancia y seguimiento debería llevarse a cabo en un marco de estrecha colaboración entre los responsables y las instituciones que cuenten con expertos en diagnóstico de enfermedades acuáticas y epidemiología, buscando conseguir sistemas de vigilancia zoonosanitaria adaptados a la normativa, coherentes y comparables en sus resultados.

Anexo 2.1 Enfermedades enumeradas

14

ANEXO

ENFERMEDADES EXÓTICAS		
	ENFERMEDAD	ESPECIES SENSIBLES
PECES	Necrosis hematopoyética epizoótica	Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) Perca (<i>Perca fluviatilis</i>)
	Síndrome ulceroso epizoótico	Géneros <i>Catla</i> , <i>Channa</i> , <i>Labeo</i> , <i>Mastacembelus</i> , <i>Mugil</i> , <i>Puntius</i> y <i>Trichogaster</i>
MOLUSCOS	Infección por <i>Bonamia exitiosa</i> ⁴	Ostra legamosa de Australia (<i>Ostrea angasi</i>) Ostra chilena (<i>Ostrea chilensis</i>)
	Infección por <i>Perkinsus marinus</i>	Ostrón del Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>) Ostrón americano (<i>Crassostrea virginica</i>)
	Infección por <i>Microcytos mackini</i>	Ostrón del Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>) Ostrón americano (<i>Crassostrea virginica</i>) Ostra Olimpia (<i>Ostrea conchaphila</i>) Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>)
CRUSTÁCEOS	Síndrome de Taura	Camarón blanco del Golfo (<i>Penaeus setiferus</i>) Camarón azul del Pacífico (<i>Penaeus stylirostris</i>) Camarón blanco del Pacífico (<i>Penaeus vannamei</i>)
	Enfermedad de la cabeza amarilla	Camarón marrón del Golfo (<i>Penaeus aztecus</i>) Camarón rosa del Golfo (<i>P. duorarum</i>) Camarón kuruma (<i>P. japonicus</i>) Camarón tigre negro (<i>P. monodon</i>) Camarón blanco del Golfo (<i>P. setiferus</i>) Camarón azul del Pacífico (<i>P. stylirostris</i>) Camarón blanco del Pacífico (<i>P. vannamei</i>)

(fuente: Directiva 2006/88/CE - Anexo IV; parte II; Real Decreto 1614/2008 - anexo IV)

⁴Confirmada en Galicia (octubre 2007) e Inglaterra (marzo 2011) y afecta *Ostrea edulis*, y por lo tanto no se considera exótica

ENFERMEDADES NO EXÓTICAS

	ENFERMEDAD	ESPECIES SENSIBLES
PECES	Septicemia hemorrágica vírica (VHS)	<p>Arenque (<i>Clupea spp.</i>) Coregonos (<i>Coregonus sp.</i>) Lucio (<i>Esox lucius</i>) Eglefino (<i>Gadus aeglefinus</i>) Bacalao del Atlántico (<i>Gadus morhua</i>) Salmones del Pacífico (<i>Oncorhynchus spp.</i>) Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) Mollareta (<i>Onos mustelus</i>) Trucha común (<i>Salmo trutta</i>) Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>) Espadín (<i>Sprattus sprattus</i>) Tímalo (<i>Thymallus thymallus</i>)</p>
	Necrosis hematopoyética infecciosa (IHN)	<p>Salmón keta (<i>Oncorhynchus keta</i>) Salmón coho (<i>Oncorhynchus kisutch</i>) Salmón masou (<i>Oncorhynchus masou</i>) Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) Salmón rojo (<i>Oncorhynchus nerka</i>) Salmón amago (<i>Oncorhynchus rhodurus</i>) salmón chinook (<i>Oncorhynchus tshawytscha</i>) Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>)</p>
	Enfermedad causada por el virus herpes koi (KHV)	<p>Carpa común y Carpa koi (<i>Cyprinus carpio</i>)</p>
	Anemia infecciosa del salmón (ISA)	<p>Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>) Trucha común (<i>Salmo trutta</i>)</p>
MOLUSCOS	Infección por <i>Marteilia refringens</i>	<p>Ostra legamosa de Australia (<i>Ostrea angasi</i>) Ostra chilena (<i>Ostrea chilensis</i>) Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>) Ostra puelche (<i>Ostrea puelchana</i>) Mejillón atlántico (<i>Mytilus edulis</i>) Mejillón mediterráneo (<i>Mytilus galloprovincialis</i>)</p>
	Infección por <i>Bonamia ostreae</i>	<p>Ostra legamosa australiana (<i>Ostrea angasi</i>) Ostra chilena (<i>Ostrea chilensis</i>) Ostra conchaphila Ostra denselammellosa Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>) Ostra puelche (<i>Ostrea puelchana</i>)</p>
CRUSTÁCEOS	Enfermedad de la mancha blanca	<p>Todos los crustáceos decápodos, orden de los Decápodos</p>

Anexo 2.2 Normativa relacionada con la acuicultura y la pesca

Nota: La mayoría de las normativas Europeas han sido traspuestas al ordenamiento jurídico nacional, por lo que los textos se incluyen en los dos apartados para que la información sea más completa.

i) Directivas CE

Portal: http://ec.europa.eu/food/animal/liveanimals/aquaculture/index_en.htm

Directiva 2008/53/CE, de 30 de abril de 2008, por la que se modifica el anexo IV de la Directiva 2006/88/CE con respecto a la viremia primaveral de la carpa (VPC).
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:117:0027:0029:ES:PDF>

Directiva 2006/88/CE, de 24 de octubre de 2006, relativa a los requisitos zoonosarios de los animales y de los productos de la acuicultura, y a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.
http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/site/es/oj/2006/l_328/l_32820061124es00140056.pdf

Directiva 98/45/CE, del Consejo de 24 de junio de 1998 por la que se modifica la Directiva 91/67/CEE relativa a las condiciones de policía sanitaria aplicables a la puesta en el mercado de animales y de productos de la acuicultura.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:1998:189:0012:0013:ES:PDF>

Directiva 97/79/CE, del Consejo de 18 de diciembre de 1997 por la que se modifican las Directivas 71/118/CEE, 72/462/CEE, 85/73/CEE, 91/67/CEE, 91/492/CEE, 91/493/CEE, 92/45/CEE y 92/118/CEE por lo que se refiere a la organización de controles veterinarios de los productos que se introduzcan en la Comunidad procedentes de países terceros.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:1998:024:0031:0032:ES:PDF>

Directiva 95/22/CE, del Consejo, de 22 de junio de 1995, por la que se modifica la Directiva 91/67/CEE relativa a las condiciones de policía sanitaria aplicables a la puesta en el mercado de animales y de productos de la acuicultura.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CELEX:31995L0022:ES:HTML>

Directiva 93/54/CEE, del Consejo de 24 de junio de 1993 por la que se modifica la Directiva 91/67/CEE relativa a las condiciones de policía sanitaria aplicables a la puesta en el mercado de animales y de productos de la acuicultura.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CELEX:31993L0054:ES:HTML>

Directiva 82/894/CEE, de 21 de diciembre de 1982, relativa a la notificación de las enfermedades de los animales en la Comunidad. Está modificada por la Decisión 2008/650/Ce, que si consta en el documento que has enviado.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CONSLEG:1982L0894:19890223:ES:PDF>

ii) Reglamentos CE

Reglamento de ejecución 404/2011/UE de la Comisión, de 8 de abril de 2011, que establece las normas de desarrollo del Reglamento (CE) nº 1224/2009 del Consejo por el que se establece un régimen comunitario de control para garantizar el cumplimiento de las normas de la política pesquera común.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2011:112:0001:0153:ES:PDF>

Reglamento 304/2011 del Parlamento Europeo y del Consejo, de 9 de marzo de 2011, que modifica el Reglamento (CE) nº 708/2007 del Consejo sobre el uso de las especies exóticas y las especies localmente ausentes en la acuicultura.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2011:088:0001:0004:ES:PDF>

- Reglamento** 175/2010, de 2 de marzo de 2010, por el que se aplica la Directiva 2006/88/CE del Consejo en lo referente a las medidas de lucha contra el aumento de la mortalidad de los ostiones de la especie *Crassostrea gigas* en relación con la detección del herpesvirus de los ostreidos tipo 1 μ var (OsHV-1 μ var).
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2010:052:0001:0013:ES:PDF>
- Reglamento** 1224/2009/CE, de 20 de noviembre de 2009, por el que se establece un régimen comunitario de control para garantizar el cumplimiento de las normas de la política pesquera común, se modifican los Reglamentos (CE) no 847/96, (CE) no 2371/2002, (CE) no 811/2004, (CE) no 768/2005, (CE) no 2115/2005, (CE) no 2166/2005, (CE) no 388/2006, (CE) no 509/2007, (CE) no 676/2007, (CE) no 1098/2007, (CE) no 1300/2008 y (CE) no 1342/2008 y se derogan los Reglamentos (CEE) no 2847/93, (CE) no 1627/94 y (CE) no 1966/2006.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:343:0001:0050:ES:PDF>
- Reglamento** 1099/2009, de 24 de septiembre de 2009, relativo a la protección de los animales en el momento de la matanza.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:303:0001:0030:ES:PDF>
- Reglamento** 719/2009/CE, de 6 de agosto de 2009, por el que se modifica el Reglamento (CE) no 1251/2008 por lo que respecta a la lista de terceros países y territorios desde los cuales está permitida la importación en la Comunidad de determinados crustáceos y animales acuáticos ornamentales.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:205:0010:0014:ES:PDF>
- Reglamento** 710/2009, de 5 de agosto de 2009, que modifica el Reglamento (CE) no 889/2008 por el que se establecen disposiciones de aplicación del Reglamento (CE) no 834/2007, en lo que respecta a la fijación de disposiciones de aplicación para la producción ecológica de animales de la acuicultura y de algas marinas.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:204:0015:0034:ES:PDF>
- Reglamento** 248/2009, de 19 de marzo de 2009, por el que se establecen disposiciones de aplicación del Reglamento (CE) no 104/2000 del Consejo, en lo relativo a las comunicaciones sobre el reconocimiento de las organizaciones de productores, así como a la fijación de los precios y de las intervenciones en el marco de la organización común de mercados en el sector de los productos de la pesca y de la acuicultura (refundición).
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:079:0007:0033:ES:PDF>
- Reglamento** 1252/2008, de 12 de diciembre de 2008, por el que se establecen excepciones al Reglamento (CE) no 1251/2008 y se suspenden las importaciones en la Comunidad de partidas de determinados animales de la acuicultura procedentes de Malasia.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:337:0076:0077:ES:PDF>
- Reglamento** 1251/2008, de 12 de diciembre de 2008, por el que se aplica la Directiva 2006/88/CE del Consejo en lo referente a las condiciones y los requisitos de certificación para la comercialización y la importación en la Comunidad de animales de la acuicultura y productos derivados y se establece una lista de especies portadoras.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:337:0041:0075:ES:PDF>
- Reglamento** 1250/2008, de 12 de diciembre de 2008, por el que se modifica el Reglamento (CE) no 2074/2005 en lo relativo a los requisitos de certificación para la importación de productos de la pesca, moluscos bivalvos, equinodermos, tunicados y gasterópodos marinos vivos destinados al consumo humano.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:337:0031:0040:ES:PDF>

Reglamento 737/2008, de 28 de julio de 2008, por el que se designan los laboratorios comunitarios de referencia para las enfermedades de los crustáceos, la rabia y la tuberculosis bovina, se establecen responsabilidades y tareas suplementarias para los laboratorios comunitarios de referencia para la rabia y la tuberculosis bovina y se modifica el anexo VII del Reglamento (CE) no 882/2004.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:201:0029:0032:ES:PDF>

Reglamento 762/2008, de 9 de julio de 2008, sobre la presentación de estadísticas de acuicultura por parte de los Estados miembros y por el que se deroga el Reglamento (CE) no 788/96.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:218:0001:0013:ES:PDF>

Reglamento 535/2008 de la Comisión, de 13 de junio de 2008, por el que se establecen disposiciones de aplicación del Reglamento (CE) no 708/2007 del Consejo sobre el uso de las especies exóticas y las especies localmente ausentes en la acuicultura.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:156:0006:0009:ES:PDF>

Reglamento 506/2008, de 6 de junio de 2008, que modifica el anexo IV del Reglamento (CE) no 708/2007 del Consejo, sobre el uso de las especies exóticas y las especies localmente ausentes en la acuicultura.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:149:0036:0037:ES:PDF>

Reglamento 199/2008, de 25 de febrero de 2008, relativo al establecimiento de un marco comunitario para la recopilación, gestión y uso de los datos del sector pesquero y el apoyo al asesoramiento científico en relación con la política pesquera común.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:060:0001:0012:ES:PDF>

Reglamento 708/2007, de 11 de junio de 2007, sobre el uso de las especies exóticas y las especies localmente ausentes en la acuicultura.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2007:168:0001:0017:ES:PDF>

Reglamento 882/2004, de 29 de abril de 2004, sobre los controles oficiales efectuados para garantizar la verificación del cumplimiento de la legislación en materia de piensos y alimentos y la normativa sobre salud animal y bienestar de los animales.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2004:165:0001:0141:ES:PDF>

Reglamento 854/2004, de 29 de abril de 2004, por el que se establecen normas específicas para la organización de controles oficiales de los productos de origen animal destinados al consumo humano.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2004:139:0206:0320:ES:PDF>

Reglamento 853/2004, de 29 de abril de 2004, por el que se establecen normas específicas de higiene de los alimentos de origen animal.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CONSLEG:2004R0853:20060101:ES:PDF>

iii) Decisiones CE

Decisión 2010/221/UE, de 15 de abril de 2010, por la que se aprueban medidas nacionales para limitar el impacto de determinadas enfermedades de los animales de la acuicultura y de los animales acuáticos silvestres de conformidad con el artículo 43 de la Directiva 2006/88/CE.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CONSLEG:2010D0221:20101208:ES:PDF>

Decisión 2009/975/UE, de 14 de diciembre de 2009, por la que se modifica la Decisión 2009/177/CE en lo que respecta a los programas de erradicación y la calificación de «libre de la enfermedad» de Estados miembros, zonas y compartimentos en relación con determinadas enfermedades de los animales acuáticos.

<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:336:0031:0035:ES:PDF>

- Decisión** 2009/177/CE, de 31 de octubre de 2008, por la que se establecen disposiciones de aplicación de la Directiva 2006/88/CE del Consejo en lo que respecta a la vigilancia, los programas de erradicación y la calificación de «libre de la enfermedad» de Estados miembros, zonas y compartimentos.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2009:063:0015:0039:ES:PDF>
- Decisión** 2008/946/CE, de 12 de diciembre de 2008, por la que se establecen disposiciones de aplicación de la Directiva 2006/88/CE del Consejo en lo que respecta a los requisitos de cuarentena de los animales de acuicultura.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:337:0094:0101:ES:PDF>
- Decisión** 2008/896/CE, de 20 de noviembre de 2008, por la que se establecen directrices para los sistemas de vigilancia zoonosanitaria basados en el riesgo que dispone la Directiva 2006/88/CE del Consejo.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:322:0030:0038:ES:PDF>
- Decisión** 2008/755/CE, de 24 de septiembre de 2008, que modifica la Decisión 2005/176/CE, por la que se establecen la forma codificada y los códigos para la notificación de las enfermedades de los animales, de conformidad con la Directiva 82/894/CEE del Consejo.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:258:0072:0073:ES:PDF>
- Decisión** 2008/685/CE, de 20 de agosto de 2008, por la que se modifica el anexo de la Decisión 90/424/CEE del Consejo con respecto a la viremia primaveral de la carpa (VPC).
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:224:0011:0012:ES:PDF>
- Decisión** 2008/650/CE, de 30 de julio de 2008, que modifica la Directiva 82/894/CEE del Consejo relativa a la notificación de las enfermedades de los animales en la Comunidad para incluir determinadas enfermedades en la lista de enfermedades de declaración obligatoria y suprimir de dicha lista la encefalomiélitis enterovírica porcina.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:213:0042:0046:ES:PDF>
- Decisión** 2008/427/CE, de 8 de mayo de 2008, que modifica los anexos I y II de la Decisión 2002/308/CE por la que se establecen listas de zonas y piscifactorías autorizadas en relación con la septicemia hemorrágica viral (SHV) y la necrosis hematopoyética infecciosa (NHI).
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:159:0091:0121:ES:PDF>
- Decisión** 2008/425/CE, de 25 de abril de 2008, por la que se establecen requisitos normalizados de presentación por los Estados miembros, con vistas a la financiación comunitaria, de los programas nacionales de erradicación, control y vigilancia de determinadas enfermedades de los animales y zoonosis.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:159:0001:0045:ES:PDF>
- Decisión** 2008/392/CE, de 30 de abril de 2008, por la que se establecen disposiciones de aplicación de la Directiva 2006/88/CE del Consejo, relativas a una página de información en Internet para dar acceso, por vía electrónica, a información sobre las empresas de producción acuícola y los establecimientos de transformación autorizados.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:138:0012:0020:ES:PDF>
- Decisión** 2008/341/CE, de 25 de abril de 2008, por la que se establecen criterios comunitarios para los programas nacionales de erradicación, control y vigilancia de determinadas enfermedades de los animales y de determinadas zoonosis.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:115:0044:0046:ES:PDF>

Decisión 2008/156/CE, de 18 de febrero de 2008, por la que se modifica la Decisión 2006/766/CE en lo que se respecta a la lista de terceros países y territorios desde los que se autorizan las importaciones de productos de la pesca, en cualquier forma, destinados a la alimentación humana.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2008:050:0065:0070:ES:PDF>

Decisión 2007/875/CE, de 18 de diciembre de 2007, por la que se modifican la Decisión no 2119/98/CE del Parlamento Europeo y del Consejo y la Decisión 2000/96/CE en cuanto a las enfermedades transmisibles enumeradas en dichas Decisiones.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2007:344:0048:0049:ES:PDF>

Decisión 2007/592, de 24 de agosto de 2007, por la que se modifica la Decisión 2006/656/CE en relación con la lista de territorios desde los que se autoriza la importación a la Comunidad de peces tropicales ornamentales.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2007:224:0005:0006:ES:PDF>

Decisión 2007/363/CE, de 21 de mayo de 2007, sobre directrices destinadas a ayudar a los Estados miembros a elaborar el plan nacional de control único, integrado y plurianual previsto en el Reglamento (CE) no 882/2004 del Parlamento Europeo y del Consejo.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2007:138:0024:0049:ES:PDF>

Decisión 2007/158/CE, de 7 de marzo de 2007, por la que se modifican las Decisiones 2003/804/CE y 2003/858/CE en lo que se refiere a la importación de peces vivos y moluscos destinados al consumo humano procedentes de terceros países enumerados en el Reglamento (CE) no 2076/2005.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2007:068:0010:0011:ES:PDF>

Decisión 2007/130/CE, de 20 de febrero de 2007, por la que se modifica la Decisión 2003/71/CE para ampliar su período de aplicación y derogar la Decisión 2003/70/CE (ISA).
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2007:055:0031:0032:ES:PDF>

Decisión 2006/775/CE, de 13 de noviembre de 2006 por la que se modifica el anexo D de la Directiva 95/70/CE en cuanto a la lista de enfermedades exóticas de los moluscos sujetas a normas comunitarias de control armonizadas.
http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/site/es/oj/2006/l_314/l_31420061115es00330034.pdf

Decisión 2006/685/CE, de 6 de octubre de 2006, por la que se modifican los anexos I y II de la Decisión 2003/634/CE por la que se aprueban programas para obtener la calificación de zonas autorizadas y piscifactorías autorizadas en zonas no autorizadas en relación con la septicemia hemorrágica viral (SHV) y la necrosis hematopoyética infecciosa (NHI) de los peces.
http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/site/es/oj/2006/l_282/l_28220061013es00440049.pdf

Decisión 2006/674/CE, de 6 de octubre de 2006 que modifica los anexos I y II de la Decisión 2002/308/CE, por la que se establecen listas de zonas y piscifactorías autorizadas en relación con la septicemia hemorrágica viral (SHV) y la necrosis hematopoyética infecciosa (NHI).
http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/site/es/oj/2006/l_276/l_27620061007es00800108.pdf

Decisión 2004/882, de 3 de diciembre de 2004, por la que se modifican los anexos I y II de la Decisión 79/542/CEE del Consejo en lo relativo a la actualización de las condiciones de importación y los modelos de certificados sanitarios para la carne de caza silvestre y de granja.
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CELEX:32004D0882:ES:HTML>

Decisión 2003/466, de 13 de junio de 2003, por la que se establecen los criterios para la delimitación de zonas y la adopción de medidas oficiales de vigilancia ante la sospecha o la confirmación de anemia infecciosa del salmón (AIS).
<http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2003:156:0061:0073:ES:PDF>

Decisión 2001/183, de 22 de febrero de 2001, por la que se establecen los planes de muestreo y los métodos de diagnóstico para la detección y confirmación de determinadas enfermedades de los peces y se deroga la Decisión 92/532/CEE.
http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/site/es/oj/2001/l_067/l_06720010309es00650076.pdf

iv) **Normativa Nacional**

a) Sanidad

Real Decreto 842/2011, de 17 de junio, por el que se establece la normativa básica de las agrupaciones de defensa sanitaria ganadera y se crea y regula el Registro nacional de las mismas.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2011-12108# analisis.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2011/07/14/pdfs/BOE-A-2011-12108.pdf>

Resolución de 22 de marzo de 2011 de la Secretaría General del Mar, por la que se establece y se publica el listado de denominaciones comerciales de especies pesqueras y de acuicultura admitidas en España.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2011-6222# analisis
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2011/04/06/pdfs/BOE-A-2011-6222.pdf>

Orden PRE/2833/2009, de 19 de octubre, por la que se modifica el anexo I del Real Decreto 1246/2008, de 18 de julio, por el que se regula el procedimiento de autorización, registro y farmacovigilancia de los medicamentos veterinarios fabricados industrialmente.
Análisis: http://www.boe.es/diario_boe/txt.php?id=BOE-A-2009-16838.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2009/10/24/pdfs/BOE-A-2009-16838.pdf>

Real Decreto 1590/2009, de 16 de octubre, por el que se modifica el Real Decreto 1614/2008, de 3 de octubre, relativo a los requisitos zoonosarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2009-17082.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2009/10/28/pdfs/BOE-A-2009-17082.pdf>

Real Decreto 1409/2009, de 4 de septiembre, por el que se regula la elaboración, comercialización, uso y control de los piensos medicamentosos.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2009-14790.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2009/09/18/pdfs/BOE-A-2009-14790.pdf>

Real Decreto 1082/2009, de 3 de julio, por el que se establecen los requisitos de sanidad animal para el movimiento de animales de explotaciones cinegéticas, de acuicultura continental y de núcleos zoológicos, así como de animales de fauna silvestre.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2009-12206.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2009/07/23/pdfs/BOE-A-2009-12206.pdf>

Orden ARM/831/2009, de 27 de marzo, por la que se modifican los anexos I y II del Real Decreto 617/2007, de 16 de mayo, por el que se establece la lista de las enfermedades de los animales de declaración obligatoria y se regula su notificación.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2009-5619.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2009/04/04/pdfs/BOE-A-2009-5619.pdf>

Corrección de errores del Real Decreto 1614/2008, de 3 de octubre, relativo a los requisitos zoonosarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2008-20582.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2008/12/20/pdfs/A51387-51387.pdf>

- Real** Decreto 1614/2008, de 3 de octubre, relativo a los requisitos zoonosarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2008-16090.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2008/10/07/pdfs/A40185-40206.pdf>
- Real** Decreto 1246/2008, de 18 de julio, por el que se regula el procedimiento de autorización, registro y farmacovigilancia de los medicamentos veterinarios fabricados industrialmente.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2008-13682.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2008/08/11/pdfs/A34044-34084.pdf>
- Real** Decreto 617/2007, de 16 de mayo, por el que se establece la lista de las enfermedades de los animales de declaración obligatoria y se regula su notificación.
Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2007/09934.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2007/05/17/pdfs/A21010-21014.pdf>
- Ley** 29/2006, de 26 de julio, de garantías y uso racional de los medicamentos y productos veterinarios.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2006-13554.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2006/07/27/pdfs/A28122-28165.pdf>
- ORDEN** SCO/3566/2004, de 7 de octubre, por la que se establece el documento oficial de control sanitario de mercancías destinadas a uso y consumo humano.
Análisis: http://www.boe.es/diario_boe/txt.php?id=BOE-A-2004-18771.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2004/11/04/pdfs/A36469-36477.pdf>
- Real** Decreto 2098/2004, de 22 de octubre, por el que se modifica el Real Decreto 157/1995, de 3 de febrero, por el que se establecen las condiciones de preparación, de puesta en el mercado y de utilización de los piensos medicamentosos.
Análisis: http://www.boe.es/diario_boe/txt.php?id=BOE-A-2004-18770.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2004/11/04/pdfs/A36468-36468.pdf>
- Real** Decreto 1976/2004, de 1 de octubre, por el que se establecen las normas zoonosarias aplicables a la producción, transformación, distribución e introducción de los productos de origen animal destinados al consumo humano.
Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2004/17702.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2004/10/15/pdfs/A34461-34466.pdf>
- Real** Decreto 1597/2004, de 2 de julio, por el que se modifica el Real Decreto 1882/1994, de 16 de septiembre, por el que se establecen las condiciones de sanidad animal aplicables a la puesta en el mercado de animales y productos de la acuicultura. Nota: Es posible que este RD esté derogado después de la derogación del RD 1882/1994.
Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2004/13414.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2004/07/19/pdfs/A26178-26182.pdf>
- Ley** 8/2003, de 24 de abril, de sanidad animal.
Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2003/08510
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2003/04/25/pdfs/A16006-16031.pdf>
- Real** Decreto 1440/2001, de 21 de diciembre, por el que se establece el sistema de alerta sanitaria veterinaria.
Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2002/00799
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2002/01/14/pdfs/A01612-01615.pdf>
- Real** Decreto 1255/1999, de 16 de julio, por el que se modifica el Real Decreto 1882/1994, de 16 de septiembre, por el que se establecen las condiciones de sanidad animal aplicables a la puesta en el mercado de animales y productos de la acuicultura.
Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1999/15690.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/1999/07/17/pdfs/A27088-27089.pdf>

b) Reglamentaciones Técnico-Sanitarias

Orden ARM/2243/2011, de 22 de julio, por la que se publican las nuevas relaciones de zonas de producción de moluscos y otros invertebrados marinos en el litoral español.

Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2011-13606# analisis.

PDF: <http://boe.es/boe/dias/2011/08/08/pdfs/BOE-A-2011-13606.pdf>

Real Decreto 135/2010, de 12 de febrero, por el que se derogan disposiciones relativas a los criterios microbiológicos de los productos alimenticios.

Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2010-3032# analisis.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2010/02/25/pdfs/BOE-A-2010-3032.pdf>

Real Decreto 640/2006, de 26 de mayo, por el que se regulan determinadas condiciones de aplicación de las disposiciones comunitarias en materia de higiene, de la producción y comercialización de los productos alimenticios.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2006/09300.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2006/05/27/pdfs/A19999-20002.pdf>

Real Decreto 1219/2002, de 22 de noviembre, por el que se modifica el Real Decreto 1521/1984, de 1 de agosto, por el que se aprueba la Reglamentación técnico-sanitaria de los establecimientos y productos de la pesca y la acuicultura con destino al consumo humano.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2002/23470.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2002/12/03/pdfs/A42178-42179.pdf>

Real Decreto 1193/2000, de 23 de junio, por el que se completa el anexo IV del Real Decreto 1521/1984, de 1 de agosto, por el que se aprueba la reglamentación técnico-sanitaria de los establecimientos y productos de la pesca y la acuicultura con destino al consumo humano.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2000/12601.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2000/07/04/pdfs/A23900-23901.pdf>

Real Decreto 345/1993, de 5 de marzo, por el que se establecen las normas de calidad de las aguas y de la producción de moluscos y otros invertebrados marinos vivos.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1993/08263.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/1993/03/27/pdfs/A09301-09307.pdf>

Real Decreto 1437/1992, de 27 de noviembre, por el que se fijan las normas sanitarias aplicables a la producción y comercialización de los productos pesqueros y de la acuicultura.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1993/00838.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/1993/01/13/pdfs/A00808-00820.pdf>

Real Decreto 645/1989, de 19 de mayo, por el que se modifica la reglamentación técnico-sanitaria de los establecimientos y productos de la pesca y acuicultura con destino al consumo humano, aprobada por Real Decreto 1521/1984, de 1 de agosto.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1989/13355.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/1989/06/13/pdfs/A18021-18023.pdf>

Orden de 16 de diciembre de 1988 (BOE, 22 diciembre 1988), relativa a los métodos y frecuencias de análisis o de inspección de las aguas continentales que requieran protección o mejora para el desarrollo de la vida piscícola (relativa a la calidad de las aguas continentales).

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1988/29086.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/1988/12/22/pdfs/A35909-35910.pdf>

Real Decreto 1521/1984, de 1 de agosto, por el que se aprueba la Reglamentación técnico-sanitaria de los establecimientos y productos de la pesca y acuicultura con destino al consumo humano.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1984/18430.

PDF: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1984/18430

Resolución 2218 del ICONA de 24 de octubre de 1974 (BOE, 31 octubre 1974). Piscifactorías. Complementa la Orden 223 de 24 de enero de 1974, de Ordenación zootécnico-sanitaria de las instaladas en aguas continentales.

Orden 223 del Ministerio de Agricultura de 24 de enero de 1974 (BOE, 31 enero 1974), por la que se dictan normas sobre Ordenación Zootécnico-Sanitaria de Centros de Piscicultura instalados en aguas continentales.

Ley de 20 de febrero de 1942, por la que se regula el fomento y conservación de la pesca fluvial. (BOE nº 67, de 8 de marzo de 1942)

c) Cultivos Marinos

Ley 23/1984, de 25 de junio, de cultivos marinos.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=1984/14431

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/1984/06/27/pdfs/A18742-18745.pdf>

d) Comercialización

Real Decreto 1822/2009, de 27 de noviembre, por el que se regula la primera venta de los productos pesqueros.

Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2009-20498# analisis

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2009/12/21/pdfs/BOE-A-2009-20498.pdf>

Real Decreto 640/2006, de 26 de mayo, por el que se regulan determinadas condiciones de aplicación de las disposiciones comunitarias en materia de higiene, de la producción y comercialización de los productos alimenticios.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2006/09300.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2006/05/27/pdfs/A19999-20002.pdf>

Real Decreto 1702/2004, de 16 de julio, por el que se modifica el Real Decreto 1380/2002, de 20 de diciembre, de identificación de los productos de la pesca, de la acuicultura y del marisqueo congelados y ultracongelados.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2004/13374

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2004/07/17/pdfs/A26112-26113.pdf>

Real Decreto 121/2004, de 23 de enero, sobre la identificación de los productos de la pesca, de la acuicultura y del marisqueo vivos, frescos, refrigerados o cocidos.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2004/02125.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2004/02/05/pdfs/A04864-04868.pdf>

Real Decreto 1380/2002, de 20 de diciembre, de identificación de los productos de la pesca, de la acuicultura y del marisqueo congelados y ultracongelados.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2003/00091.

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2003/01/03/pdfs/A00183-00185.pdf>

e) Registros Administrativos (REGA/REMO)

Orden ARM/687/2009, de 11 de marzo, por la que se modifica el anexo XI del Real Decreto 728/2007, de 13 de junio, por el que se establece y regula el Registro general de movimientos de ganado y el Registro general de identificación individual de animales.

Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2009-4686

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2009/03/20/pdfs/BOE-A-2009-4686.pdf>

Real Decreto 479/2004, de 26 de marzo, por el que se establece y regula el Registro general de explotaciones ganaderas.

Análisis: http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=iberlex&id=2004/06426

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2004/04/13/pdfs/A14978-14983.pdf>

f) Denominación de Origen

Orden de 2 de agosto de 2001 por la que se ratifica el Reglamento de la denominación de origen protegida "Mexillón de Galicia-Mejillón de Galicia" y de su Consejo Regulador.
http://www.boe.es/g/es/bases_datos/doc.php?coleccion=indilex&id=2001/15974&xtlen=115.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2001/08/14/pdfs/A30608-30616.pdf>

g) Seguros

Orden ARM/373/2011, de 17 de febrero, por la que se definen las explotaciones asegurables, las condiciones técnicas mínimas de explotación y manejo, el ámbito de aplicación, el periodo de garantía, las fechas de suscripción, y el valor de la producción de los moluscos en relación con el seguro de acuicultura marina para mejillón de la Comunidad Autónoma de Galicia, comprendido en el Plan 2011 de Seguros Agrarios Combinados.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2011/02/26/pdfs/BOE-A-2011-3737.pdf>

Orden ARM/372/2011, de 17 de febrero, por la que se definen las explotaciones asegurables, las condiciones técnicas mínimas de explotación y manejo, el ámbito de aplicación, los periodos de garantía, las fechas de suscripción, y el valor de la producción de los moluscos en relación con el seguro de acuicultura marina para mejillón del Delta del Ebro y la clóchina de los puertos de Valencia y Sagunto, comprendido en el Plan Anual 2011 de Seguros Agrarios Combinados.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2011/02/26/pdfs/BOE-A-2011-3736.pdf>

Orden ARM/249/2011, de 4 de febrero, por la que se definen las explotaciones asegurables, las condiciones técnicas mínimas de explotación, el ámbito de aplicación, el periodo de garantía, las fechas de suscripción, y el valor unitario de los animales en relación con el seguro de acuicultura marina para besugo, corvina, dorada, lubina y rodaballo, comprendido en el Plan 2011 de Seguros Agrarios Combinados.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2011/02/14/pdfs/BOE-A-2011-2856.pdf>

Orden ARM/248/2011, de 4 de febrero, por la que se definen las explotaciones asegurables, las condiciones técnicas mínimas de explotación, el ámbito de aplicación, el periodo de garantía, las fechas de suscripción, y el valor de los animales en relación con el seguro de piscifactorías de truchas, comprendido en el Plan 2011 de Seguros Agrarios Combinados.
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2011/02/14/pdfs/BOE-A-2011-2855.pdf>

v) Normativa Autonómica

Ley 2/2010, de 18 de febrero, de pesca y acción marítimas de Cataluña.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2010-4179
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2010/03/13/pdfs/BOE-A-2010-4179.pdf>

Ley 22/2009, de 23 de diciembre, de ordenación sostenible de la pesca en aguas continentales de Cataluña.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2010-733
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2010/01/18/pdfs/BOE-A-2010-733.pdf>

Ley 6/2009, de 11 de diciembre, de modificación de la Ley 11/2008, de 3 de diciembre, de pesca de Galicia.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2010-1706
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2010/02/04/pdfs/BOE-A-2010-1706.pdf>

Ley 6/2007, de 13 de abril, de modificación de la Ley 17/2003, de 10 de abril, de pesca de Canarias.
Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2007-10408
PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2007/05/24/pdfs/A22357-22357.pdf>

Ley 2/2007, de 12 de marzo, de pesca marítima y acuicultura de la Región de Murcia.

Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2008-12492

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2008/07/21/pdfs/A31793-31815.pdf>

Ley 17/2003, de 10 de abril, de pesca de Canarias.

Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2003-13619

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2003/07/08/pdfs/A26403-26418.pdf>

Ley 1/2002, de 4 de abril, de ordenación, fomento y control de la pesca marítima, el marisqueo y la acuicultura marina de Andalucía.

Análisis: http://www.boe.es/aeboe/consultas/bases_datos/doc.php?id=BOE-A-2002-8488

PDF: <http://www.boe.es/boe/dias/2002/05/03/pdfs/A16189-16210.pdf>

vi) Productos de la pesca: Disposiciones comunitarias

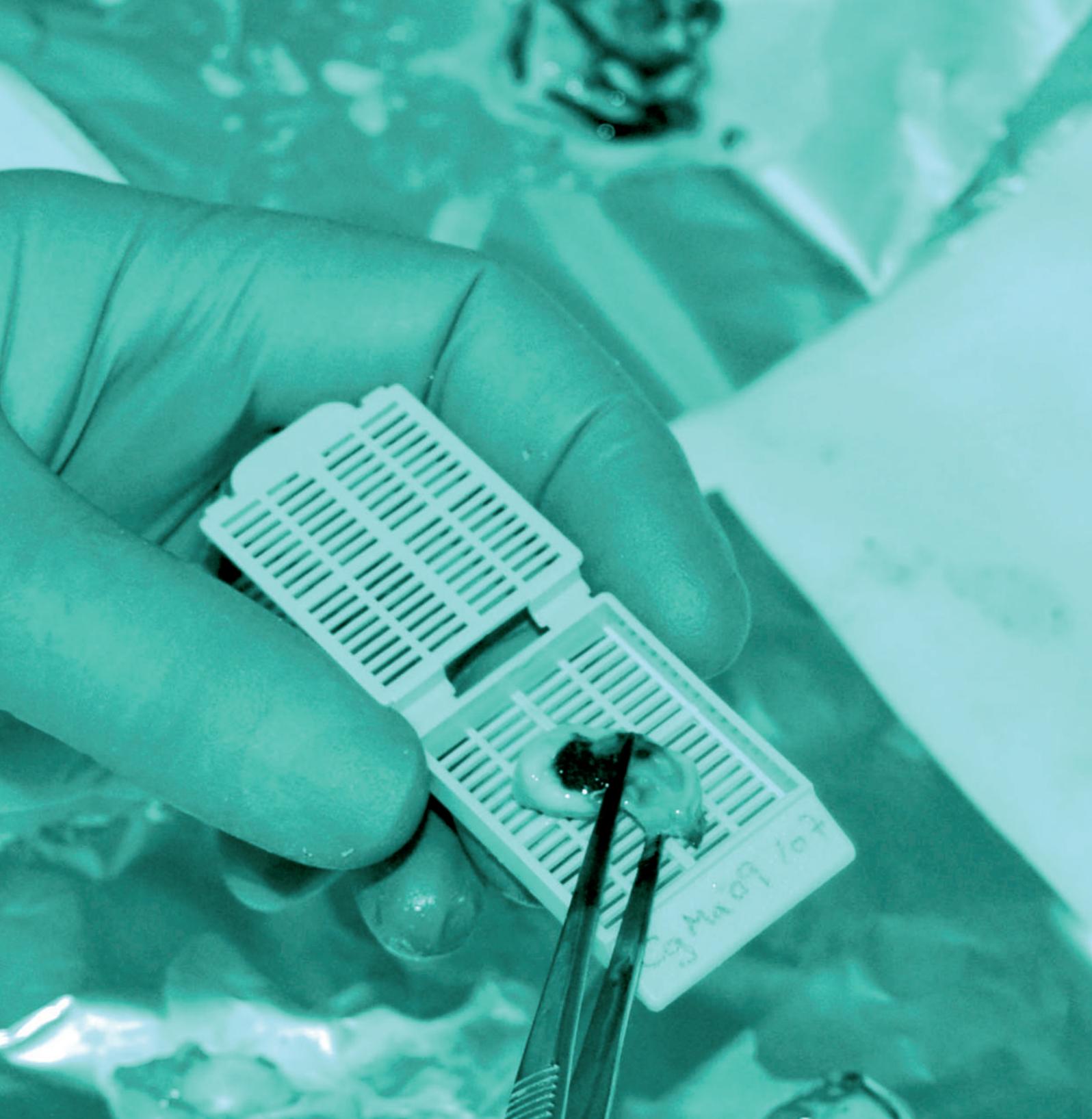
(Fuente: MARM)

http://www.marm.gob.es/es/alimentacion/temas/calidad-agroalimentaria/l1_tcm7-7762.pdf

vii) Productos de la pesca: Disposiciones estatales

(Fuente: MARM)

http://www.marm.gob.es/es/alimentacion/temas/calidad-agroalimentaria/PDA_PROD_PESCA_1.2_tcm7-7763.pdf

A close-up photograph of a hand wearing a blue nitrile glove. The hand is holding a white, multi-well microplate. One of the wells contains a small, dark, circular sample. A pair of metal tweezers is positioned over the sample, as if to pick it up or examine it. The background is a blurred laboratory setting with various pieces of equipment and papers. The entire image has a teal/cyan color cast.

III. ENFERMEDADES RELEVANTES PARA LA ACUICULTURA ESPAÑOLA

3 Enfermedades relevantes para la acuicultura española

3.1 Definición de una lista de enfermedades

Uno de los objetivos principales de esta Guía ha consistido en definir una lista de enfermedades relevantes para el sector acuícola español, consensuada por grupos de expertos, con el fin de proponer sistemas de vigilancia epidemiológica basados en el riesgo y utilizar la lista para proponer medidas de prevención, control y erradicación (véase capítulo 5).

Esencialmente, la identificación de los patógenos relevantes permite el diseño de los planes de vigilancia y tener estrategias para la prevención y control de las enfermedades que causan. La clasificación de las enfermedades por grupos de riesgo tiene en cuenta las especies cultivadas en las CC.AA., el impacto potencial para el sector, y se compara con los patógenos ya listados por la legislación nacional, Europea e internacional. Estos listados incluyen enfermedades exóticas al territorio español o sus regiones que podrían tener efectos importantes si estuviesen presentes. Por lo tanto, no se ha tratado de identificar los patógenos que ya están presentes en la acuicultura española aunque sean importantes, sino aquellos cuya entrada en los territorios libres de los mismos, supondría una amenaza para el sector y, por ello, deben ser vigilados para evitar su implantación.

El análisis de riesgo utilizado para definir una lista final es una técnica estructurada para evaluar el riesgo potencial, en este caso, de diversos patógenos que pueden amenazar el estado sanitario del sector acuícola español, tal y como se establece en el artículo 43 y el Anexo IV (Parte II) de la Directiva 2006/88/EC y su equivalente en España (Real Decreto 1614/2008).

3.1.1 Metodología

Con el fin de clasificar los patógenos con un riesgo relevante, se utilizó una variación de método utilizado en el proyecto europeo PANDA. El método utilizado estuvo dividido en dos fases: un primer ejercicio realizado a nivel del experto como individuo y un segundo ejercicio llevado a cabo colegiadamente por dos grupos (peces y moluscos) de expertos.

Para el primer ejercicio, el coordinador compiló mediante una búsqueda bibliográfica exhaustiva, una lista de patógenos, considerando las especies susceptibles cultivadas en España, la distribución geográfica de los patógenos y sus hospedadores y el estatus sanitario de las enfermedades de declaración obligatoria (Unión Europea y OIE). A continuación se distribuyó a todos los expertos el listado, con información sobre la mayoría de las enfermedades de los animales acuáticos a nivel mundial y su distribución conocida. Todos los expertos utilizaron los datos de la lista para considerar cada enfermedad en términos de su peligrosidad para España y decidir cuáles merecían pasar a la siguiente fase, de forma que el resultado de este ejercicio fue un listado menos amplio, en el que las enfermedades consideradas no peligrosas se eliminaron.

De este modo, el número de enfermedades se redujo y el listado resultante fue posteriormente analizado con más detalle durante el segundo ejercicio (una reunión de los dos grupos de expertos- peces y moluscos- trabajando simultáneamente y en paralelo¹). Para ello, se fijaron cuatro criterios de filtrado: la existencia de hospedadores susceptibles al patógeno en España, las existencias de importaciones (movimientos comerciales) de especies susceptibles desde una zona positiva, que se diesen las condiciones adecuadas para la propaga-



Fuente: C.Rodgers. IRTA

¹ Ver Listado de expertos participantes en Anexo 3.2

ción del patógeno en España y, finalmente, el impacto potencial para el sector acuícola español (p.ej. mortalidades altas, pérdidas económicas). Las enfermedades que acumularon cuatro respuestas afirmativas (seguras o posibles) pasaron a la última etapa con una valoración de su riesgo por puntuación. Las enfermedades listadas en la nueva Directiva pasaron automáticamente y serían como controles. La valoración del riesgo para cada enfermedad se estimó utilizando una hoja de cálculo (Microsoft Excel) organizada en una serie de trece preguntas divididas en cinco categorías (Presencia o ausencia del patógeno en España; Vías de introducción; Establecimiento y propagación; Consecuencias; y Mitigación (gestión) del riesgo). Cada respuesta además se evaluó por su nivel de incertidumbre y llevó un peso según su importancia percibida. La puntuación de cada pregunta se sumó y obtuvo una puntuación final (el riesgo y la incertidumbre por separado). Los datos generados en el ejercicio fueron analizados para elaborar los listados finales de enfermedades relevantes que se consensaron por los expertos (cubriendo virus, bacterias, parásitos y hongos de peces y moluscos).

3.1.2 Listas de enfermedades relevantes

Los resultados obtenidos fueron dos listados de enfermedades clasificadas en tres grupos de riesgo (tabla 3.1 y 3.2). Destacar que sólo algunos de ellos están sometidos a declaración obligatoria, mientras que la mayor parte no se encuentran sometidos a ninguna restricción sanitaria lo que debería tenerse en cuenta en el futuro diseño de planes de prevención, control y erradicación de patógenos en la acuicultura marina en España. Las especies susceptibles a los patógenos relevantes por CC.AA. y sus grupos de riesgo figuran en el Anexo 3.1.

Tabla 3.1. Patógenos relevantes de PECES

Grupo 1 (riesgo alto)	<i>Aphanomyces invadens</i> (EUS) ¹ , virus de la viremia primaveral de la carpa (SVCV), koi herpes virus (KHV) ² y virus de la necrosis hematopoyética infecciosa (IHNV) ²
Grupo 2 (riesgo regional)	<i>Enteromyxum spp. (leei y scophthalmi)</i> , Aquabirnaviridae (incl. IPNV), virus de la encefalopatía y retinopatía viral (VERV), <i>Streptococcus iniae</i> , <i>Philasterides dicentrarchi</i> y <i>Aeromonas salmonicida</i>
Grupo 3 (riesgo bajo)	<i>Sparicotyle chrysophrii</i> /Microcotylidae, <i>Flavobacterium maritimum</i> , <i>Photobacterium piscicida</i> , Togaviridae, <i>Sphaerospora testicularis</i> , <i>Edwardsiella tarda</i> , Birnavirus (no-EVE), <i>Lactococcus garviae</i> , virus de la septicemia hemorrágica viral (VHSV) ² , <i>Tenacibacterium maritimum</i> , virus de la necrosis hematopoyética epizoótica (EHNV) ¹ , <i>Renibacterium salmonicida</i> y <i>Gyrodactylus salaris</i>

¹ Enfermedades causadas por patógenos de declaración obligatoria y exóticos según Directiva 2006/88

² Enfermedades causadas por patógenos de declaración obligatoria y no exóticos según Directiva 2006/88

* Diagnosticado en Galicia en 2007 e Inglaterra en 2011, y por lo tanto no es exótico

Tabla 3.2. Patógenos relevantes de MOLUSCOS

Grupo 1 (riesgo alto)	<i>Haplosporidium nelsoni</i> , <i>Nocardia crassostreae</i> (nocardiosis) GNVD/HIVD (Iridovirus) y Herpesvirus**
Grupo 2 (riesgo regional)	<i>Haplosporidium montforti</i> , <i>Perkinsus mediterraneus</i> , <i>P. olseni/atlanticus</i> , <i>Marteilia refringens</i> ² , <i>Bonamia ostreae</i> ² y <i>Mikrocytos mackini</i> ¹
Grupo 3 (riesgo bajo)	<i>Haplosporidium armoriconum</i> , <i>Xenohaliotis californiensis</i> , <i>Perkinsus marinus</i> ¹ y <i>Bonamia exitiosa</i> ^{1*}

¹ Enfermedades causadas por patógenos de declaración obligatoria y exóticos según Directiva 2006/88

² Enfermedades causadas por patógenos de declaración obligatoria y no exóticos según Directiva 2006/88

* Diagnosticado en Galicia en 2007 e Inglaterra en 2011, y por lo tanto no es exótico

** Herpesvirus se incluyó a posteriori del ejercicio, con el v.b. de los expertos.

Anexo 3.1 Grupos de riesgo (por patógenos, especies susceptibles, CC.AA.)

Fuente: Datos de producción¹ 2009, Jacumar;

http://www.marm.es/app/jacumar/datos_produccion/datos_produccion.aspx?id=es

3.1 a PECES

30

ANEXO

GRUPO DE RIESGO	PATÓGENO (POR ORDEN DEL RIESGO)	ESPECIES SUSCEPTIBLES	CC.AA.*	
Grupo 1 (riesgo alto)	<i>Aphanomyces invadens</i> (EUS)	Géneros <i>Catla</i> , <i>Channa</i> , <i>Labeo</i> , <i>Mastacembelus</i> , <i>Puntius</i> y <i>Trichogaster</i>	-	
		Mugiles (<i>Mugil spp.</i>)	Andalucía (Lisas)	
	Virus de la viremia primaveral de la carpa (SVCV)	Carpa de cabeza grande (<i>Aristichthys nobilis</i>), carpa herbívora (<i>Ctenopharyngodon idellus</i>), carpa plateada (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>), siluro (<i>Silurus glanis</i>), carpa dorada (<i>Carassius auratus</i>), carpín (<i>Carassius carassius</i>)		-
		Carpa común y carpa koi (<i>Cyprinus carpio</i>)		Baleares, Extremadura
		Ciprinidae		Cataluña, Extremadura
		Tenca (<i>Tinca tinca</i>)		Castilla y León, Extremadura
	Koi herpes virus (KHV)	Carpa común y carpa koi (<i>Cyprinus carpio</i>)		Baleares, Extremadura
	Virus de la necrosis hematopoyética infecciosa (IHNV)	Salmón keta (<i>Oncorhynchus keta</i>), salmón coho (<i>Oncorhynchus kisutch</i>), salmón masou (<i>Oncorhynchus masou</i>), salmón rojo (<i>Oncorhynchus nerka</i>), salmón amago (<i>Oncorhynchus rhodurus</i>), y salmón chinook (<i>Oncorhynchus tshawytscha</i>)		-
		Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>)		Asturias, Cantabria
		Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)		Andalucía, Aragón, Asturias, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Galicia, La Rioja, País Vasco

* Las CC.AA. que deben vigilar la enfermedad - basada en la presencia de las especies por producción en el 2009

¹ Engorde o criadero comercial, y engorde o criadero repoblación

GRUPO DE RIESGO	PATÓGENO (POR ORDEN DEL RIESGO)	ESPECIES SUSCEPTIBLES	CC.AA.*
Grupo 2 (riesgo regional)	<i>Enteromyxum leei</i>	Sargo picudo (<i>Diplodus puntazo</i>) y otras especies marinas (Mediterráneas)	-
		Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Murcia, Valencia
	<i>Enteromyxum scopthalmi</i>	Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
	Aquabirnaviridae (incl. IPNV)	Muchas	Varias
	Virus de la encefalopatía y retinopatía viral (VERV)	Perca gigante (<i>Lates calcarifer</i>), fletan (<i>Hippoglossus Hippoglossus</i>), <i>Oplegnathus fasciatus</i> , Meros (<i>Epinephelus akaara</i> , <i>E. fuscogutatus</i> , <i>E. malabaricus</i> , <i>E. moara</i> , <i>E. septemfasciatus</i> , <i>E. tauvina</i> , <i>E. coioides</i> , <i>Cromileptes altivelis</i>), <i>Takifugu rubripes</i> , <i>Verasper moseri</i> , falso halibut (<i>Paralichthys olivaceus</i>) y jurel (<i>Pseudocaranx dentex</i>)	-
		Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Galicia, Murcia, Valencia
		Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
	<i>Streptococcus iniae</i>	Falso halibut (<i>Paralichthys olivaceus</i>), sardina (<i>Sardinops melanostictus</i>), menhaden (<i>Brevoortia patronus</i>), bocinero (<i>Pagrus pagrus</i>), lubina estriada (<i>Morone saxatilis</i>), Cichlidae, perca gigante (<i>Lates calcarifer</i>) y pez cebra (<i>Danio rerio</i>)	-
		Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Murcia, Valencia
		Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	Andalucía, Aragón, Asturias, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Galicia, La Rioja, País Vasco
	<i>Philasterides dicentrarchi</i>	Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
		Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Galicia, Murcia, Valencia
	<i>Aeromonas salmonicida</i>	Labridae, bacalao del Atlántico (<i>Gadus morhua</i>) y carbonero (<i>Pollachius virens</i>)	-
		Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
		Ciprinidae	Cataluña, Extremadura
		Salmonidae	Andalucía, Aragón, Asturias, Cantabria, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Extremadura, Galicia, La Rioja, Navarra, País Vasco

GRUPO DE RIESGO	PATÓGENO (POR ORDEN DEL RIESGO)	ESPECIES SUSCEPTIBLES	CC.AA.*
Grupo 3 (riesgo bajo)	<i>Sparicotyle chrysophrii</i> / Microcotylidae	Dorada (<i>Sparus aurata</i>) y otras especies (<i>teleosteos marinos</i>)	Andalucía, Cantabria, Cataluña, Baleares, Canarias, Murcia, Valencia
	<i>Flavobacterium psychrophilum</i>	Salmonidae	Andalucía, Aragón, Asturias, Cantabria, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Extremadura, Galicia, La Rioja, Navarra, País Vasco
	<i>Photobacterium piscicida</i>	Anguilla aleta larga (<i>Anguilla reinhardtii</i>) y castañeta (<i>Chromis punctipinnis</i>)	-
		Medregal (<i>Seriola quinqueradiata</i>)	Andalucía (<i>S. dumerili</i>)
		Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Galicia, Murcia, Valencia
		Solea senegalés (<i>Solea senegalensis</i>)	Andalucía, Galicia (<i>S. solea</i>)
		Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
		Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Murcia, Valencia
	Togaviridae	Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>)	Asturias, Cantabria
	<i>Sphaerospora testicularis</i>	Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Galicia, Murcia, Valencia
	<i>Edwardsiella tarda</i>	Bagre/pez gato (<i>Ictalurus spp.</i>), tilapia (<i>Oreochromis spp.</i>)	-
		Salmonidae	Andalucía, Aragón, Asturias, Cantabria, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Extremadura, Galicia, La Rioja, Navarra, País Vasco
		Anguila (<i>Anguilla spp.</i>)	Andalucía, País Vasco, Valencia
	Birnavirus (no-EVE)	Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>)	Andalucía, País Vasco, Valencia
	<i>Lactococcus garviae</i>	Tilapia (<i>Oreochromis sp.</i>), falso halibut (<i>Paralichthys olivaceous</i>), <i>Sebastes schlegeli</i> , medregal (<i>Seriola quinqueradiata</i> , <i>S. lalandi</i>) y <i>Coris aygula</i>	-
		Seriola (pez de limón) <i>Seriola dumerili</i>	Andalucía
		Mugiles (<i>Mugil cephalus</i>)	Andalucía (Lisas)
		Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
		Anguila (<i>Anguilla anguilla</i> / <i>japonica</i>)	Andalucía, País Vasco, Valencia
Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)		Andalucía, Aragón, Asturias, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Galicia, La Rioja, País Vasco	

GRUPO DE RIESGO	PATÓGENO (POR ORDEN DEL RIESGO)	ESPECIES SUSCEPTIBLES	CC.AA.*
Grupo 3 (riesgo bajo)	Virus de la septicemia hemorrágica viral (VHSV)	Arenque (<i>Clupea spp.</i>), coregonos (<i>Coregonus sp.</i>), lucio (<i>Esox lucius</i>), eglefino (<i>Gadus aeglefinus</i>), bacalao del Pacífico (<i>Gadus macrocephalus</i>), bacalao del Atlántico (<i>Gadus morhua</i>), salmones del Pacífico (<i>Oncorhynchus spp.</i>), mollareta (<i>Onos mustelus</i>), espadín (<i>Sprattus sprattus</i>) y tímalo (<i>Thymallus thymallus</i>)	-
		Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	Andalucía, Aragón, Asturias, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Galicia, La Rioja, País Vasco
		Trucha 'marina' común (<i>Salmo trutta</i>)	Aragón, Asturias, Castilla la Mancha, Cataluña, Extremadura, Galicia, La Rioja, Navarra
		Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
	<i>Flavobacterium maritimum</i> / <i>Tenacibacterium maritimum</i>	Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>) y otras especies (teleósteos marinos)	Asturias, Cantabria
		Solea senegalés (<i>Solea senegalensis</i>)	Andalucía, Galicia (<i>S. solea</i>)
		Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)	Cantabria, Galicia
		Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	Andalucía, Canarias, Cantabria, Cataluña, Galicia, Murcia, Valencia
	Virus de la necrosis hematopoyética epizoótica (EHNV)	Perca (<i>Perca fluviatilis</i>)	-
		Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	Andalucía, Aragón, Asturias, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Galicia, La Rioja, País Vasco
	<i>Renibacterium salmonicida</i>	Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>)	Asturias, Cantabria
		Salmonidae	Andalucía, Aragón, Asturias, Cantabria, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Extremadura, Galicia, La Rioja, Navarra, País Vasco
		<i>Oncorhynchus spp.</i>	Andalucía, Aragón, Asturias, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Galicia, La Rioja, País Vasco
	<i>Gyrodactylus salaris</i>	Trucha alpina (<i>Salvelinus alpinus</i>)	-
		Salmón del Atlántico (<i>Salmo salar</i>)	Asturias, Cantabria
Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)		Andalucía, Aragón, Asturias, Castilla y León, Castilla la Mancha, Cataluña, Galicia, La Rioja, País Vasco	

* Las CC.AA. que deben vigilar la enfermedad - basada en la presencia de las especies por producción en el 2009

3.1 b MOLUSCOS

GRUPO DE RIESGO	PATÓGENO (POR ORDEN DEL RIESGO)	ESPECIES SUSCEPTIBLES	CC.AA.*
Grupo 1 (riesgo alto)	<i>Haplosporidium nelsoni</i>	Ostión del este de los EEUU (<i>Crassostrea virginica</i>)	-
		Ostión Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Andalucía, Asturias, Cantabria, Cataluña, Galicia
	<i>Nocardia crassostreae</i> (nocardiosis)	¿Mejillón común (<i>Mytilus edulis</i>)?	-
		Ostión Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Andalucía, Asturias, Cantabria, Cataluña, Galicia
		Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Cataluña, Galicia, Valencia
	GNVD/HIVD (Iridovirus)	¿Ostión Portugués (<i>Crassostrea angulata</i>)?	-
		Ostión Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Andalucía, Asturias, Cantabria, Cataluña, Galicia
		¿Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)?	Cataluña, Galicia, Valencia
	Herpesvirus**	Ostión Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Andalucía, Asturias, Cantabria, Cataluña, Galicia

* Las CC.AA. que deben vigilar la enfermedad - basada en la presencia de las especies por producción en el 2009

** Herpesvirus se incluyó a posteriori del ejercicio, con el v.b. de los expertos

GRUPO DE RIESGO	PATÓGENO (POR ORDEN DEL RIESGO)	ESPECIES SUSCEPTIBLES	CC.AA.*
Grupo 2 (riesgo regional)	<i>Haplosporidium montforti</i>	Abalón - oreja del mar (<i>Haliotis tuberculata</i>)	-
	<i>Perkinsus mediterraneus</i>	¿Ostión Portugués (<i>Crassostrea angulata</i>)?	-
		Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Cataluña, Galicia, Valencia
	<i>P. olseni/atlanticus</i>	Abalón - oreja del mar, labios negros <i>Haliotis ruber</i> , torneo <i>H. cyclobates</i> , <i>H. scalaris</i> , manto/borde verde <i>H. laevigata</i> ; almeja arca <i>Anadara trapezia</i>	-
		Almeja japonesa (<i>Ruditapes philippinarum</i>)	Andalucía, Asturias (R. decussatus), Cantabria, Cataluña, Galicia
	<i>Marteilia refringens</i>	Ostra Australiana (<i>Ostrea angasi</i>), Ostra plana Chilena (<i>O. chilensis</i>), ostra plana Argentina (<i>O. puelchana</i>)	-
		Mejillón común (<i>Mytilus edulis</i>)	-
		Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Cataluña, Galicia, Valencia
		Mejillón Mediterráneo (<i>Mytilus galloprovincialis</i>)	Andalucía, Baleares, Cataluña, Galicia, Valencia
	<i>Bonamia ostreae</i>	Ostra plana Argentina (<i>Ostrea puelchana</i>), Ostra Australiana (<i>O. angasi</i>), Ostra plana Chilena (<i>O. chilensis</i>), Ostra Asiática (<i>O. denselamellosa</i>), Ostra Olimpia (<i>Ostreola conchaphila</i> = <i>O. lurida</i>)	-
		Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Cataluña, Galicia, Valencia
	<i>Mikrocytos mackini</i>	Ostión del este de los EEUU (<i>Crassostrea virginica</i>), Ostra Olimpia (<i>Ostreola conchaphila</i> = <i>O. lurida</i>)	-
		Ostión Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Andalucía, Asturias, Cantabria, Cataluña, Galicia
		Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Cataluña, Galicia, Valencia

GRUPO DE RIESGO	PATÓGENO (POR ORDEN DEL RIESGO)	ESPECIES SUSCEPTIBLES	CC.AA.*
Grupo 3 (riesgo bajo)	<i>Haplosporidium armoriconum</i>	Ostra Australiana (<i>Ostrea angasi</i>)	-
		Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Cataluña, Galicia, Valencia
	<i>Xenohaliotis californiensis</i>	Abalón - oreja del mar, <i>Haliotis</i> spp. (p.ej. negro <i>H. cracherodii</i> , rojo <i>H. rufescens</i> , rosado <i>H. corrugata</i> , verde <i>H. fulgens</i> , blanco <i>H. sorenseni</i> , y Europeo <i>H. tuberculata</i>)	-
	<i>Perkinsus marinus</i>	Ostión del este de los EEUU (<i>Crassostrea virginica</i>)	-
		Ostión Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Andalucía, Asturias, Cantabria, Cataluña, Galicia
	<i>Bonamia exitiosa</i>	Ostra plana Chilena (<i>Ostrea chilensis</i>), Ostra Australiana (<i>O. angasi</i>)	-
		Ostra plana Europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Cataluña, Galicia, Valencia

Anexo 3.2 Listado de expertos

Grupo de expertos en Peces

Nombre	Centro
Pilar Álvarez Pellitero	CSIC-IATS
Pilar Fernández Somalo	Laboratorio Central de Veterinaria (MARM)
Nieves Frías Soriano	Laboratorio Central de Veterinaria (MARM)
M. Carmen Alonso Sánchez	Universidad de Málaga
Karl Andree	IRTA-SCR
Juan José Borrego García	Universidad de Málaga
Juan Barja	Universidad de Santiago de Compostela
José Peñalver García	Comunidad Autónoma de la Región de Murcia
Ignacio de Blas Giral	Universidad de Zaragoza
Francesc Padrós	Universidad Autónoma de Barcelona
Fernando Real Valcárcel	Universidad de Las Palmas de Gran Canaria
Enaitz Aguirre Urigoitia	Agencia de Gestión Agraria y Pesquera de Andalucía
Elena Planas	Biomar/ProAqua Nutrición, S.A.
Daniel Padilla Castillo	Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria (IUSA)
Chris Rodgers	IRTA-SCR
Carolina Tafalla Piñero	CISA-INIA
Carlos Pereira Dopazo	Universidad de Santiago de Compostela
Carlos Zarza	Skretting
Ariadna Sitjá-Bobadilla	CSIC-IATS

Grupo de expertos en Moluscos

Nombre	Centro
Raquel Aranguren Ruiz	CSIC-IIM
Noèlia Carrasco Querol	IRTA-SCR
José Ignacio Navas Triano	IFAPA
Dolores Furones	IRTA-SCR
Carmen Rodríguez	Centro de Experimentación Pesquera
Camino Gestal Mateo	CSIC-IIM
Antonio Figueras Huerta	CSIC-IIM
Antonio Villalba	Centro de Investigaciones Marinas (CIMA)
Ana Roque	IRTA-SCR



IV. TÉCNICAS DIAGNÓSTICAS PARA LAS ENFERMEDADES RELEVANTES

Fuente: Carmela Gil, Acufoto, FOESA

4 Técnicas diagnósticas para las enfermedades relevantes

La única aproximación segura para la detección de las enfermedades de los animales acuáticos es la identificación específica de los patógenos con el uso de los métodos de laboratorio (OIE, 2010). Normalmente, estos métodos tienen que ser adecuados para la detección de casos de enfermedades que se descubren dentro del marco de un programa de vigilancia nacional o regional, o que surgen por eventos atípicos como, por ejemplo, las mortalidades altas e inesperadas en especies de producción. La detección precoz de las enfermedades facilita una respuesta rápida para la gestión y un control eficaz de las brotes de las enfermedades.

Diversos organismos oficiales emiten una lista de patógenos que deben ser sometidos a vigilancia, en base a: las pocas probabilidades de responder adecuadamente a terapia, a su distribución geográfica restringida, a su alta importancia socioeconómica, y en que afecten a especies sometidas a movimientos comerciales (OIE, 2010). En el ámbito internacional existe una lista de patógenos notificables desarrollada por la OIE, mientras que a nivel europeo están las dos listas especificadas en la Directiva 2006/88/CE para peces, moluscos y crustáceos, y, a nivel nacional, su homólogo español, el Real Decreto 1614/2008. Sin embargo, la normativa vigente permite la vigilancia de las enfermedades que no figuran en las listas oficiales, por ejemplo, las enfermedades emergentes con potencial para causar mortalidades significativas. Por ello, este capítulo contempla los métodos de diagnóstico para un rango amplio de patógenos, incluyendo no sólo los de las listas oficiales (EDOs; enfermedades de declaración obligatoria), sino que también se han considerado otros patógenos de importancia para el sector al nivel regional o nacional derivados del proyecto GESAC-JACUMAR.

4.1 Protocolos genéricos

Los protocolos genéricos para la detección de los distintos patógenos están descritos para moluscos (p.ej. histología, improntas de tejido y MET; LNR-Vigo) y peces (p.ej. cultivo monocapa celular para los virus; LNR-Algete). Respecto a los protocolos específicos para la detección y diagnóstico de los patógenos que no son de declaración obligatoria (p.ej. los que requieren una modificación, como un ‘cebador’ diferente o la variación de los anticuerpos para una prueba serológica), ha sido necesario ir a los protocolos especificados en las respectivas publicaciones científicas y consensuarlos entre los expertos. Además, para la técnica molecular de PCR, el protocolo utilizado por el proyecto “Protocolo normalizado de trabajo para muestreo y diagnóstico de betanodavirus, VHSV e IPNV en peces salvajes y cultivados” (CA Murcia/INIA) está modificado para el uso en esta Guía (consensuado por el LNR-Algete). Sin embargo, de estos tres patógenos, solamente betanodavirus y aquabirnavirus (IPNV) figuran en la lista generada por el proyecto GESAC (el VHSV figura en la lista no exótica de la Directiva 2006/88/CE y RD 1614/2008).



4.1.1 Peces

Brevemente, los protocolos para patógenos de peces consisten en: improntas de tejido (*E. leei/scophthalmi*, *Ph. dicentrarchi*), histología (EUS, *E. leei/scophthalmi*, *Ph. dicentrarchi*), detección de partículas víricas en monocapa celular (patógenos víricos: SVCV, IHNV, VERV, IPNV) o crecimiento en medio de cultivo (EUS, *Ph. dicentrarchi*, *A. salmonicida*, *S. iniae*), técnicas serológicas y bioquímicas (SVCV, KHV, IHNV, VERV, *A. salmonicida*, IPNV, *S. iniae*), PCR (EUS, SVCV, KHV, IHNV, *E. leei/scophthalmi*, VERV, *Ph. dicentrarchi*, *A. salmonicida*, IPNV, *S. iniae*), y secuenciación (SVCV, KHV, *A. salmonicida*, IPNV, *S. iniae*).

Un resumen de los métodos publicados y recomendados para peces figura en los Anexos 4.1a y 4.1b. Los protocolos genéricos para improntas, histología, cultivo celular, técnicas serológicas y técnicas bioquímicas para peces figuran en el Anexo 4.3a.

4.1.2 Moluscos

Los protocolos para moluscos consisten en: improntas de tejidos (*N. crassostreae*, *M. refringens*, *B. ostreae*, *B. exitiosa*, *M. mackini*), histología (*H. nelsoni*, *N. crassostreae*, *Iridovirus*, *H. montforti*, *P. mediterraneus*, *P. olseni/atlanticus*, *M. refringens*, *B. ostreae*, *M. mackini*), cultivo en medio (*N. crassostreae*), microscopía electrónica (*Iridovirus*, *B. ostreae*, *M. mackini*), PCR (*H. nelsoni*, *N. crassostreae*, *H. montforti*, *P. mediterraneus*, *P. olseni/atlanticus*, *M. refringens*, *B. ostreae*, *M. mackini*), y secuenciación (*P. olseni/atlanticus*, *B. ostreae*, *M. refringens*, *M. mackini*).

Un resumen de los métodos publicados y recomendados para moluscos figura en los Anexos 4.2a y 4.2b. Los protocolos genéricos para improntas, histología y microscopía electrónica para moluscos figuran en el Anexo 4.3b.

4.2 Protocolos moleculares aconsejables para el diagnóstico mediante PCR

4.2.1 Toma y transporte de muestras

- a. Las muestras se obtendrán, cuando sea posible, a partir de animales acuáticos vivos, o se hará a partir de animales recién muertos o moribundos [Nota: evitar los que estén en fase de “rigor mortis”].
- b. Para los peces, los órganos a muestrear en cada animal dependen del patógeno y serán cómo figuran en la *tabla 4.1*.

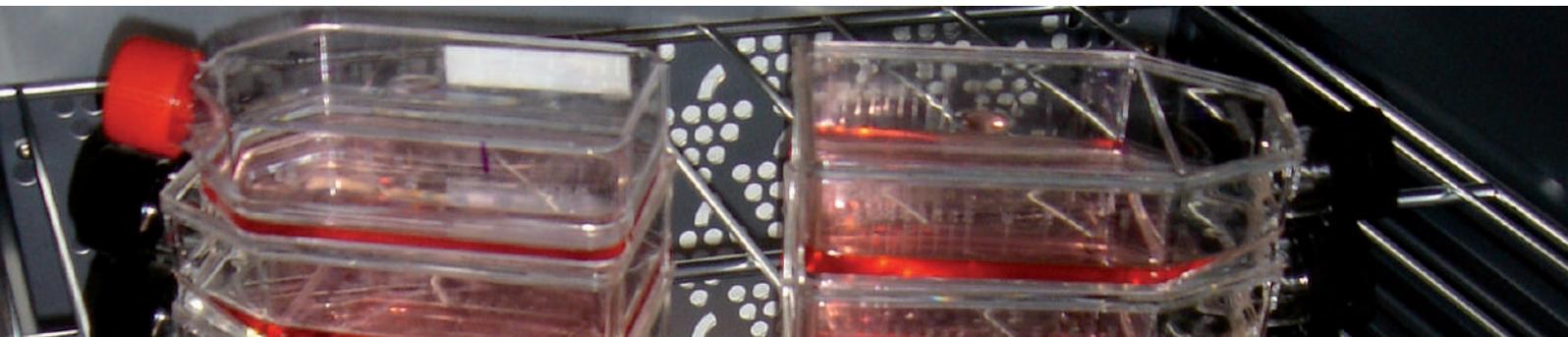


Tabla 4.1. Los órganos/tejidos para muestrear en peces

ÓRGANO/TEJIDO PARA MUESTREAR EN PECES PARA ENFERMEDADES CLÍNICAS	PATÓGENO													
	2006/88			2006/88/GESAC				GESAC						
	EHNV	VHSV	ISAV	<i>Aphanomyces invadans</i>	SVCV	IHNV	KHV	<i>Enteromyxum leei</i>	<i>Enteromyxum scophthalmi</i>	VERV	<i>Philasterides dicentrarchi</i>	<i>Aeromonas salmonicida</i>	Aquabirnaviridae	<i>Streptococcus iniae</i>
Bazo	X	X			X	X	X					X	X	
Branquias			(X)		(X)		X							
Cerebro		X			X	X	(X)			X	X			X
Corazón		X	X			X								
Fluidos seminales		X				X								
Hígado	X				X							X		X
Intestino					X		(X)	X	X		X			
Musculatura afectada				X										
Riñón (anterior)	X	X			X	X	X					X	X	X
Riñón (med)			X											
Sangre*		(X)	(X)		(X)	(X)				(X)				

(X) - adicionalmente en condiciones subclínicas; *Se ha de aplicar un procedimiento no letal de muestreo

c. Toma de la muestra

- Los órganos o tejidos se extraerán asépticamente
- En el caso de alevines o peces de un tamaño superior a 5 cm, se extraerán los órganos indicados en la *tabla 4.1* arriba. En el caso de alevines de un tamaño entre 3 y 5 cm, se separan la cabeza y las vísceras (desechando en la medida de posible los intestinos) del resto de la musculatura, y se procesan por separado. En el caso de peces de un tamaño inferior, los individuos se procesan enteros. En el caso de requerirse muestreo no letal, se tomarán muestras de sangre; para ello se emplearán jeringuillas de insulina (de 1 mL) con aguja de 18 G, transfiriendo la sangre, inmediatamente, a un vial de Eppendorf con 30-40 µL de heparina, asegurándose de mezclar bien.
- En el caso de los moluscos de un tamaño superior a 6 cm, se extraerán secciones que incluyen los órganos o tejidos como manto, branquia, glándula digestiva, gónada, y riñón. En el caso de los individuos de un tamaño entre 1 y 6 cm, debería muestrear el animal completo utilizando una sección de entre 3 y 6 mm que contiene los palpos labiales¹, branquias, y glándula digestiva. En el caso de moluscos de un tamaño inferior (<1 cm), los individuos se procesan enteros sin concha.

¹ Según el patógeno, es posible que en el caso de los palpos no sería necesario incluirlos en el muestreo (p.ej. *M. refringens*)

- La mitad (al menos 0,3-0,5 g) de cada órgano se introducirá en viales estériles de 1,5 – 5 mL

[Nota: Si el transporte de la muestra ya extraída fuera a durar más de 4 h, la porción de órgano citada en el apartado anterior se introduce en tubos con 1,0 mL de RNAlater. De este modo, el ácido nucleico de las muestras será estable durante 1 día a 37°C, o durante 1 semana a Tª ambiente].

- La otra mitad del órgano se mantendrá a 4°C el mínimo tiempo posible, procediendo cuanto antes a su almacenamiento a –80°C (sin ningún aditivo), durante no más de 2 años. [Nota: En caso de detectar una muestra positiva por PCR con sospecha de virus, se utilizaría su homóloga congelada para proceder a la aplicación de la técnica de aislamiento en cultivo celular, para aislar el virus].

d. Transporte de las muestras al laboratorio de análisis:

- El sistema de transporte debe asegurar, en cualquier caso, la estabilidad de la muestra, debido a la distancia entre el punto de toma de muestra y el laboratorio de análisis.
- Los órganos podrán ser obtenidos in situ, en el propio punto de muestreo: cuando la distancia entre el punto de muestreo y el laboratorio sea corta, se podrá llevar los animales enteros directamente al laboratorio para la extracción aséptica de los órganos/tejidos. Tanto éstos, como la sangre y/o los animales enteros deberán transportarse en frío (4-10°C), durante no más de 4h. Las muestras (excepto sangre) también podrán transportarse congeladas.

4.2.2 Extracción del RNA²

a. Reagrupación de muestras:

- En algunos casos, en lugar de analizar cada animal individualmente, se llevará a cabo reagrupación, p.ej. en pools de 5 individuos, siendo ésta la unidad de análisis de diagnóstico [Nota: en este caso, la homogenización de los órganos se realizará de modo conjunto, para tener una única extracción de RNA por pool].

b. Extracción de RNA:

La extracción de RNA a partir de los tejidos se realiza mediante el sistema RNeasy® Mini Kit (Qiagen) (alternativamente podrán emplearse métodos similares previamente validados), de la siguiente forma: Hasta un máximo de 200 mg de tejido se homogenizan en 360 µL de tampón RLT [Nota: si es necesario, se utilizarán sistemas mecánicos, tipo OMNI o similares]. El resto del proceso se realiza siguiendo las indicaciones del fabricante. Finalmente el RNA se eluye en 75 µL de agua libre de nucleasas, y se conserva, en el caso de que no se vaya a utilizar de inmediato, a –80°C.

4.2.3 Síntesis de cDNA

Para obtener el cDNA de los virus de RNA (IPNV, IHNV, VHSV, SVCV, ISAV y VERV) las muestras de RNA (2,5-25 ng/µL) se incuban tal como indica el protocolo de la SuperScript™ III RT (Invitrogen) (u otro sistema semejante,

² El uso de productos de marca (p.ej. RNeasy, Superscript, HotMaster Mix) no es obligatorio y es posible utilizar sus equivalentes según la disponibilidad

previamente validado) en presencia de random primers³ durante 5 min a 98 °C, y a continuación se transfieren inmediatamente a 4 °C. Seguidamente se añaden el resto de los componentes de la reacción: 4 µL de “5X First Strand buffer”, 1 µL de DTT 0,1 M, 1 µL de dNTP mix (10 mM cada uno de ellos), 50 U de SuperScript™ III RT, y agua libre de nucleasas hasta un volumen final de 20 µL. Esta solución se incuba a 25 °C durante 10 min seguidos de otra incubación de 50 °C durante 50 min (síntesis del cDNA). Finalmente, la mezcla de reacción se somete a 85 °C durante 5 min para inactivar la reversotranscriptasa. El cDNA obtenido se conserva a –80 °C en el caso de que no vaya a ser utilizado de inmediato.

4.2.4 Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR)

Para la reacción de PCR se utiliza el sistema GoTaq® Flexi DNA Polymerase (Promega). Para ello, de 3 a 5 µL del producto (cDNA) de transcripción inversa anterior se mezclan con 9 µL de 5x Flexi Go Taq buffer, MgCl₂ hasta una concentración final de 1,5 mM, 1 µL de dNTPs 10 mM (concentración final 0,2 mM), un volumen de cada cebador (sense y antisense) hasta una concentración final de 1 µM cada uno, 0,25 µL de GoTaq DNA pol, y agua (libre de enzimas) hasta 46 µL (alternativamente podrán emplearse métodos similares previamente validados). Esta mezcla de reacción se somete a los ciclos (T_m en negrito) en los Anexos 4.4a (peces) y 4.4b (moluscos), según el patógeno.

El resultado de la reacción de PCR se carga en un gel de agarosa 1,5-2,0% (que contengan 2,0 µL de 5000X SybrGreen o 0,1 µg mL⁻¹ de bromuro de etidio) y las bandas específicas se visualizan en un transiluminador de UV.

4.2.5 Pares de cebadores

Para el diagnóstico de cada uno de los patógenos, se emplearán los pares de primers (cebadores) indicados para peces y moluscos en los Anexos 4.4a y 4.4b, respectivamente.

4.2.6 Actuaciones ante resultados positivos para cualquiera de los patógenos

- El fragmento de PCR amplificado se secuenciará con el fin de corroborar el resultado positivo y poder confirmar la sospecha del patógeno.
- También, existe la posibilidad de confirmar los resultados mediante southern blot o nested PCR, como está indicado para algunos virus patógenos (Dopazo y Bandín, 2010).
- A partir de la réplica de la muestra correspondiente, se procederá al aislamiento del patógeno, siguiendo para ello las normativas nacionales, europeas y OIE, sobretudo en caso de tener sospecha de una enfermedad listada.



Fuente: DAP

³ En algunos casos el uso de *poly T* primers sería una alternativa, según el objetivo de la amplificación

4.3 Planificación de ring test

La planificación del 'ring test' anual se basa esencialmente en los protocolos vigentes que utilizan los Laboratorios Nacionales de Referencia (Peces – Algete; Moluscos – Vigo) para algunas enfermedades:

a. LNR Moluscos (IIM-CSIC, Vigo)

El protocolo utilizado para el test de intercalibración de los patógenos de declaración obligatoria (*M. refringens* y *B. ostreae*) consiste en la detección de dichos patógenos en preparaciones histológicas. En general, el número de preparaciones histológicas varía entre 30 y 50. Los laboratorios participantes tienen un plazo de 8 días para ver las preparaciones y enviar los resultados al LNR. No hay restricciones en el número de laboratorios participantes.

b. LNR Peces (Algete)

El LNR-Algete tiene el 'ring test' organizado para la identificación de VHSV e IHNV (aunque también se incluye a veces IPNV y SVCV) pero no hay una prueba montada para los patógenos bacterianos, los parásitos marinos o el hongo *Aphanomyces invadans*. El protocolo para los virus consistirá en el siguiente:

El envío de 5 viales con virus liofilizados. Los laboratorios participantes tienen que reconstituir los viales, titular los virus e identificarlos. La identificación debe llevarse a cabo de acuerdo con los procedimientos establecidos en la Decisión 2001/183/EC de 22.02.01 o en el Manual Acuático 2010 de la OIE⁴. La titulación debe hacerse siguiendo unas instrucciones concretas. La preparación del 'ring test' se basa en los protocolos acreditados (DS/EN/ISO/IEC 17025 y ILAC-G13: 2000).

4.4 Especies de producción

Dentro del marco del proyecto GESAC se prepararon unos cuadros detallando las especies susceptibles y vectores (hospedadores) según la producción (JACUMAR, 2009⁵) en cada CA (con o sin participación en el subproyecto GESAC) y las técnicas necesarias para la detección y confirmación de sus enfermedades, en función de que se trate de un diagnóstico presuntivo o confirmativo. Están adjuntados en los Anexos 4.5a (peces) y 4.5b (moluscos). Este ejercicio aporta información técnica útil para el proceso de planificación de la gestión sanitaria en las regiones documentadas y permite visualizar la situación por CC.AA.

Fuente: E.Areoso. Xunta de Galicia



⁴ <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-acuatico/acceso-en-linea> (en inglés)

⁵ http://www.marm.es/app/jacumar/datos_produccion/datos_produccion.aspx?id=es

Anexo 4.1 Métodos de diagnóstico para las enfermedades de peces

4.1 a PECES - métodos de detección publicados

PATÓGENO (y si figura en la lista I ^a (exóticas) o lista II ^b (no exóticas) de la Directiva 2006/88 y RD 1614/2008)	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	ESPECIES SENSIBLES ⁶ (y si presente en España ⁷)	MÉTODOS DE DETECCIÓN PUBLICADOS	Referencias
GESAC Grupo 1 (riesgo alto - marino)				
Ninguno	--	--	--	--
GESAC Grupo 1 (riesgo alto - continental)				
<i>Aphanomyces invadens</i> ^a	Australia, Bangladesh, Bhután, Botswana, Camboya, EEUU, Filipinas, India, Indonesia, Japón, Laos, Malasia, Myanmar, Nepal, Pakistán, Papua Nueva Guinea, República Sudafricana, Singapur, Sri Lanka, Tailandia y Vietnam	<i>Anabas testudineus</i> , Bagridae, <i>Bidyanus bidyanus</i> , <i>Caranx spp.</i> , <i>Catla spp.</i> , <i>Channa spp.</i> , Cichlidae, <i>Clarius spp.</i> , <u>Cyprinidae</u> , <i>Labeo spp.</i> , <i>Lates calcarifer</i> , <i>Mastacembelus spp.</i> , <u><i>Mugil spp. (cephalus)</i></u> , <i>Plecoglossus altivelis</i> , <i>Puntius spp.</i> , <u>Siluridae</u> , <i>Trichogaster spp.</i> y muchas otras especies diferentes (incluida posiblemente <i>Brevoortia tyrannus</i>), y <i>Cinetodes froggatti</i> , <i>Kurtus gulliveri</i> , <i>Platycephalus fuscus</i> , <i>Scatophagus argus</i> y <i>Toxotes chatareus</i>	Histología (signos evidentes de granuloma micótica), aislamiento de <i>Aphanomyces invadens</i> , epifluorescencia, FISH, PCR	Roberts et al., 1993; Willoughby, 1994; Lilley et al., 1998; Chinabut y Roberts, 1999; Phadee et al., 2004; Vandersea et al., 2006 Oidtmann et al., 2008; OIE, 2010
SVCV	Bolivia, Brasil, Canadá, China (P.R.), EEUU, Europa Continental (Alemania, Austria, Belarús, Bosnia, Croacia, Dinamarca, Eslovenia, España , Francia, Holanda, Hungría, Italia, Kuwait, Lituania, Macedonia, Moldavia Polonia, Reino Unido Republica Checa, Rumania, Rusia, Serbia Slovakia, Suiza, Ucrania y Yugoslavia), Laos y Vanuatu	<i>Aristichthys nobilis</i> , <u><i>Carassius auratus</i></u> , <u><i>Carassius carassius</i></u> , <i>Ctenopharyngodon idellus</i> , <u><i>Cyprinus carpio</i></u> , <u><i>Esox lucius</i></u> , <i>Hypophthalmichthys molitrix</i> , <i>Leuciscus idus</i> , <i>Rutilus rutilus</i> , <u><i>Silurus glanis</i></u> y <u><i>Tinca tinca</i></u>	Aislamiento de virus y neutralización, inmunofluorescencia (IF), ELISA, PCR. Tipado de aislados: por secuenciación, o por ensayo protección de ribonucleasa (RPA) (sonda gen-G)	Faisal y Ahne, 1984; Vestergaard-Jorgensen et al., 1989; Way, 1991; Ahne et al., 1989; Stone et al., 2003; Dopazo and Bandín, 2010

⁶ Algunas especies sensibles son ornamentales y la Directiva 2006/88/CE las reconoce si se mantienen fuera de sistemas cerrados o acuarios, en contacto directo con las aguas naturales. Además, se tiene que considerar si son especies en las que se han descrito la enfermedad de forma natural o experimental (p.ej. como es el caso de *Danio rario*)

⁷ La lista de las especies sensibles no distingue entre especies cultivadas y salvajes según la producción de las CC.AA

PATÓGENO (y si figura en la lista I ^a (exóticas) o lista II ^b (no exóticas) de la Directiva 2006/88 y RD 1614/2008)	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	ESPECIES SENSIBLES ⁶ (y si presente en España ⁷)	MÉTODOS DE DETECCIÓN PUBLICADOS	Referencias
GESAC Grupo 1 (riesgo alto - continental)				
KHV ^b	EEUU, Europa (Alemania, Austria, Bélgica, Dinamarca, Francia, Holanda, Israel, Reino Unido, Suiza),Japón y Taiwán	<u>Cyprinus carpio</u>	Aislamiento de virus y neutralización, ELISA (antígeno, anticuerpos), PCR y RT-PCR, amplificación de ADN isotérmica (Loop Mediated Isothermal Amplification; LAMP), IFAT, histopatología, <i>in situ</i> hibridización, microscopía electrónica	Hasegawa <i>et al.</i> , 1997; Ariav <i>et al.</i> , 1999; Bretzinger <i>et al.</i> , 1999; Neukirch <i>et al.</i> , 1999; Hedrick <i>et al.</i> , 2000; Neukirch y Kunz, 2001; Way <i>et al.</i> , 2001; Gilad <i>et al.</i> , 2002; Gray <i>et al.</i> , 2002; Bercovier <i>et al.</i> , 2004; Dixon <i>et al.</i> , 2004; Gilad <i>et al.</i> , 2004; Gunimaladevi <i>et al.</i> , 2004; Hoffmann <i>et al.</i> , 2004; Pikarsky <i>et al.</i> , 2004; Sano <i>et al.</i> , 2004; Tu <i>et al.</i> , 2004; <i>et al.</i> , 2004a, 2004b; Adkison <i>et al.</i> , 2005; Antychowicz <i>et al.</i> , 2005; Bercovier <i>et al.</i> , 2005; Dishon <i>et al.</i> , 2005; Engelsma y Haenen, 2005; Hutoran <i>et al.</i> , 2005; Soliman y El-Matbouli, 2005; Yuasa <i>et al.</i> , 2005; Bergmann <i>et al.</i> , 2006; Dopazo and Bandín, 2010
IHN ^b	América del Norte (Pacífico Oeste), Asia y Europa Continental	<u>Oncorhynchus mykiss</u> , <u>O. nerka</u> , <u>O. tshawytscha</u> , <u>O. keta</u> , <u>O. masou</u> , <u>O. rhodurus</u> , <u>O. kisutch</u> , <u>Salmo salar</u> , <u>Esox lucius</u> , <u>Sparus aurata</u> y <u>Scophthalmus maximus</u>	ELISA, RT-PCR	Deering <i>et al.</i> , 1991; González <i>et al.</i> , 1997; Miller <i>et al.</i> , 1998; Emmenegger <i>et al.</i> , 2000; Ariel y Olesen, 2001; CE, 2001; Overturf <i>et al.</i> , 2001; Hostnik <i>et al.</i> , 2002; Purcell <i>et al.</i> , 2006; Dopazo and Bandín, 2010

⁶ Algunas especies sensibles son ornamentales y la Directiva 2006/88/CE las reconoce si se mantienen fuera de sistemas cerrados o acuarios, en contacto directo con las aguas naturales. Además, se tiene que considerar si son especies en las que se han descrito la enfermedad de forma natural o experimental (p.ej. como es el caso de *Danio rario*)

⁷ La lista de las especies sensibles no distingue entre especies cultivadas y salvajes según la producción de las CC.AA

PATÓGENO (y si figura en la lista I ^a (exóticas) o lista II ^b (no exóticas) de la Directiva 2006/88 y RD 1614/2008)	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	ESPECIES SENSIBLES ⁶ (y si presente en España ⁷)	MÉTODOS DE DETECCIÓN PUBLICADOS	Referencias
GESAC Grupo 2 (riesgo regional - marino)				
<i>Enteromyxum leei</i>	Europa Mediterránea (Chipre, Croacia, España , Francia, Grecia, Italia, Malta, Turquía), Israel y Japón	<i>Diplodus puntazzo</i> , <i>Sparus aurata</i> principalmente y otras especies marinas (Sparidae, Mugilidae, Labridae, Centranchthidae, Mullidae, Pomacentridae, Scorpaenidae, Molidae, Blenniidae, Gobiidae, Tetraodontidae, Oplegnathidae, Paralichthyidae, etc.) y de agua dulce (<i>Danio rerio</i> , <i>Puntius tetrazona</i> , <i>Astronotus ocellatus</i> , <i>Oreochromis mossambicus</i>). Actualmente hay más de 45 especies descritas entre cultivadas y salvajes	Improntas en fresco, histología, PCR, ISH	Padrós <i>et al.</i> , 2001; Palenzuela <i>et al.</i> , 2004; Yasuda <i>et al.</i> , 2005; Diamant <i>et al.</i> , 2006; Cuadrado <i>et al.</i> , 2007; Sitjà-Bobadilla <i>et al.</i> , 2007a; Yanagida <i>et al.</i> , 2008
<i>E. scopthalmi</i>	Europa (España – Atlántico)	<i>Scophthalmus maximus</i> y <i>Solea senegalensis</i>	Improntas en fresco, histología, inmunohistoquímica, ELISA (anticuerpos), PCR, ISH	Sitjà-Bobadilla <i>et al.</i> , 2004; Vázquez <i>et al.</i> , 2005; Quiroga <i>et al.</i> , 2006; Palenzuela <i>et al.</i> , 2007; Sitjà-Bobadilla <i>et al.</i> , 2007b
VERV	Asia, Australia, Canadá, China, Corea, EEUU, Europa (Mediterránea: España , Francia, Grecia, Italia, Malta; Noruega, Portugal y Reino Unido), Filipinas, Hong Kong, Indonesia, Japón, Malasia, Martinica, Singapur, Tahití, Tailandia, Taiwán y Túnez	<i>Lates calcarifer</i> , <i>Dicentrarchus labrax</i> , <i>Sparus aurata</i> , <i>Scophthalmus maximus</i> , <i>Hippoglossus hippoglossus</i> , <i>Oplegnathus fasciatus</i> , <i>O. punctatus</i> , <i>Epinephelus akaara</i> , <i>E. awoara</i> , <i>E. chlorostigma</i> , <i>E. fuscogutatus</i> , <i>E. septemfasciatus</i> , <i>E. tauvina</i> , <i>E. coioides</i> , <i>Cromileptes altivelis</i> , <i>Takifugu rubripes</i> , <i>Verasper moseri</i> , <i>Paralichthys olivaceus</i> , <i>Pseudocaranx dentex</i> , <i>Argyrosomus regius</i> , <i>Solea senegalensis</i> , <i>Acanthurus triostegus</i> , <i>Apogon exostigma</i> , <i>Poecilia reticulata</i> y <i>Gadus morhua</i>	Aislamiento de virus (SSN-1) y neutralización, histopatología, microscopía electrónica, PCR, inmunohistoquímica de secciones histológicas (IHC), inmunofluorescencia indirecta (IFAT), ELISA	Nishizawa <i>et al.</i> , 1995; Gomez <i>et al.</i> , 2004; Thiéry <i>et al.</i> , 2004; Cutrín <i>et al.</i> , 2007; Dopazo and Bandín, 2010

PATÓGENO (y si figura en la lista I ^a (exóticas) o lista II ^b (no exóticas) de la Directiva 2006/88 y RD 1614/2008)	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	ESPECIES SENSIBLES ⁶ (y si presente en España ⁷)	MÉTODOS DE DETECCIÓN PUBLICADOS	Referencias
GESAC Grupo 2 (riesgo regional - marino)				
<i>Philasterides dicentrarchi</i>	Corea, Europa (España -Atlántico; Francia, Portugal, Noruega), Japón	<i>Scophthalmus maximus</i> , <i>Dicentrarchus labrax</i> y <i>Paralichthys olivaceus</i>	Histología, improntas, secuencia, ELISA (anticuerpos), cultivo in vitro, PCR, qPCR	Iglesias <i>et al.</i> , 2001; Palenzuela <i>et al.</i> , 2005; Paramá <i>et al.</i> , 2006; Sitjà-Bobadilla <i>et al.</i> , 2008; Palenzuela, com. pers. (datos no publicados)
<i>Aeromonas salmonicida</i>	Australia (cepa atípica), Canadá, EEUU, Europa (Dinamarca, España, Finlandia, Francia, Islandia, Noruega, Reino Unido, Suecia y otros) y Japón	<u>Salmonidae</u> , <u>Labridae</u> , <u>Cyprinidae</u> , <i>Scophthalmus maximus</i> , <i>Gadus morhua</i> , <i>Pollachius virens</i>	Cultivo directo con media (TSA), técnicas serológicas (ELISA, aglutinación de latex), PCR, RAPD-PCR	McCarthy, 1975; Hiney <i>et al.</i> , 1992; Adams y Thompson, 1990; Gustafson <i>et al.</i> , 1992; Oakey <i>et al.</i> , 1998; Byers <i>et al.</i> , 2002; Austin y Austin, 2007
GESAC Grupo 2 (riesgo regional - continental/marino)				
Aquabirnaviridae (inc. IPNV)	América del Norte y Sur, Asia y Europa (Alemania, Dinamarca, España, Finlandia, Francia, Grecia, Holanda, Italia, Noruega, Polonia, Reino Unido, Suecia, Suiza, Turquía y Yugoslavia)	<i>Oncorhynchus mykiss</i> , <i>Salvelinus fontinalis</i> , <i>Salmo trutta</i> , <i>Salmo salar</i> , <i>Oncorhynchus spp.</i> , <i>Seriola quinqueradiata</i> , <i>Scophthalmus maximus</i> , <i>Hippoglossus hippoglossus</i> , <i>Gadus morhua</i> , <i>Misgurnus anguillicaudatus</i> , <i>Esox lucius</i> , <i>Astacus astacus</i> ⁸ , <u>Anguillidae</u> , <u>Atherinidae</u> , <u>Bothidae</u> , <u>Carangidae</u> , <u>Catostomidae</u> , <u>Cichlidae</u> , <u>Clupeidae</u> , <u>Cobitidae</u> , <u>Coregonidae</u> , <u>Cyprinidae</u> , <u>Esocidae</u> , <u>Moronidae</u> , <u>Paralichthyidae</u> , <u>Percidae</u> , <u>Poecilidae</u> , <u>Sciaenidae</u> , <u>Soleidae</u> y <u>Thymallidae</u>	Aislamiento del virus (BF, RTG, CHSE) y identificación por neutralización o ensayos moleculares o serológicos, inmunofluorescencia, ELISA, RLFP, RT-PCR	Heppell <i>et al.</i> , 1992; Hill y Way, 1995; Candan, 2002; Dopazo y Barja, 2002; Cutrín <i>et al.</i> , 2004; Dopazo and Bandín, 2010
<i>Streptococcus iniae</i>	Australia, China, EEUU, Europa (España, Italia), Filipinas, Indonesia, Israel, Japón, Malasia, Singapur, Tailandia, Taiwán	<i>Oncorhynchus mykiss</i> , <i>Sparus aurata</i> , <i>Dicentrarchus labrax</i> , <i>Paralichthys olivaceus</i> , <i>Pagrus pagrus</i> , <i>Sardinops melanostictus</i> , <i>Brevoortia patronus</i> , <i>Morone saxatilis</i> , <u>Cichlidae</u> , <i>Lates calcarifer</i> , <i>Oreochromis spp.</i> , <i>Siganus rivulatus</i> , <i>Danio rerio</i> y <i>Epinephelus spp</i>	Cultivo directo con medio (BHI, Columbia, sangre), serología, IFAT, RLFP, PCR	Eldar <i>et al.</i> , 1997; Mata <i>et al.</i> , 2004; Kanai <i>et al.</i> , 2006; Klesius <i>et al.</i> , 2006; Agnew y Barnes, 2007; Austin y Austin, 2007

⁶ Algunas especies sensibles son ornamentales y la Directiva 2006/88/CE las reconoce si se mantienen fuera de sistemas cerrados o acuarios, en contacto directo con las aguas naturales. Además, se tiene que considerar si son especies en los que se han descrito la enfermedad de forma natural o experimental (p.ej. como es el caso de *Danio rerio*)

⁷ La lista de las especies sensibles NO distingue entre especies cultivadas y salvajes según la producción de las CC.AA

⁸ Especie hospedadora (vector)

4.1 b PECES - métodos de detección recomendados

Se presenta a continuación una tabla que recoge los métodos de diagnóstico (detección y confirmatorio), para los programas de seguimiento de las enfermedades de la lista de GESAC, bien sea según las recomendaciones de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE, 2010⁹) en el caso de las de declaración obligatoria (EDO) o según los protocolos consensuados entre los expertos de los grupos de trabajo (ver anexo 3.2) y los miembros del proyecto GESAC, incluido el Laboratorio Nacional de Referencia.

ENFERMEDAD/ PATÓGENO	MÉTODO DE DETECCIÓN ¹⁰	MÉTODO CONFIRMATORIO	Referencias
GESAC Grupo 1 (riesgo alto - marino)			
Ninguno	--	--	--
GESAC Grupo 1 (riesgo alto - continental)			
<i>EUS/Aphanomyces invadens</i>	Signos evidentes conjuntamente con histología, FISH, PCR, cultivo	Histología (presencia de granulomas micóticos e hifas) y aislamiento e identificación por la inducción de la esporulación, FISH, PCR, secuenciación	OIE, 2010
SVC/SVCV	Signos evidentes conjuntamente con cultivo celular, histología, IFAT, ELISA, RT-PCR, secuenciación	Cultivo celular con identificación subsiguiente de los agentes causantes por uno de los ensayos moleculares (los serológicos son poco específicos), RT-PCR y análisis de secuencias de nucleótidos de los productos de la PCR	OIE, 2010
KHV	PCR (con muestras de tejidos), sonda de ADN	PCR (con muestras de tejidos), y PCR-análisis de secuencias, pruebas inmunológicas	OIE, 2010
IHN/IHNV	Cultivo celular, PCR, sonda de ADN, pruebas inmunológicas, signos evidentes, histología, microscopía	Cultivo celular seguido por su identificación inmunológica (SN, IFAT, ELISA) o molecular, PCR, sonda de ADN, secuenciación	CE, 2001; OIE, 2010
GESAC Grupo 2 (riesgo regional - marino)			
<i>Enteromyxum leei</i>	Improntas en fresco, histología	PCR	IATS
<i>E. scophthalmi</i>	Improntas en fresco, histología	PCR	IATS
VER/VERV	Cultivo celular, inmunohistoquímica de secciones histológicas (IHC), inmunofluorescencia indirecta (IFAT), PCR	Aislamiento del virus y identificación por ensayos moleculares o serológicos (IFAT), PCR	LNR/GESAC

¹⁰ Los métodos de vigilancia podrían ser diferentes según la sensibilidad de la prueba. Por ejemplo, en algunos casos, los signos evidentes, la histología o, incluso, la PCR no son recomendados para un seguimiento.

⁹ OIE Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos (2010); <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-acuatico/acceso-en-linea> [en inglés y la versión más reciente]

ENFERMEDAD/ PATÓGENO	MÉTODO DE DETECCIÓN ¹⁰	MÉTODO CONFIRMATORIO	Referencias
<i>Philasterides dicentrarchi</i>	Histología, improntas, cultivo <i>in vitro</i>	PCR	IATS, datos no publicados
<i>Aeromonas salmonicida</i>	Cultivo directo con media (TSA)	Aislamiento y caracterización bioquímica (pruebas fenotípicos), técnicas serológicas, PCR, PCR- análisis de secuencias	LNR/GESAC
GESAC Grupo 2 (riesgo regional - continental)			
Aquabirnaviridae (inc. IPNV)	Cultivo celular	Aislamiento del virus y identificación por neutralización o ensayos moleculares o serológicos, PCR	LNR/GESAC
<i>Streptococcus iniae</i>	Cultivo directo con medio (medio de sangre)	Caracterización bioquímica (pruebas fenotípicos), serología, PCR, PCR- análisis de secuencias	LNR/GESAC
¹⁰ Los métodos de vigilancia podrían ser diferentes según la sensibilidad de la prueba. Por ejemplo, en algunos casos, los signos evidentes, la histología o, incluso, la PCR no son recomendados para un seguimiento.			

Adicionalmente, las técnicas diagnósticas para las enfermedades de peces listadas por la legislación, pero no incluidas en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC se pueden encontrar el manual de la OIE, en los siguientes vínculos:

- a. Necrosis hematopoyética epizoótica (NHE/EHN; el virus de la necrosis hematopoyética epizoótica) OIE (2010; la versión más actualizada en inglés):
http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.3.01_EHN.pdf
- b. Septicemia hemorrágica vírica (SHV/VHS; el virus de la septicemia hemorrágica vírica) OIE (2010; la versión más actualizada en inglés):
http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.3.09.VHS.pdf
- c. Anemia infecciosa del salmón (AIS/ISA; el virus de la anemia infecciosa del salmón) OIE (2010; la versión más actualizada en inglés):
http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.3.05_ISA%20.pdf

Bibliografía: métodos de detección y protocolos genéricos para peces

- Adkison**, M.A., Gilad, O. y Hedrick, R.P., 2005. An enzyme linked immunosorbent assay (ELISA) for detection of antibodies to the koi herpesvirus (KHV) in the serum of koi *Cyprinus carpio*. *Fish Pathol.*, 40(2), 53-62.
- Adams**, A. y K. Thompson., 1990. Development of an enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for the detection of *Aeromonas salmonicida* in fish tissue. *J. Aquat. Anim. Health*, 2, 281-288.
- Agnew**, W. y Barnes, A.C., 2007. *Streptococcus iniae*: An aquatic pathogen of global veterinary significance and a challenging candidate for reliable vaccination. *Vet. Microbiol.*, 122, 1-15.
- Ahne**, W., Kurath, G. y Winton, J.R., 1989. A ribonuclease protection assay can distinguish SVCV from PFR. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 6, 220-224.
- Álvarez-Pellitero**, P., Palenzuela, O., Padrós, F., Sitjà-Bobadilla, A., Riaza, A., Silva, R. y Arán, J. 2004. Histophagous scuticociliatids (Ciliophora) parasitizing turbot *Scophthalmus maximus*: morphology, *in vitro* culture and virulence. *Folia Parasitologica*, 51, 177-187.
- Antychowicz**, J., Reichert, M., Matras, M., Bergmann, S.V. y Haenen, O., 2005. Epidemiology, pathogenicity and molecular biology of koi herpesvirus isolated in Poland. *Bull. Vet. Inst. (Pulawy)*, 49, 367-373.
- Ariel**, E. y Olesen, N.J., 2001. Assessment of a commercial kit collection for diagnosis of the fish viruses: IHNV, IPNV, SVCV and VHSV. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 21: 6-11.
- Ariav**, R., Tinman, S. y Bejerano, I., 1999. First report of newly emerging viral disease of *Cyprinus carpio* species in Israel. Abstract of poster, 9th EAFF International Conference - Diseases of Fish and Shellfish, Rhodes, Sept 1999.
- Austin**, B. y Austin, D.A., 2007. Bacterial Fish Pathogens: Disease of Farmed and Wild Fish. Springer Praxis Books, UK, 4th ed., 552 p.; ISBN: 978-1-4020-6068-7.
- Bercovier**, H., Eldar, A. y Alotkin, A., 2004. KHV and possible existence of carrier state. Report of International Workshop on Koi Herpesvirus, London, 12-13 Feb 2004, p. 10; [\[http://www.hyggedam.dk/historien/KHV_london120204.pdf\]](http://www.hyggedam.dk/historien/KHV_london120204.pdf).
- Bercovier**, H., Fishman, Y., Nahary, R., Sinai, S., Zlotkin, A., Eyngor, M., Gilad, O., Eldar, A., Hedrick, R.P., 2005. Cloning of the koi herpesvirus (KHV) gene encoding thymidine kinase and its use for a highly sensitive PCR based diagnosis. *BMC Microbiol.*, 17:5(1), p.13.
- Bergmann**, S.M., Kempter, J., Sadowski, J. y Fichtner, D. 2006. First detection, confirmation and isolation of koi herpesvirus (KHV) in cultured common carp (*Cyprinus carpio*) in Poland. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 26, 97-104.
- Bretzinger**, A., Fischer-Scherl, T., Oumouna, M., Hoffmann, R. y Truyen, U., 1999. Mass mortalities in koi carp, *Cyprinus carpio*, associated with gill and skin disease. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 19(5), 182-199.
- Byers**, H.K., Cipriano, R.C., Gudkovs, N. y Crane, M. St.J., 2002. PCR-based assays for the fish pathogen *Aeromonas salmonicida*. II. Further evaluation and validation of three PCR primer sets with infected fish. *Dis. Aquat. Org.*, 49, 139-144.
- Candan**, A., 2002. First report on the diagnosis of infectious pancreatic necrosis (IPN) based on reverse transcription polymerase chain reaction (RT-PCR) in Turkey. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 22: 45.
- CE (2001/183/CE)**, 2001. Decisión de la Comisión, de 22 de febrero de 2001, por la que se establecen los planes de muestreo y los métodos de diagnóstico para la detección y

confirmación de determinadas enfermedades de los peces y se deroga la Decisión 92/532/CEE (Texto pertinente a efectos del EEE) [notificada con el número C(2001) 426].

- Chinabut, S.** y Roberts, R.J. 1999. *Pathology and histopathology of Epizootic Ulcerative Syndrome* (EUS). AAHRI, Bangkok. 33 pp.
- Cipriano, R.C.** y Bertolini, J. 1988. Selection for virulence in the fish pathogen *Aeromonas salmonicida* using Coomassie brilliant blue agae. *J. Wildl. Dis.*, 24, 676- 678.
- Cipriano, R.C.** y Blanch, A.R. 1989. Different structural characteristics in the cell envelope of the fish pathogen *Aeromonas salmonicida*. *Microbios Lett.*, 40, 87-95.
- Cipriano, R.C.** y Bullock, G.L., 2001. Furunculosis and other diseases caused by *Aeromonas salmonicida*. Fish Disease Leaflet 66, USGS/Leetown Science Center, National Fish Health Research Laboratory, Kearneysville, West Virginia, 33 pp.
- Cuadrado, M.,** Albinyana, G., Padrós, F., Redondo, M.J., Sitjà-Bobadilla, A., Alvarez-Pellitero, P., Palenzuela, O., Diamant, A. y Crespo, S., 2007. An unidentified epi-epithelial myxosporean in the intestine of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Parasitol. Res.*, 101, 403-411.
- Cutrín, J.M.,** Barja, J.L., Nicholson, B.L., Bandín, I., Blake, S. y Dopazo, C.P., 2004. Restriction fragment length polymorphisms and sequence analysis: an approach for genotyping infectious pancreatic necrosis virus reference strains and other Aquabirnaviruses isolated from north-western Spain. *Appl. Environ. Microbiol.*, 70, 1059-1067.
- Cutrín, J.M.,** Dopazo, C.P., Thiéry, R., Leao, P., Oliveira, J.G., Barja, J.L. y Bandín, I. 2007. Emergence of pathogenic betanodaviruses belonging to the SJNNV genogroup in farmed fish species from the Iberian Peninsula. *J. Fish Dis.*, 30, 225-232.
- Deering, R.E.,** Arakawa, C.K., Oshima, K.H., O'Hara, P.J., Landolt, M.L. y Winton, J.R. 1991. Development of a biotinylated DNA probe for detection and identification of infectious hematopoietic necrosis virus. *Dis. Aquat. Org.*, 11, 57-65.
- Diamant, A.,** Ram, S. y Paperna, I., 2006. Experimental transmission of *Enteromyxum leei* to freshwater fish. *Dis. Aquat. Org.*, 72, 171-178.
- Dishon, A.,** Perelberg, A., Bishara-Shieban, J., Ilouze, M., Davidovich, M., Werker, S. y Kotler, M., 2005. Detection of carp interstitial nephritis and gill necrosis virus in fish droppings. *Appl. Environ. Microbiol.*, 71, 7285-7291.
- Dixon, P.F.,** Joiner, C.L., Le Deuff R.M., Longshaw, C.B., Steedman, L.C., Stone, D.M. y Way, K., 2004. Development of a Polymerase Chain Reaction-based assay for the detection of Koi Herpes Virus DNA in formalin fixed, wax embedded archive tissues. *Biotechnologies for quality*. European Aquaculture Society, Special Publication no. 34. Aquaculture Europe 2004, Barcelona, Spain, 300-301.
- Dopazo, C.P.** y Bandín, I. 2010. Techniques of diagnosis of fish and shellfish virus and viral diseases. En: *Handbook of Seafood and Seafood Products* (L. Nollet, ed.), CRC Press, cap 32; 604-635.
- Dopazo, C.P.** y Barja, J.L., 2002. Diagnosis and identification of IPNV in salmonids by molecular methods. In: *Molecular Diagnosis of Salmonid Diseases*, Cunninham, C.O. (ed.). Kluwer Academic Publ., Dordrecht, The Netherlands, pp. 23-48.
- Eldar, A.,** Lawhon, S., Frelie, P.F., Assenta, L., Simpson, B.R., Varner, P.W. y Bercovier, H., 1997. Restriction fragment length polymorphisms of 16S rDNA and of whole rRNA genes (ribotyping) of *Streptococcus iniae* strains from the United States and Israel. *FEMS Microbiol. Lett.*, 151, 155-162.
- Emmenegger, E.J.,** Meyers, T.R., Burton, T.O. y Kurath, G. 2000. Genetic diversity and epidemiology

of infectious hematopoietic necrosis virus in Alaska. *Dis. Aquat. Org.*, 40, 163-176.

Engelsma, M.Y. y Haenen, O.L.M., 2005. KHVD, Diagnosis, Control, Research and Future in The Netherlands and Europe. *Bull. Fish. Res. Agency*, Suppl. no. 2, 13-14.

Faisal, M. y Ahne, W. 1984. Spring viraemia of carp virus (SVCV): comparison of immunoperoxidase, fluorescent antibody and cell culture isolation techniques for detection of antigen. *J. Fish Dis.*, 7, 57-64.

Gilad, O., Yun, S., Andree, K.B., Adkinson, M.A., Zlotkin, A., Bercovier, H., Eldar, A. y Hedrick, R.P., 2002. Initial characteristics of koi herpesvirus and development of a polymerase chain reaction assay to detect the virus in koi, *Cyprinus carpio* koi. *Dis. Aquat. Org.*, 48, 101-108.

Gilad, O., Yun, S., Zagmutt-Vergara, F.J., Leutenegger, C.M., Bercovier, H. y Hedrick, R.P., 2004. Concentrations of a koi herpesvirus (KHV) in tissues of experimentally infected *Cyprinus carpio* koi as assessed by real-time TaqMan PCR. *Dis. Aquat. Org.*, 60, 179-187.

Gomez, D.K., Sato, J., Mushiake, K., Isshiki, T., Okinaka, Y. y Nakai, T., 2004. PCR-based detection of betanodaviruses from cultured and wild marine fish with no clinical signs. *J. Fish Dis.*, 27, 603-608.

González, M.P., Sanchez, X., Ganga, M.A., Lopez-Lastra, M., Jashes, M. y Sandino, A.M., 1997. Detection of the infectious hematopoietic necrosis virus directly from infected fish tissues by dot blot hybridization with a non-radioactive probe. *J. Virol. Methods*, 65, 273-279.

Gray, W.L., Mullis, L., LaPatra, S.E., Groff, J.M. y Goodwin, A., 2002. Detection of koi herpesvirus DNA in tissues of infected fish. *J. Fish Dis.*, 25, 171-178.

Gunimaladevi, I., Kono, T., Venugopal, M.N. y Sakai, M., 2004. Detection of koi herpesvirus in common carp, *Cyprinus carpio* L., by loop-mediated isothermal amplification. *J. Fish Dis.*, 27, 583-589.

Gustafson, C.E., Thomas, C.J. y Trust, T.J., 1992. Detection of *Aeromonas salmonicida* from fish by using polymerase chain reaction amplification of the virulence surface array protein gene. *Appl. Environ. Microbiol.*, 58, 3816-3825.

Hasegawa, S.T., Somamoto, T., Nakayasu, C., Nakanishi, T. y Okamoto, N., 1997. A cell line (CFK) from fin of isogenic ginbuna crucian carp. *Fish Pathol.*, 32, 127-128.

Hedrick, R.P., Gilad, O., Yun, S., Spangenberg, J.V., Marty, G.D., Nordhausen, R.W., Kebus, M.J., Bercovier, H. y Eldar, A., 2000. A herpesvirus associated with mass mortality of juvenile and adult koi, a strain of a common carp. *J. Aquat. Anim. Health*, 12, 44-57.

Heppell, J., Berthiaume, L., Tarrab, E., Lecomte, J. y Arella, M., 1992. Evidence of genomic variations between infectious pancreatic necrosis virus strains determined by restriction fragments profiles. *J. Gen. Virol.*, 73, 2863-2870.

Hill, B.J. y Way, K., 1995. Serological classification of infectious pancreatic necrosis (IPN) virus and other aquatic birnaviruses. *Ann. Rev. Fish Dis.*, 5, 55-77.

Hiney, M., Dawson, M.T., Heery, D.M., Smith, P.R., Gannon, F. y Powell, R. 1992. DNA probe for *Aeromonas salmonicida*. *Appl. Environ. Micro.*, 58, 1039-1042.

Hoffmann, R.W., El-Matbouli, M. y Soliman, H., 2004. Detection and isolation of KHV in Continental Europe. Report of International Workshop on Koi Herpesvirus, London, 12-13 Feb 2004, p. 11. [http://www.hyggedam.dk/historien/KHV_london120204.pdf].

Hostnik, P., Barlic-Maganja, D., Strancar, M., Jencic, V., Toplak, I. y Grom, J., 2002. Influence of

storage temperature on infectious hematopoietic necrosis virus detection by cell culture isolation and RT-PCR methods. *Dis Aquat. Org.*, 52, 179-184.

Hutoran, M., Ronen, A., Perelberg, A., Ilouze, M., Dishon, A., Bejerano, I., Chen, N. y Kotler, M., 2005. Description of an as yet unclassified DNA virus from diseased *Cyprinus carpio* species. *J. Virol.*, 79, 1983-1991.

Iglesias R., Paramá, A., Álvarez, M.F., Leiro, J., Aja, C. y Sanmartín, M.L. 2003. *In vitro* growth requirements for the fish pathogen *Philasterides dicentrarchi* (Ciliophora, Scuticociliatida). *Vet. Parasitol.*, 111, 19-30.

Iglesias, R., Paramá, A., Alvarez, M.F., Leiro, J., Fernández, J. y Sanmartín, M.L., 2001. *Philasterides dicentrarchi* (Ciliophora, Scuticociliatida) as the causative agent of scuticociliatosis in farmed turbot *Scophthalmus maximus* in Galicia (NW Spain). *Dis. Aquat. Org.*, 46, 47-55.

Kanai, K., Notohara, M., Kato, T., Shutou, K. y Yoshikoshi, K., 2006. Serological characterization of *Streptococcus iniae* strains isolated from cultured fish in Japan. *Fish Pathol.*, 41, 57-66.

Klesius, P., Evans, J., Shoemaker, C., Yeh, H., Goodwin, A.E., Adams, A. y Thompson, K., 2006. Rapid detection and identification of *Streptococcus iniae* using a monoclonal antibody-based indirect fluorescent antibody technique. *Aquaculture*, 258, 180-186.

Lilley, J.H., Callinan, R.B., Chinabut, S., Kanchanakhan, S., MacRae, I.H. y Phillips, M.J. 1998. *Epizootic ulcerative syndrome (EUS) technical handbook*. Aquatic Animal Health Research Institute, Bangkok, Thailand.

López-Vázquez, C., Dopazo, C.P., Oliveira, J.G., Barja, J.L. y Bandín, I. 2006. Development of a rapid, sensitive and non-lethal diagnostic assay for the detection of viral haemorrhagic septicaemia virus. *J. Virol. Methods*, 133, 167-174.

Mata, A.I., Blanco, M.M., Domínguez, L., Fernández-Garayzábal, J.F. y Gibello, A., 2004. Development of a PCR assay for *Streptococcus iniae* based on the lactate oxidase (*lctO*) gene with potential diagnostic value. *Vet. Microbiol.*, 101, 109-116.

McCarthy, D.H., 1975. Detection of *Aeromonas salmonicida* antigen in diseased fish tissue. *J. Gen. Micro.*, 88, 384 - 386.

Miller, T.A., Rapp, J., Wastlhuber, U., Hoffmann, R.W. y Enzmann, P-J., 1998. Rapid and sensitive reverse transcriptase-polymerase chain reaction based detection and differential diagnosis of fish pathogenic rhabdoviruses in organ samples and cultured cells. *Dis. Aquat. Org.*, 34, 13-20.

Munday, B.L., Kwang, J. y Moody, N., 2002. Betanodavirus infections of teleost fish: a review. *J. Fish Dis.*, 25, 127-142.

Neukirch, M., Böttcher, K. y Bunnajirakul, S., 1999. Isolation of a virus from koi with altered gills. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 19, 221-224.

Neukirch, M. y Kunz, U., 2001. Isolation and preliminary characterization of several viruses from koi (*Cyprinus carpio*) suffering gill necrosis and mortality. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 21, 125-135.

Nishizawa, T., Mori, K., Furuhashi, M., Nakai, T., Furusawa, I. y Muroga, K, 1995. Comparison of the coat protein genes of five fish nodaviruses, the causative agents of viral nervous necrosis in marine fish. *J. Gen. Virol.*, 76, 1563-1569.

Oakey, H.J, Ellis, J.T. y Gibson, L.F., 1998. The development of random DNA probes specific for *Aeromonas salmonicida*. *J. Appl. Microbiol.*, 84, 37-46.

- Oidtmann, B.**, Steinbauer, G.S. y Hoffmann, R.W. 2008. Experimental infection and detection of *Aphanomyces invadans* in European catfish, rainbow trout and European eel. *Dis. Aquat. Org.*, 82, 185-207
- OIE** (Office International des Epizooties), 2010. Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos 2010 [online, en inglés]; <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-acuatico/acceso-en-linea>.
- Overturf, K.**, LaPatra, S. y Powell, M., 2001. Real-time PCR for the detection and quantitative analysis of IHNV in salmonids. *J. Fish Dis.*, 24, 325-333.
- Padrós, F.**, Palenzuela, O., Hispano, C., Tosas, O., Zarza, C., Crespo, S. y Alvarez-Pellitero, P., 2001. *Myxidium leei* (Myxozoa) infections in aquarium-reared Mediterranean fish species. *Dis. Aquat. Org.*, 47, 57-62.
- Palenzuela, O.**, Agnetti, F., Albiñana, G., Alvarez-Pellitero, P., Athanassopoulou, F., Crespo, S., Diamant, A., Ghittino, C., Golomazou, H., Le Breton, A., Lipshitz, A., Marques, A., Padrós, F., Ram, S. y Raymond, J.C., 2004. Applicability of PCR screening for the monitoring of *Enteromyxum leei* (Myxozoa) infection in Mediterranean aquaculture: an epidemiological survey in sparid facilities. In: Aquaculture Europe International Conference. Biotechnology for Quality. Adams and Olafsen (eds.). EAS Special publication 2004: extended abstracts. Barcelona, August 2004.
- Palenzuela, O.**, Yoshinaga, T. y Alvarez-Pellitero, P., 2005. Conserved rDNA gene sequences among parasitic scuticociliates of flatfish. What, if anything, is *Philasterides dicentrarchi*? In: Abstracts of the EAAP 12th International Conference, Diseases of Fish and Shellfish, Copenhagen, 11-16 Sept, 2005, p 70.
- Palenzuela, O.**, Redondo, M.J., López, E. y Alvarez-Pellitero, P., 2007. Cultured sole, *Solea senegalensis* is susceptible to *Enteromyxum scophthalmi*, the myxozoan parasite causing turbot emaciative enteritis. *Parasitologia*, 49, 73.
- Paramá, A.**, Arranz, J.A., Alvarez, M.F., Sanmartín, M.L. y Leiro, J., 2006. Ultrastructure and phylogeny of *Philasterides dicentrarchi* (Ciliophora, Scuticociliatia) from farmed turbot in NW Spain. *Parasitol.*, 3, 1-10.
- Phadee, P.**, Kurata, O., Hatai, K., Hirono, I. y Aoki, T. 2004. Detection and identification of fish-pathogenic *Aphanomyces piscicida* using polymerase chain reaction (PCR) with species-specific primers. *J. Aquat. Anim. Health*, 16, 220-230.
- Pikarsky, E.**, Ronen, A., Abramowitz, J., Levavi-Sivan, B., Hutoran, M., Shapira, Y., Steinitz, M., Perelberg, A., Soffer, D. y Kotler, M., 2004. Pathogenesis of acute viral disease induced in fish by carp interstitial nephritis and gill necrosis virus. *J. Virol.*, 78, 9544-9551.
- Purcell, M.K.**, Hart, S.A., Kurath, G. y Winton, J.R., 2006. Strand-specific, real-time RT-PCR assays for quantification of genomic and positive-sense RNAs of the fish rhabdovirus, infectious hematopoietic necrosis virus. *J. Virol. Meth.*, 132, 18-24.
- Quiroga, M.I.**, Redondo, M.J., Sitjà-Bobadilla, A., Palenzuela, O., Riaza, A., Macías, A., Vázquez, S., Pérez, A., Nieto, J.M., y Alvarez-Pellitero, P., 2006. Risk factors associated with *Enteromyxum scophthalmi* (Myxozoa) infection in cultured turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Parasitol.*, 133, 433-442.
- Roberts, R.J.**, Willoughby, L.G. y Chinabut, S., 1993. Mycotic aspects of epizootic ulcerative syndrome (EUS) of Asian fishes. *J. Fish Dis.*, 16, 169-183.
- Sano, M.**, Ito, T., Kurita, J., Yanai, T., Watanabe, N., Miwa, S. y Iida, T., 2004. First detection of koi herpesvirus in cultured common carp *Cyprinus carpio* in Japan. *Fish Pathol.*, 39, 165-167.
- Sitjà-Bobadilla, A.**, Redondo, M.J., Macías, M.A., Ferreiro, I., Riaza, A. y Alvarez-Pellitero, P.,

2004. Development of immunohistochemistry and enzyme-linked immunosorbent assays for the detection of circulating antibodies against *Enteromyxum scophthalmi* (Myxozoa) in turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Fish Shellfish Immunol.*, 17, 335-345.

Sitjà-Bobadilla, A., Diamant, A., Palenzuela, O. y Alvarez-Pellitero, P., 2007a. Host factors and experimental conditions on the horizontal transmission of *Enteromyxum leei* (Myxozoa) to gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) and European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *J. Fish Dis.*, 29, 1-8.

Sitjà-Bobadilla, A., Palenzuela, O., Macías, M.C., Riaza, A. y Alvarez-Pellitero, P., 2007b. Acquired protective immunity to *Enteromyxum scophthalmi* (Myxozoa) is related to specific antibodies in turbot, *Psetta maxima* (Pisces: Teleostei). *Scand. J. Immunol.*, 66, 26-34.

Sitjà-Bobadilla, A., Palenzuela, O. y Alvarez-Pellitero, P., 2008. Immune response of turbot, *Scophthalmus maximus* (L.) (Pisces: Teleostei), to formalin-killed scuticociliates (Ciliophora) and adjuvanted formulations. *Fish Shellfish Immunol.*, 24, 1-10.

Snow, M., Bain, N., Black, J., Taupin, V., Cunningham, C.O., King, J.A., Skall, H.F. y Raynard, R.S. 2004. Genetic population structure of marine viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV). *Dis. Aquat. Org.*, 61, 11-21.

Soliman, H. y El-Matbouli, M., 2005. An inexpensive and rapid diagnostic method of Koi Herpesvirus (KHV) infection by loop-mediated isothermal amplification. *J. Virol.*, 2, 83; acceso a: <http://www.virologyj.com/content/2/1/83>.

Stone, D.M., Ahne, W., Denham, K.L., Dixon, P.F., Liu, C.T.Y., Sheppard, A.M., Taylor, G.R. y Way, K., 2003. Nucleotide sequence analysis of the glycoprotein gene of putative and pike fry rhabdovirus isolates reveals four genogroups. *Dis. Aquat. Org.*, 53, 203-210.

Thiéry, R., Copien, J., de Boisséson, C., Kerbart-Boscher, S., y Névarez, L., 2004. Genomic classification of new betanodavirus isolates by phylogenetic analysis of the coat protein gene suggests a low host-fish species specificity. *J. Gen. Virol.*, 85, 3079-3087.

Tu, C., Weng, M.C., Shiau, J.R. y Lin, S.Y., 2004. Detection of koi herpesvirus in koi *Cyprinus carpio* in Taiwan. *Fish Pathol.*, 39, 109-110.

Vandersea, M.W., Litaker, R.W., Yonnish, B., Sosa E., Landsberg, J.H., Pullinger, C., Moon-Butzin, P., Green, J., Morris, J.A., Kator, H., Noga, E.J., y Tester, P.A., 2006. Molecular assays for detecting *Aphanomyces invadans* in ulcerative mycotic fish lesions. *Appl. Environ. Microbiol.*, 72, 1551-1557.

Vázquez, S., Redondo, M.J., Palenzuela, O., Quiroga, M.I., Alvarez-Pellitero, P. y Nieto, J.M., 2005. Detección de ácidos nucleicos de *Enteromyxum scophthalmi* en intestino de rodaballos (*Scophthalmus maximus*) mediante la técnica de hibridación in situ (HIS). XVII Reunión de SEAPV, Jarandilla de la Vera (Cáceres), Junio 2005.

Vestergaard-Jorgensen, P.E., Olesen, N.J., Ahne, W. y Lorentzen, N., 1989. SVC and PFR viruses. Serological examination of 22 isolates indicates close relationship between the two rhabdoviruses. In: Ahne, W. y Kurstak, E. (eds.), *Viruses of Lower Vertebrates*, Springer-Verlag, Berlin, Germany, pp.349-366.

Way, K., 1991. Rapid detection of SVC virus antigen in infected cell cultures and clinically diseased carp by the enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). *J. Appl. Ichthyol.*, 7, 95-107.

Way, K., Beevers, N.D., Joiner, C.L., Longshaw, C.B., St-Hilaire, S., Stone, D.M., Denham, K.L. y Dixon, P.F., 2004a. Koi herpesvirus in the UK: Detection in archive tissue samples and spread of the virus to wild carp. Abstract, 6th *International Symposium on Viruses of Lower Vertebrates*, Hakodate, Japan, September 2004.

Way, K., Le Deuff, R.-M, Ecclestone, L., Feist, S.W., Dixon, P.F., Wildgoose, W.H. y Hedrick, R.P.,

2001. Isolation of a herpesvirus during disease outbreaks in adult koi carp, *Cyprinus carpio*, in the UK. Abstract at the 10th EAFP International Conference - Fish and Shellfish Diseases, Dublin, Sept 2001.

Way, K., Le Deuff, R.-M., Stone, D.M., Denham, K.L. y St-Hilaire, S., 2004b. Koi herpesvirus: Diagnostics and research at the CEFAS Weymouth laboratory 2000 – 2003. Report of the International Workshop on Koi Herpesvirus, London, 12-13 February 2004, 15-16, [\[http://www.hyggedam.dk/historien/KHV_london120204.pdf\]](http://www.hyggedam.dk/historien/KHV_london120204.pdf).

Willoughby, L.G., 1994. Fungi and Fish Diseases. *Pisces Press, Stirling*, 57 pp.

Yanagida, T., Palenzuela, O., Hirae, T., Yokoyama, H. y Ogawa, K., 2008. Myxosporean emaciation disease of cultured red sea bream *Pagrus major* and spotted knifejaw *Oplegnathus punctatus*. *Fish Pathol.*, 43, 45-48.

Yasuda, H., Ooyama, K., Nakamura, A., Iwata, K., Palenzuela, O. y Yokoyama H., 2005. Occurrence of the myxosporean emaciation disease caused by *Enteromyxum leei* in cultured Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Fish Pathol.*, 40, 175-180.

Yuasa, K., Sano, M., Kurita, J., Ito, T. y Iida, T., 2005. Improvement of a PCR method with the Sph 1-5 primer set for the detection of koi herpesvirus (KHV). *Fish Pathol.*, 40, 37-39.

Anexo 4.2 Métodos de diagnóstico para las enfermedades de moluscos

4.2 a MOLUSCOS - métodos de detección publicados

PATÓGENO (y si figura en la lista I ^a (exóticas) o lista II ^b (no exóticas) de la Directiva 2006/88 y RD 1614/2008)	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	ESPECIES SENSIBLES (y si presente en España)	MÉTODOS DE DETECCIÓN PUBLICADOS	Referencias
GESAC Grupo 1 (riesgo alto)¹				
<i>Haplosporidium nelsoni</i>	Canadá (Nova Scotia), Corea, EEUU (Costa Atlántica y California), Europa (Francia y Holanda), Kuwait, Japón	Ostra del este de los EEUU (<i>Crassostrea virginica</i>), Ostión del Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Histología, ELISA, TEM, hibridización <i>in situ</i> (ISH), PCR, secuencia	Stokes <i>et al.</i> , 1995; Renault <i>et al.</i> , 2000; Bower, 2007b
<i>Nocardia crassostreae</i> (Nocardiosis de la ostra Pacífica)	Canadá (BC), EEUU, Europa, (Holanda), Japón	Ostión del Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>), Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>), ¿Mejillón común (<i>Mytilus edulis</i>)*?	Improntas, histología, PCR, cultivo (BHI)	*Diggles <i>et al.</i> , 2002; Bower <i>et al.</i> , 2005; Bower, 2006
GNVD/HIVD/ Iridovirus	Europa (España , Francia, Portugal, Reino Unido)	Ostión del Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>), ¿Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>)?, ¿Ostra portugués (<i>Crassostrea angulata</i>)?	Histología, TEM	Bower, 2001; Raidal <i>et al.</i> , 2004
GESAC Grupo 2 (riesgo regional)				
<i>Haplosporidium montforti</i>	Europa (España - Galicia)	Abalone - oreja del mar (<i>Haliotis tuberculata</i>)	Histología, SEM, TEM, PCR, SSU rRNA	Azevedo <i>et al.</i> , 2006a
<i>Perkinsus mediterraneus</i>	Europa (España , Francia - costas mediterráneas)	Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>), ¿Ostra portugués (<i>Crassostrea angulata</i>)?	Histología, TEM, secuencia, cultivo (bránquia, corazón), PCR	Casas <i>et al.</i> , 2004; Abollo <i>et al.</i> , 2006; Bower, 2007e; Casas <i>et al.</i> , 2008

¹ Después de episodios de mortalidades altas en ostión (*Crassostrea gigas*) relacionados con Herpesvirus, este patógeno fue reconsiderado y, como consecuencia, se ha incorporado al Grupo 1 (riesgo alto) pero no ha sido posible detallar sus métodos de diagnóstico consensuados

PATÓGENO (y si figura en la lista I ^a (exóticas) o lista II ^b (no exóticas) de la Directiva 2006/88 y RD 1614/2008)	DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA	ESPECIES SENSIBLES (y si presente en España)	MÉTODOS DE DETECCIÓN PUBLICADOS	Referencias
<i>Perkinsus olseni/atlanticus</i>	Australia (Este y Sur), Corea, EEUU, Europa (España , Francia, Italia y Portugal), Japón Nueva Zelanda, Tailandia, y Uruguay	Abalone - oreja del mar: labios negros (<i>Haliotis ruber</i>), torneo (<i>H. cyclobates</i>), (<i>H. scalaris</i>), manto/ borde verde (<i>H. laevigata</i>); almeja arca (<i>Anadara trapezia</i>), almeja japonesa (<i>Ruditapes philippinarum</i>), almeja fina (<i>R. decussatus</i>), <i>Ruditapes</i> spp., <i>Tridacna</i> spp., <i>Mya</i> sp., berberecho	Histología, PCR, hibridización <i>in situ</i> (ISH), secuencia, cultivo (no específico)	Audemard et al., 2004 Bower, 2007f; Bower, 2007g; Moss, 2007
<i>Marteilia refringens</i> ^b	Europa (Croacia, España , Francia, Grecia, Portugal y Italia) y Marruecos	Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Histología, TEM, hibridización <i>in situ</i> (ISH), PCR	Grizel et al., 1974; Le Roux et al., 1999; Berthe et al., 2000; Zrncic et al., 2001
		Mejillón azul/común (<i>Mytilus edulis</i>)	Histología, TEM, hibridización <i>in situ</i> (ISH), PCR	Comps et al., 1975; Le Roux et al., 2001
		Mejillón mediterráneo (<i>Mytilus galloprovincialis</i>)	Histología, TEM, hibridización <i>in situ</i> (ISH), PCR	Comps et al., 1982; Villalba et al., 1993; Zrncic et al., 2001
<i>Bonamia ostreae</i> ^b	Canadá (BC), EEUU (California, Maine y Washington), Europa (España - Galicia , Francia, Holanda, Irlanda, Italia, Reino Unido) y Marruecos	Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>), Ostra plana argentina (<i>Ostrea puelchana</i>), Ostra australiana (<i>O. angasi</i>), Ostra plana chilena (<i>O. chilensis</i>), Ostra asiática (<i>O. denselamellosa</i>)	Histología, TEM, hibridización <i>in situ</i> (ISH), PCR	Pichot et al., 1980; Grizel et al., 1983; Bougrier et al., 1986; Bucke y Hepper, 1987; Pascual et al., 1991; Cochennec et al., 2000; Balseiro et al., 2006; Corbeil et al., 2006; Bower, 2007a
<i>Mikrocytos mackini</i> ^a	Canadá (Estrecho de Georgia, Isla de Vancouver)	Ostra plana europea (<i>Ostrea edulis</i>)	Histología	Bower et al., 1997; Bower, 2007d
	Canadá (Estrecho de Georgia, Isla de Vancouver)	Ostra del este de los EEUU (<i>Crassostrea virginica</i>)	Histología	
	Canadá (Estrecho de Georgia, Isla de Vancouver), EEUU (Washington)	Ostión del Pacífico (<i>Crassostrea gigas</i>)	Histología, hibridización <i>in situ</i> (ISH), PCR	
	Canadá (Estrecho de Georgia, Isla de Vancouver)	Ostra Olimpia (<i>Ostreola conchaphila</i> = <i>O. lurida</i>)	Histología	

¹ Después de episodios de mortalidades altas en ostión (*Crassostrea gigas*) relacionados con Herpesvirus, este patógeno fue reconsiderado y, como consecuencia, se ha incorporado al Grupo 1 (riesgo alto) pero no ha sido posible detallar sus métodos de diagnóstico consensuados

4.2 b MOLUSCOS - métodos de detección recomendados

Se presenta a continuación una tabla que recoge los métodos de diagnóstico (detección y confirmatorio), para los programas de seguimiento de las enfermedades de la lista de GESAC, bien sea según las recomendaciones de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE, 2010¹) en el caso de las de declaración obligatoria (EDO) o según los protocolos consensuados entre los expertos de los grupos de trabajo (ver anexo 3.2) y los miembros del proyecto GESAC, incluido el Laboratorio Nacional de Referencia.

ENFERMEDAD/ PATÓGENO	MÉTODO DE DETECCIÓN ²	MÉTODO CONFIRMATORIO	Referencias
GESAC Grupo 1 (riesgo alto)³			
<i>Haplosporidium nelsoni</i>	Histología, PCR	Un resultado positivo con histología (esporas) o un resultado positivo con histología (plasmodio) combinado con PCR o hibridización in situ	LNR/GESAC
<i>Nocardia crassostreae</i> (Nocardiosis de la ostra Pacífica)	Improntas de pústulas, histología, cultivo	Histología, PCR ⁴	LNR/GESAC
GNVD/HIVD/Iridovirus	Histología	Histología, microscopía electrónica	LNR/GESAC
GESAC Grupo 2 (riesgo regional)			
<i>Haplosporidium montforti</i>	Histología	Histología, PCR	LNR/GESAC
<i>Perkinsus mediterraneus</i>	Histología, PCR	Histología, PCR	LNR/GESAC
<i>Perkinsus olseni/atlanticus</i>	Cultivo, PCR, sonda de ADN	PCR, secuenciación, sonda de ADN	OIE, 2010
<i>Marteilia refringens</i>	Improntas húmedas (glándula digestiva o heces) para etapas avanzadas de la infección, histología, PCR	Histología y hibridización in situ, sonda de ADN, PCR, secuenciación	OIE, 2010
<i>Bonamia ostreae</i>	Improntas de tejidos (corazón y branquias), histología, PCR	Improntas de tejido, histología con un resultado positivo por PCR-RFLP, microscopía electrónica, sonda de ADN, secuenciación	OIE, 2010
<i>Mikrocytos mackini</i>	Improntas de pústulas (etapa avanzada de la infección), histología	Histología, PCR o hibridización in situ combinado con un resultado positivo con microscopía electrónica de transmisión. Secuenciación de la región SSU se recomienda como escalón final para su confirmación.	LNR/GESAC

² Los métodos de vigilancia podrían ser diferentes según la sensibilidad de la prueba. Por ejemplo, en algunos casos, los signos evidentes, la histología o, incluso, la PCR no son recomendados para un seguimiento.

³ Después de episodios de mortalidades altas en ostión (*Crassostrea gigas*) relacionados con Herpesvirus, este patógeno fue reconsiderado y, como consecuencia, se ha incorporado al Grupo 1 (riesgo alto) pero no ha sido posible detallar sus métodos de diagnóstico consensuados.

⁴ La técnica de cultivo es complicada y la de improntas solamente vale en casos de infección avanzada. Por lo tanto, las técnicas recomendadas son histología y PCR (N. Carrasco, com. pers.)

¹ OIE Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos (2010); <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-acuatico/acceso-en-linea> [en inglés y la versión más reciente]

Adicionalmente, las técnicas diagnósticas para las enfermedades de moluscos listadas por la legislación, pero no incluidas en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC : se pueden encontrar en el manual de la OIE, en los siguientes vínculos:

a) *Bonamia exitiosa* (Bonamiosis; infección por *B. exitiosa*).

OIE (2010; la versión más actualizada en inglés):

http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.4.02_B_EXIT.pdf

b) *Perkinsus marinus* (Perkinsosis; infección por *P. marinus*)

OIE (2010; la versión más actualizada en inglés):

http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.4.05_P_MARINUS.pdf

Bibliografía: métodos de detección y protocolos genéricos para moluscos

- Abollo**, E., Casas, S.M., Ceschia, G. y Villalba, A., 2006. Differential diagnosis of *Perkinsus* species by polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism assay. *Mol. Cell. Probes.*, 20, 323-329.
- Audemard**, C., Reece, K.S., y Burrenson, E.M., 2004. Real-time PCR for the detection and quantification of the protistan parasite *Perkinsus marinus* in environmental waters. *Appl. Environ. Microbiol.*, 70, 6611-6618.
- Azevedo**, C., Balseiro, P., Casal, G., Gestal, C., Aranguren, R., Stokes, N.A., Carnegie, R.B., Novoa, B., Burrenson, E.M. y Figueras, A.J., 2006a. Ultrastructural and molecular characterization of *Haplosporidium montforti* n.sp., parasite of the European abalone *Haliotis tuberculata*. *J. Invertebr. Pathol.*, 92, 23-32.
- Azevedo**, C., Conchas, R.F., Tajdari, J. y Montes, J., 2006b. Ultrastructural description of new Rickettsia-like organisms in the commercial abalone *Haliotis tuberculata* (Gastropoda: Haliotidae) from the NW of Spain. *Dis. Aquat. Org.*, 71, 233-237.
- Balseiro**, P., Fernández Conchas, R., Montes, J., Gómez-León, J., Novoa, B. y Figueras, A., 2006. Comparison of diagnosis techniques for the protozoan parasite *Bonamia ostreae* in flat oyster *Ostrea edulis*. *Aquaculture*, 261, 1135-1143.
- Berthe**, F.C.J., Le Roux, F., Peyretailade, E., Peyret, P., Rodriguez, D., Gouy, M. y Vivarès, C.P., 2000. The existence of the phylum Paramyxia (Desportes and Perkins, 1990) is validated by the phylogenetic analysis of the *Marteilia refringens* small subunit ribosomal RNA. *J. Eukar. Microbiol.*, 47, 288-293.
- Bougrier**, S., Tigé, G., Bachère, E. y Grizel, H., 1986. *Ostrea angasi* acclimatisation to French coasts. *Aquaculture*, 58, 151-154.
- Bower**, S.M., 2001. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: Gill disease of Portuguese oysters
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/gilldpooy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2006. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: Nocardiosis of oysters.
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/nocardoy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2007a. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Bonamia ostreae* of oysters
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/bonostoy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2007b. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Haplosporidium nelsoni* (MSX) of oysters.
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/hapneloy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2007c. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Marteilia refringens/maurini* of mussels.
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/mrmaurmu-eng.htm>.

- Bower**, S.M., 2007d. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Mikrocytos mackini* (Denman Island Disease) of oysters. <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especes/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/mikmacoy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2007e. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Perkinsus* sp. of European flat oysters. <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especes/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/perkinfoy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2007f. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Perkinsus olseni* of abalone. <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especes/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/perkolab-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2007g. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Perkinsus* of clams and cockles. <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especes/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/perkincc-eng.htm>.
- Bower**, S.M., Goh, B. Meyer, G.R. Carnegie, R.B. y Gee, A., 2005. Epizootiology and detection of nocardiosis in oysters. En: P. Walker, R. Lester y M.G. Bondad-Reantaso (ed). Diseases in Asian Aquaculture V, 249-262. Fish Health Section, Asian Fisheries Society, Manila.
- Bower**, S.M., Hervio, D. y Meyer, G.R., 1997. Infectivity of *Mikrocytos mackini*, the causative agent of Denman Island disease in Pacific oysters *Crassostrea gigas*, to various species of oysters. *Dis. Aquat. Org.*, 29, 111-116.
- Bucke**, D. y Hepper, B., 1987. *Bonamia ostreae* infecting *Ostrea lutaria* in the UK. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 7, 79-80.
- Carnegie**, R., Barber, B.J., Culloty, S.C., Figueras, A.J. y Distel, D.L., 2000. Development of a PCR assay for detection of the oyster pathogen *Bonamia ostreae* and support for its inclusion in the Haplosporidia. *Dis. Aquat. Org.*, 42, 199-206.
- Carnegie**, R.B., Meyer, G.R., Blackburn, J., Cochennec-Laureau, N., Berthe, F.C.J., Bower, S.M. 2003. Molecular detection of the oyster parasite *Mikrocytos mackini* and a preliminary phylogenetic analysis. *Dis. Aquat. Org.*, 54, 219-227.
- Casas**, S.M., La Peyre, J.F., Reece, K.S., Azevedo, C. y Villalba, A., 2002. Continuous *in vitro* culture of the carpet shell clam *Tapes decussatus* protozoan parasite *Perkinsus atlanticus*. *Dis. Aquat. Org.*, 52, 217-231.
- Casas**, S.M., Grau, A., Reece, K.S., Apakupakul, K., Azevedo, C. y Villalba, A., 2004. *Perkinsus mediterraneus* n. sp., a protistan parasite of the European flat oyster *Ostrea edulis* from the Balearic Islands, Mediterranean Sea. *Dis. Aquat. Org.*, 58: 231-244.
- Casas**, S.M., Reece, K.S., Li, Y., Moss, J.A., Villalba, A. y La Peyre, J.F., 2008. Continuous culture of *Perkinsus mediterraneus*, a parasite of the European flat oyster *Ostrea edulis*, and characterization of its morphology, propagation, and extracellular proteins *in vitro*. *J. Eukaryot. Microbiol.*, 55, 34-43.
- Cochennec**, N., Le Roux, F., Berthe, F. y Gerard, A., 2000. Detection of *Bonamia ostreae* based on small subunit ribosomal probe. *J. Invertebr. Pathol.*, 76, 26-32.
- Comps**, M., Grizel, H., Tige, G. y Duthoit, J-L., 1975. Parasites nouveaux de la glande digestive des mollusques marins *Mytilus edulis* L. *Cardium edule* L. *C.r. Acad. Sci. Paris*, 281, 179-181

- Comps, M., Grizel, H. y Papayanni, Y., 1982.** Infection parasitaire causée par *Marteilia maurini* sp. n. chez la moule *Mytilus galloprovincialis*. International Council for Exploration of the Sea C.M. 1982/F: 24: 3 pp.
- Corbeil, S., Arzul, I., Diggle, B., Heasman, M., Chollet, B., Berthe F.C.J. y Crane, M.S.J., 2006.** Development of a TaqMan PCR assay for the detection of *Bonamia* species. *Dis. Aquat. Org.*, 71, 75-80.
- Diggle, B., Hine, P., Handley, S., y Boustead, N., 2002.** A handbook of diseases of importance to aquaculture in New Zealand. NIWA Science and Technology Series, 200 pp.
- Grizel, H., Comps, M., Bonami, J.R., Cousserans, F., Duthoit, J.L., y Le Pennec, M.A., 1974.** Recherche sur l'agent de la maladie de la glande digestive de *Ostrea edulis* Linne. *Sci. Pêche. Bull. Inst. Pêches marit.*, 240, 7-29.
- Grizel, H., Comps, M., Raguene, D., Le Borgne, Y., Tigé, G. y Martin, A.G., 1983.** Bilan des essais d'acclimatation d'*Ostrea chilensis* sur les côtes de Bretagne. *Rev. Trav. Inst. Pêches Marit.*, 46, 209-225.
- Howard, D.W., Lewis E.J., Keller B.J. y Smith C.S. 2004.** Histological techniques for marine bivalve mollusks and crustaceans. NOAA Tech. Memo. NOS NCCOS 5, 218 p.
- Le Roux, F., Lorenzo, G., Peyret, P., Audemard, C., Figueras, A., Vivarès, C., Gouy, M. y Berthe, F.C.J., 2001.** Molecular evidence for the existence of two species of *Marteilia* in Europe. *J. Eukaryot. Microbiol.*, 48, 449-454.
- 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.
- OIE (Office International des Epizooties), 2010.** Manual of Diagnostic Tests for Aquatic Animals 2010 [online, en ingles]; <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-acuatico/acceso-en-linea>.
- Pascual, M., Martin, A.G., Zampatti, E., Coatanea, D., Defossez, J. y Robert, R., 1991.** Testing of the *Argentina oyster*, *Ostrea puelchana*, in several French oyster farming sites. *ICES, Shellfish Comm.*, Copenhagen, Denmark. CM 1991/K, 30.
- Pichot, Y., Comps, M., Tigé, G., Grizel, H. y Rabouin, M.A., 1980.** Recherches sur *Bonamia ostreae* gen. n, sp. n., parasite nouveau de l'huître plate *Ostrea edulis* L. *Rev. Trav. Inst. Pêches Marit.*, 43, 131-140.
- Raidal, S., Cross, G., Fenwick, S., Nicholls, P., Nowak, B., Ellard, K. y Stephens, F., 2004.** Aquatic animal health: exotic disease training manual. Fisheries Research and Development Corporation and Murdoch University, FRDC Project 2002/645, 164 p.
- Renault, T.N., Stokes, N.A., Chollet, B., Cochennec, N., Berthe, F., Gérard, A. y Burreson, E.M., 2000.** Haplosporidiosis in the Pacific oyster *Crassostrea gigas* from the French Atlantic coast. *Dis. Aquat. Org.*, 42, 207-214.
- Stokes, N.A. y Burreson, E.M., 1995.** A sensitive and specific DNA probe for the oyster pathogen *Haplosporidium nelsoni*. *J. Eukaryot. Microbiol.*, 42, 350-357.
- Villalba, A., Mourelle, S.G., Carballal, M.J. y Lopez, M.C., 1993.** Effects of infection by the protistan parasite *Marteilia refringens* on the reproduction of cultured mussels *Mytilus galloprovincialis* in Galicia (NW Spain). *Dis. Aquat. Org.*, 17, 205-213.
- Zrncic, S., Le Roux, F., Oraic, D., Sostaric, B. y Berthe, F.C.J., 2001.** First record of *Marteilia* sp. in mussels *Mytilus galloprovincialis* in Croatia. *Dis. Aquat. Org.*, 44, 143-148.

4.3 a PECES - Procesado de las muestras de peces para realizar improntas de tejido, histología y cultivo

i) Improntas

Es importante practicar la técnica de improntas de tejido sobre un portaobjetos de vidrio inmediatamente después de sacrificar el pez. Después de fijar ligeramente las improntas de los órganos de interés con una fuente de calor, se puede proceder a su tinción con un colorante adecuado (p.ej. el uso de May-Grünwald-Giemsa para algunos parásitos).

En algunos casos, se puede practicar un frotis (p.ej. de la sangre), raspamiento (p.ej. de la mucosa intestinal) o aplastamiento (p.ej. las branquias o el cerebro) para buscar la presencia de parásitos a través del microscopio óptico en contraste de fases.

Incluso se ha podido identificar el virus KHV en improntas de hígado, riñón y cerebro de peces infectados, mediante la técnica de inmunofluorescencia (OIE, 2010).

ii) Histología

Las muestras de tejido para histología normalmente se fijan con formol (10% fosfato neutro tamponado), en un volumen de fijador que debe ser unas 10 veces superior al volumen del tejido a fijar. Después de la fijación se procede a la deshidratación del tejido pasándolo por una serie de alcoholes ascendente (70, 80, 90 y 100%), seguido por el aclarado en un solvente (p.ej. xilol) y un protocolo de impregnación en parafina para producir el bloque sólido que contiene el tejido, todo ello se realiza utilizando técnicas rutinarias estándares (en el apartado 4.3b se describen los pasos con detalle). Posteriormente, el bloque se corta con un microtomo, las secciones suelen ser de un grosor de entre 3 y 5 μm y tras colocarlas sobre un portaobjetos, se realiza un proceso de desparafinación, seguido de tinción posterior (p.ej. hematoxilina-eosina, azul de toluidina, Giemsa) y lectura con un microscopio óptico.

iii) Cultivo en medios de cultivo específicos

Una diagnosis definitiva de una supuesta cepa bacteriana, parásito u hongo requiere su aislamiento con técnicas de cultivo para su identificación posterior.

Aeromonas salmonicida

En el caso de *Aeromonas salmonicida*, las cepas típicas producen un pigmento marrón oscuro y son fáciles de aislar del riñón utilizando un medio de cultivo comercial como el agar tripticásico de soya (TSA), se incuba a una temperatura en torno a 22-25°C durante 48-72 h. La diferenciación de los tipos de colonias se facilita con la adición de 0.1% Azul Brillante de Coomasie (CBB) R-250. Las cepas virulentas de *A. salmonicida* llevan una capa de proteína-A que absorbe el CBB y las colonias desarrollan un color azul-violeta oscuro característico (Cipriano y Bertolini 1988; Cipriano y Blanch 1989).

Las cepas atípicas de *A. salmonicida* producen poco o ningún pigmento y son menos fáciles de cultivar. Es posible que estas cepas más fastidiosas necesiten cultivarse en TSA con la adición de sangre o suero sanguíneo. La mayoría de estas cepas atípicas proceden de los ciprínidos y tienen un requerimiento de grupo hemo en forma de hematoporfirina o hemoglobina.

Streptococcus iniae

El aislamiento de *Streptococcus iniae* es posible a partir de tejidos de: cerebro, bazo, riñón, hígado u ojo, en peces moribundos con síntomas de infección. Las muestras se toman con hisopos de algodón y se siembran en agar (TSA) que contiene 5% sangre estéril de oveja. Las placas de Petri se incuban a 25-30 °C durante 48-72 h. Las colonias producidas exhiben una zona de α -hemólisis y, a veces, una zona pequeña de β -hemólisis adicional.

Philasterides dicentrarchi

Véase Iglesias *et al.* (2003) y Álvarez-Pellitero *et al.* (2004) para los métodos de cultivo.

Aphanomyces invadens (EUS)

Hay dos métodos adecuados para el aislamiento de *Aphanomyces invadens* (OIE, 2010).

Método 1:

Las lesiones cutáneas elevadas, de color pálido y moderadas son las más apropiadas para realizar los aislamientos de oomicetos. Se quitan las escamas de la periferia de las lesiones y se cauteriza la piel subyacente con una espátula incandescente para esterilizar la superficie de la piel. Utilizando una hoja de bisturí estéril y unas pinzas estériles de punta fina, se practica un corte a través del estrato compacto que se halla debajo de la superficie cauterizada y, cortando en sentido horizontal y separando los tejidos superficiales se deja al descubierto el músculo subyacente. Se debe procurar que el instrumental no entre en contacto con la superficie exterior contaminada para evitar la contaminación del músculo subyacente. Utilizando procedimientos asépticos, se cortan trozos del músculo afectado de unos 2 mm³, y se colocan en una placa de Petri que contenga agar glucosa/peptona (GP) con penicilina G (100 unidades/mL) y ácido oxolínico (100 μ g/mL). Se sellan las placas, se incuban a temperatura ambiente o a 25 °C y se examinan a diario. Se transfieren de forma repetida las puntas de hifa emergentes a nuevas placas con agar GP hasta que los cultivos estén libres de contaminación.

Método 2:

Se pueden muestrear las lesiones ubicadas en el flanco o cola de peces de menos de 20 cm de largo dividiendo el pez en dos mitades con un bisturí esterilizado y cortando una sección al borde de la lesión. Se pone el bisturí en una llama hasta que se torne incandescente y con él se cauteriza la superficie visible del músculo. Se utiliza un bisturí de hoja pequeña para cortar un trozo en forma circular (2-4 mm³) del músculo que hay debajo de la lesión y se coloca en una placa de Petri con medio GP con 100 unidades/mL de penicilina K y 10 μ g/mL de ácido oxolínico. El instrumental no debe entrar en contacto con la superficie del pez. Se incuban a unos 25 °C y se examina al microscopio (preferiblemente con un microscopio invertido) antes de que transcurran 12 horas.

Se transfieren de forma repetida las puntas de hifa emergentes a placas con medio GP que contenga 12 g/l de agar técnico, 100 unidades/mL de penicilina K y 10 $\mu\text{g}/\text{mL}$ de sulfato de estreptomicina hasta obtener cultivos axénicos. Luego se pueden mantener a 10 °C en agar GP y subcultivar a intervalos de no más de 7 días. También se puede conservar el aislamiento de oomicetos a 25 °C en agar GY (1% de glucosa, 0,25% de extracto de levadura y agar al 1,5%) y transferirlo a agar GY fresco una vez al mes.

iv) Aislamiento de virus en cultivo celular (adaptado de la OIE, 2010)

a. Preparación de homogenados de tejidos

Según Dopazo y Bandín (2010).

b. Inoculación de monocapas celulares

Se prepara una dilución adicional de los sobrenadantes de homogeneizados del órgano al 1/10 en solución salina tamponada de Hanks (HBSS), se centrifuga y filtra sobre un filtro de membrana de 0.2 μm , y se transfiere un volumen apropiado de cada una de las dos diluciones a monocapas celulares semiconfluentes. La selección de la línea celular depende del tipo de virus a detectar (véase *tabla 4.2*). Se inocularán 100 μL de cada una de las diluciones en monocapas de células crecidas en placas de 48 o 24 pocillos.

Se deja que se adsorba durante 0.5-1 h y, sin retirar el inóculo, se añade el medio de cultivo celular tamponado a pH 7.6 y suplementado con 2-5% de suero fetal bovino (FCS) (1 mL/pocillo para placas de cultivo celular de 24 pocillos), y se incuba a una temperatura adecuada que suele estar entre 15-30 °C, según el virus (véase la *tabla 4.2*).

Si es necesario, el inóculo puede preincubarse con antisuero neutralizante contra los virus endémicos (p.ej. IPNV) (véase Directiva 2006/88/CE).

c. Control de la incubación

Se sigue el curso de la infección durante 7-10 días, mediante examen microscópico diario (40-100 aumentos) de cultivos control positivos y cultivos celulares inoculados con las muestras a diagnosticar. Se recomienda el uso de un microscopio de contraste de fases.

Se debe mantener el pH del medio del cultivo celular entre 7,3 y 7,6 durante la incubación. Esto se logra añadiendo al cultivo celular inoculado medio de tampón bicarbonato estéril (para frascos de cultivo celular con cierre hermético) o solución tamponada de Tris (para placas de cultivo celular) o, preferiblemente, utilizando medio tamponado HEPES (ácido N-2- hidroxietilpiperazina-N-2-etanosulfónico).

Si aparece efecto citopático (ECP) en cultivos celulares inoculados con diluciones de los sobrenadantes o los homogeneizados, se deben aplicar los procedimientos de identificación del virus.

Si no aparece efecto citopático a los 7-10 días de la incubación (excepto en cultivos celulares de control positivo) los cultivos inoculados deben subcultivarse durante otros 7 días.

d. Procedimientos de subcultivo

Se recogen alícuotas de medio de cultivo celular a partir de todas las monocapas inoculadas con homogeneizados de órganos. Cuando sea necesario, se debe repetir la prueba de neutralización para los virus endémicos.

Inocular monocapas de células, incubar y monitorizar como se describió anteriormente. Si no hay ECP, la prueba puede considerarse negativa.

Tabla 4.2. Virus, línea celular a utilizar y temperatura de incubación

VIRUS	LÍNEA CELULAR A UTILIZAR	TEMPERATURA DE INCUBACIÓN
IPNV	BF-2, CHSE-214, RTG-2	15 °C
VERV		
BFNNV	SSN-1 o E-11 (un clon celular de SSN-1)	15-20 °C
RGNNV	SSN-1 o E-11 (un clon celular de SSN-1)	25-30 °C
SJNNV	SSN-1 o E-11 (un clon celular de SSN-1)	20-25 °C
TPNNV	SSN-1 o E-11 (un clon celular de SSN-1)	20 °C
IHNV	EPC, BF-2	15 °C
KHV	KF-1, CaF-2, CCB	20 °C
SVCV	EPC, FHM	20 °C
VHSV	BF-2, FHM, RTG-2, EPC, CHSE-214	15 °C
ISAV	SHK-1, ASK, TO, CHSE-214	15 °C

v) Técnicas serológicas

Hay varios métodos adecuados para la identificación de los virus y las bacterias.

a. Virus

Véase OIE (2010) para las técnicas de identificación para SVCV, KHV, y IHNV. Las técnicas de preferencia para estos y otros virus son: la inmunofluorescencia indirecta (IFAT), el inmunoensayo enzimático (ELISA), la inmunohistoquímica y la prueba de seroneutralización (Dopazo y Bandín, 2010).

b. Bacterias

Véase Austin y Austin (1999) y Cipriano y Bullock (2001) para las técnicas de la inmunofluorescencia indirecta (IFAT) o el inmunoensayo enzimático (ELISA) para *Aeromonas salmonicida*, y Kanai et al. (2006) para *Streptococcus iniae*.

vi) Técnicas bioquímicas

Aeromonas salmonicida

Véase Austin y Austin (2007) y Cipriano y Bullock (2001) para las técnicas de las pruebas bioquímicas (fenotípicas).

Streptococcus iniae

Las técnicas bioquímicas para *S. iniae* se puede llevar a cabo utilizando los kits comerciales como API 20 Strep, API 50 CH (BioMérieux) o el sistema BIOLOG con métodos de inoculación estándares.

4.3 b MOLUSCOS (LNR-Vigo)

A) Procesado de muestras para realizar improntas de tejido

1. Recepción de muestras

Los moluscos se deben recibir vivos en el laboratorio y se deben procesar lo antes posible.

2. Observación macroscópica

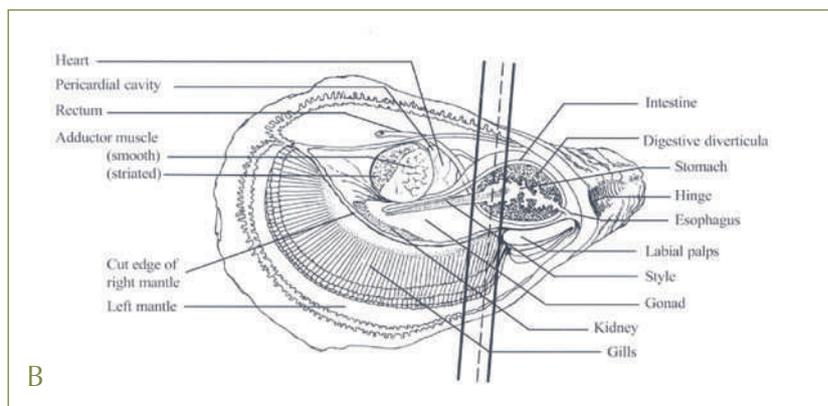
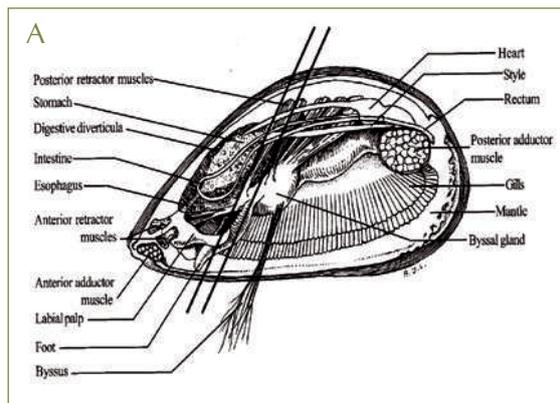
Antes de su procesado para histología las muestras se estudiarán macroscópicamente para detectar posibles malformaciones en la concha o presencia de depredadores

3. Procesado

Los moluscos se abrirán cuidadosamente con un cuchillo o bisturí de manera que no se dañen los tejidos, en particular el manto, las branquias, el corazón y la glándula digestiva. Se deben anotar las anomalías y lesiones detectadas. Una vez separado el cuerpo de la concha se coge con unas pinzas un trozo de glándula digestiva (p.ej. para el diagnóstico de *Marteilia refringens*), de pústulas (*Mikrocytos mackini*, *Nocardia crassostreae*) o de corazón (para el diagnóstico de *Bonamia ostreae*). En la figura 4.1 se ilustran las partes de un mejillón y una ostra, respectivamente.

Figura 4.1. A. Anatomía del mejillón.

B. Anatomía de la ostra (Howard et al., 2004)



Se elimina el exceso de agua de las secciones de tejido recogidas con un papel de filtro absorbente y se realizan aposiciones del tejido en los portas que se dejan secar completamente a temperatura ambiente. Una vez seco se fija en etanol 96% durante 1 minuto. Las preparaciones se tiñen con coloraciones hematológicas estándares tal y como se describe a continuación:

- Hemacolor rojo: 3 inmersiones
- Hemacolor azul: 3 inmersiones
- Agua destilada: 3-4 inmersiones

Una vez teñidas se deja que sequen al aire y se montan con resina comercial (Depex).

B) Procesado histológico de muestras

1. Recepción de muestras

Los moluscos se deben recibir vivos en el laboratorio y se deben procesar lo antes posible.

2. Observación macroscópica

Antes de su procesado para histología las muestras se analizaran macroscópicamente para detectar posibles malformaciones en la concha o presencia de depredadores

3. Fijación

Los moluscos se abren cuidadosamente con un cuchillo o bisturí de manera que no se dañen los tejidos, en particular el manto, las branquias, el corazón y la glándula digestiva. Se anotan las anomalías y lesiones detectadas. Una vez separado el cuerpo de la concha se fija en botes plásticos durante 24 horas en una solución fijadora de Davidson con una relación 1:5 (volumen de muestra: solución fijadora). Transcurrido ese tiempo las muestras se pasan a la solución conservante donde permanecen hasta su posterior deshidratación e inclusión en parafina.

Fijador Davidson solución stock

Se mezclan todos los reactivos en una garrafa plástica de 10 litros y se agitan bien.

- | | |
|------------------------|-----|
| - Glicerina | 1 L |
| - Formol | 2 L |
| - 95% Alcohol | 3 L |
| - Agua de mar filtrada | 3 L |

La solución stock se puede guardar a temperatura ambiente sin que se estropee.

Solución Fijadora

Se mezclan 9 partes de solución stock con una parte de ácido acético (comercial). La mezcla se guarda en botellas plásticas de 1 litro de capacidad.

4. Deshidratación e inclusión en parafina

Se realiza un corte longitudinal o transversal de la pieza de unos 5 mm de espesor con un bisturí tal y como se muestran en las figuras 4.2, 4.3, 4.4 y 4.5, respectivamente, y se introducen en cassetes de plástico correctamente identificados.

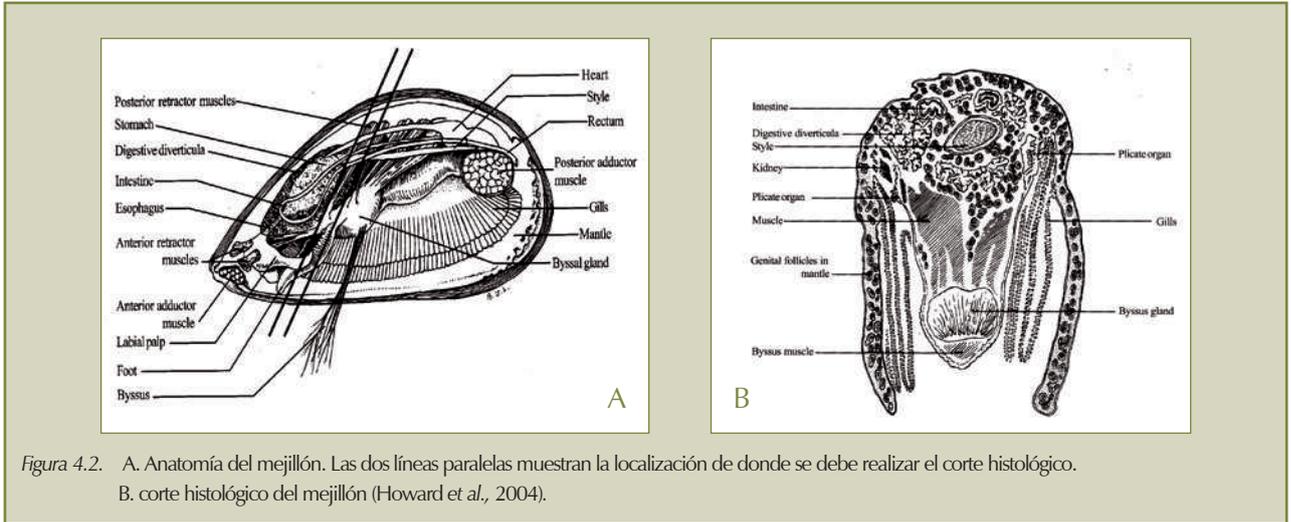


Figura 4.2. A. Anatomía del mejillón. Las dos líneas paralelas muestran la localización de donde se debe realizar el corte histológico. B. corte histológico del mejillón (Howard et al., 2004).

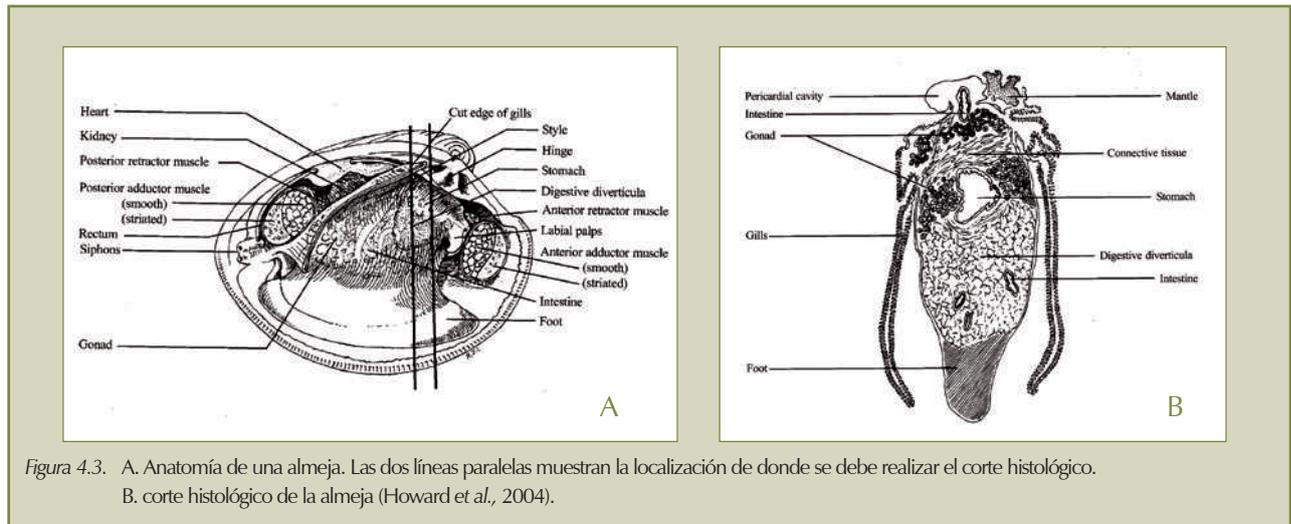


Figura 4.3. A. Anatomía de una almeja. Las dos líneas paralelas muestran la localización de donde se debe realizar el corte histológico. B. corte histológico de la almeja (Howard et al., 2004).

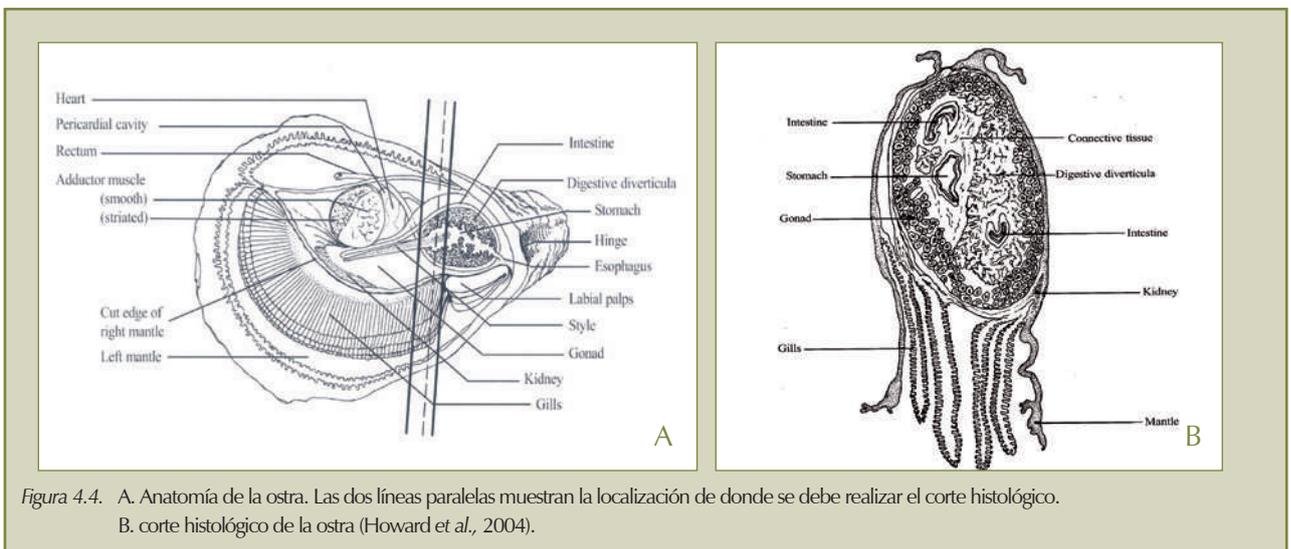


Figura 4.4. A. Anatomía de la ostra. Las dos líneas paralelas muestran la localización de donde se debe realizar el corte histológico. B. corte histológico de la ostra (Howard et al., 2004).

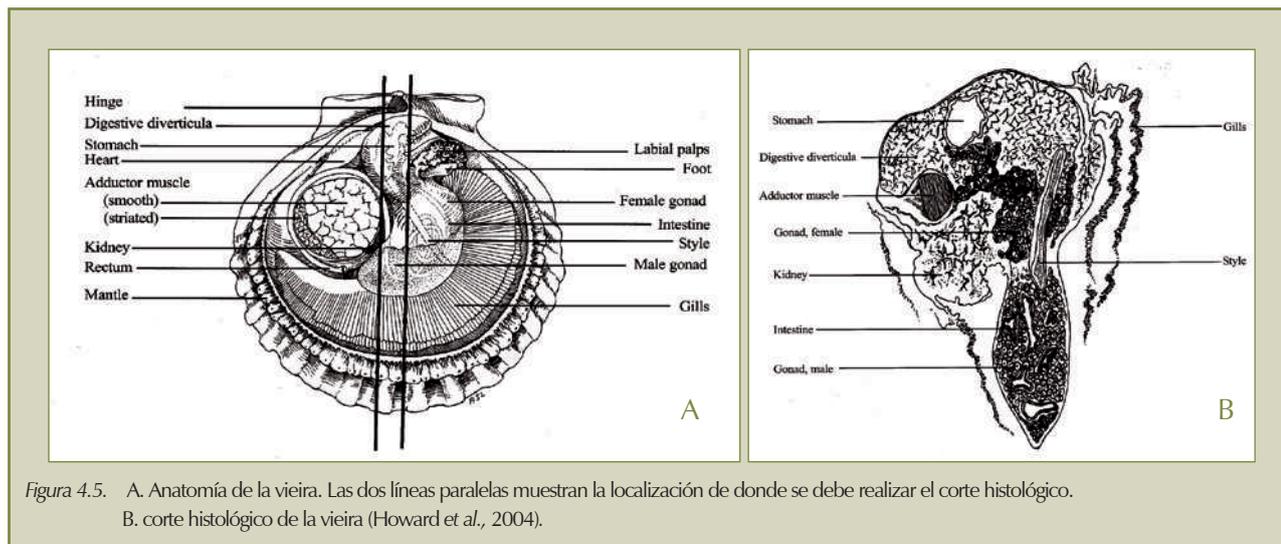


Figura 4.5. A. Anatomía de la vieira. Las dos líneas paralelas muestran la localización de donde se debe realizar el corte histológico. B. corte histológico de la vieira (Howard et al., 2004).

Las muestras se deshidratan e incluyen en parafina con los siguientes tiempos y soluciones (tabla 4.3):

Tabla 4.3. Protocolo de deshidratación	
SOLUCIÓN	TIEMPO (HORAS)
Etanol 70%	1
Etanol 96%	2
Etanol 96%	2
Etanol 100%	2
Etanol 100%	2
Etanol - Tolueno 1:1	3
Tolueno	2
Tolueno	2
Tolueno - parafina 1:1	3
Parafina	2
Parafina	2

Una vez terminado este proceso se realizan los "bloques". Los tejidos se incluyen en parafina que se vierte desde un dispensador en moldes metálicos calentados previamente en una plancha eléctrica a 60°C y rociados con una solución que facilita la posterior liberación del bloque (solución ablandadora).

Solución ablandadora

- Alcohol 96% 90 mL
- Tissue-Tek 10 mL

El tejido se orienta adecuadamente con ayuda de unas pinzas en el fondo del molde presionando ligeramente.

Después de 24 horas de realizado el bloque, se desvastan las muestras, o sea, se elimina el exceso de parafina que rodea la pieza mediante cortes

sucesivos de 20 μm en un microtomo. Los bloques ya desvastados se tienen en una solución ablandadora a 4°C durante 24 h. Los cortes finales se hacen a 5 μm. Cada corte se coloca en un baño de agua caliente (40°C) y se recoge con un porta en el que se ha extendido previamente una gota de albúmina glicerinada. Los portas se dejan secar en cestillos de vidrio en la estufa a 37-40°C aproximadamente.

Solución ablandadora

- Glicerina 100 mL
- Agua destilada 500 mL
- Alcohol 96% 1400 mL

Esta solución se guarda en nevera

5. Tinción

Para realizar la tinción, primero es necesario eliminar la parafina para facilitar la penetración de los colorantes en los cortes de tejido. El desparafinado de las secciones se lleva a cabo mediante tres baños de xileno de 5 minutos cada uno a 30-35°C. Una vez desparafinadas las muestras se hidratan en sucesivos baños de alcohol con los siguientes tiempos (tabla 4.4):

Tabla 4.4. Protocolo de hidratación para la tinción	
SOLUCIÓN	TIEMPO (MINUTOS)
Etanol 100%	5
Etanol 100%	5
Etanol 96%	5
Etanol 10%	5
Agua destilada	5

La tinción de las secciones se realiza con hematoxilina-eosina (tabla 4.5):

Tabla 4.5. Protocolo de tinción con hematoxilina-eosina	
SOLUCIÓN	TIEMPO (MINUTOS)
Hematoxilina de Harris	8
Agua destilada	2
Alcohol ácido	1 lavado
Agua corriente	5
Agua destilada	3
Etanol 95%	3
Eosina amarillenta	3
Etanol 95%	6 lavados

Preparación de las soluciones

- Hematoxilina de Harris

Hematoxilina de Harris (Solución comercial) 200 mL
Acido acético glacial 14 mL

- Alcohol ácido

Etanol al 70% 99 mL
Acido clohídrico 1 mL

Esta solución se puede guardar a temperatura ambiente.

- Eosina amarillenta

Eosina (comercial)	0,4 g
Agua destilada	150 mL
Etanol 100%	50 mL

Justo antes de usar, añadir 1 gota de ácido clorhídrico (comercial) por cada 200 mL. La eosina amarillenta se tiene que preparar en el momento de su uso.

6. Montaje

Después de la tinción y deshidratación de las secciones, las preparaciones se lavaron con dos baños de xileno de 5 minutos cada uno. El montaje de los cubreobjetos se realiza con una resina sintética (60% Permout/ 30% Xileno).

C) Procesado de muestras para microscopía electrónica

Para la observación de los diferentes tejidos al microscopio electrónico, se cortan trozos pequeños de los tejidos muestreados y se prefijan durante cinco horas en glutaraldehído al 2% en frío. Tras la prefijación se lavan en tampón cacodilato sódico 0,2 M y se postfijan durante una hora a 4 °C en tetróxido de osmio al 2% preparado en tampón cacodilato sódico 0,2 M y se incluyen en resina Poly Bed / Araldite tal y como se detalla en la *tabla 4.6*:

Posteriormente se realizan cortes semifinos (1 μ m) que se tiñen con 0,5% de azul de toluidina. Tras observar los semifinos mediante microscopía óptica, se realizan los cortes ultrafinos que se tiñen con acetato de uranilo y citrato de plomo para su posterior observación en un microscopio electrónico de transmisión.

Tabla 4.6. Protocolo de deshidratación e inclusión de células para microscopía electrónica

COMPUESTO	TIEMPO
Agua destilada	10 min
Agua destilada	10 min
Etanol 25%	10 min
Etanol 50%	10 min
Etanol 75%	10 min
Etanol 100%	10 min
Óxido de propileno 100%	10 min
Óxido de propileno 100%	10 min
Araldite / Poly Bed 25% en óxido de propileno	30 min
Araldite / Poly Bed 50% en óxido de propileno	30 min
Araldite / Poly Bed 75% en óxido de propileno	30 min
Araldite / Poly Bed 100%	60 min
Araldite / Poly Bed 100%	24 horas

- Tetróxido de osmio al 4%
 - Lavar la ampolla con agua y jabón
 - Poner en un recipiente de vidrio 25 mL de agua destilada, introducir la ampolla en el recipiente y agitar fuerte hasta que se rompa
 - Dejar que el tetróxido se disuelva completamente durante toda la noche. El recipiente se envuelve en papel albal para evitar el contacto con la luz
 - Filtrar, alicuotar y guardar congelado a -20°C
- Tampón cacodilato 0,2 M
 - Añadir a 50 mL de agua destilada 2,14 g de cacodilato sódico
 - Filtrar
 - Ajustar el pH a 7,4
 - Guardar a 4°C no más de un mes
- Resina PolyBed 812 / Araldite
 - Resina PolyBed 812 10 mL
 - Araldite 6 mL
 - DDSA 18 mL
 - Mezclar bien y añadir 0,5 mL de DMP. Volver a mezclar bien
- Azul de toluidina
 - Azul de toluidina 10 g
 - Borato sódico (bórax) 10 g
 - Agua destilada 1 L

Filtrar y almacenar hasta su uso. Esta tinción mejora con el tiempo.
- Acetato de uranilo
 - Acetato de uranilo 0,6 g
 - Etanol al 30% 20 mL
 - Filtrar y almacenar en una botella ámbar en la oscuridad (no más de tres semanas).
- Citrato de plomo
 - Nitrato de plomo 1,33 g
 - Citrato sódico 1,76 g
 - Agua destilada 30 mL

- Agitar durante 30 minutos para asegurar la conversión a citrato de plomo. Después añadir 8 mL de sosa 1 N y completar hasta 50 mL con agua destilada mezclando por inversión. Esta solución no se puede mover, y dura hasta que toma un color lechoso (alrededor de un mes).

4.4 a PECES

Anexo 4.4 Cebadores utilizados en el diagnóstico molecular (PCR) como método confirmatorio

PATÓGENO	CEBADOR	AUTOR	GEN	Diana	Secuencia (5'-3')	Producto amplificación	Programa termociclador
<i>Aeromonas salmonicida</i>	PAA51 PAA52	Hiney et al. (1992) ¹	AS15		CGT-TGG-ATA-TGG-CTC-TTC-CT CTC-AAA-ACG-CCT-GCC-TAC-CA	423 pb	1. 95 °C durante 30 seg 2. 94 °C durante 2 min 3. 57 °C durante 30 seg 4. 72 °C durante 1 m 30 s (30 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72 °C durante 3 min
<i>A. invadens</i>	Ainvad-2F Ainvad-ITSR1	Vandarsea et al. (2006)	ITS1	Genotipo único	TCA-TTC-TCA-CTG-AAA-CCG-TG GCC-TAA-GGT-TTC-AGTATG-TAG	234 pb	1. 95 °C durante 2 min 2. 95 °C durante 30 seg 3. 56 °C durante 45 seg 4. 72 °C durante 2,5 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72 °C durante 5 min
	ITS11 ITS23	Phadree et al. (2004)	ITS1 ITS2	Genotipo único	GCC-GAA-GTT-TCG-CAA-GAA-AC CCT-ATA-GAC-ACA-AGC-ACA-CCA	550 pb	1. 94 °C durante 5 min 2. 94 °C durante 30 seg 3. 65 °C durante 30 seg 4. 72 °C durante 1 min (25 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72 °C durante 5 min
	BO73 BO639	Oidtmann et al. (2008)	ITS1 ITS2	Genotipo único	CTT-GTG-CTG-AGC-TCA-CAG-TC ACA-CCA-GAT-TAC-ACT-ATC-TC	564 pb	1. 96 °C durante 5 min 2. 96 °C durante 1 min 3. 58 °C durante 1 min 4. 72 °C durante 1 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72 °C durante 5 min

¹ Para una comparación de tres métodos véase: Byers et al. (2002).

PATÓGENO	CEBADOR	AUTOR	GEN	Diana	Secuencia (5'-3')	Producto amplificación	Programa termociclador
<i>Betadovavirus (VERV)</i>	NODAF2 NODAR3 nodaf2.2 nodar3.2	Nishizawa <i>et al.</i> (1995) UIP-PV (nested)	RNA 2		CGT-GTC-AGT-CAT-GTG-TCG-CT CCA-GTC-AAC-ACG-GGT-GAA-GA CRT-CYC-IYG-AGA-CAC-CTG-A TGT-ART-CAA-TGG-RCA-RCG-G	420 pb 173 pb	1. 94°C durante 3 min 2. 94°C durante 30 seg 3. 58°C durante 30 seg 4. 68°C durante 30 seg (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 68°C durante 10 min
<i>Enteromyxum leei</i>	Forward Reverse	IATS	--		-- --		
<i>Enteromyxum scophthalmi</i>	Forward Reverse	IATS	--		-- --		
IHNV	Upstream Downstream ihnvc4a ihnvc4b ihnvc4aintro ihnvc4bintro	Emmenegger <i>et al.</i> (2000) UIP-PV López-Vázquez <i>et al.</i> (2006) (nested)	G		AGA-GAT-CCC-TAC-ACCAGA-CAC GGT-GGT-GTT-GTT-TCC-GTG-CAA AGA-TGG-GCG-CCG-TGC-TTA-GA CCA-TGG-CCA-TGG-TAC-TTG-ACG-ACA GCC-ACG-GCA-CTG-TGC-GCC-A TTT-CTC-GTT-GAT-CCC-GTA-G	693 pb 508 pb 264 pb	1. 50°C durante 30 min 2. 95°C durante 2 min 3. 95°C durante 30 seg 4. 50°C durante 30 seg 5. 72°C durante 1 min (30 ciclos desde paso 3 a 5) 6. 72°C durante 7 min
IPNV	F R F intro R	Heppell <i>et al.</i> (1992) UIP-PV (nested)	A	Genogrupos I-III	AGA-GAT-CAC-TGA-CTT-CAC-AAG-TGA-C CTC-AGT-ACA-AAG-GAC-ACC-ACG-TGT AAA-GGC-ATG-GGG-CTG-GAG-AG TGT-CCA-CCA-CAG-GAA-AGA-TGA-CTC	359 pb 321 pb	1. 94°C durante 3 min 2. 94°C durante 30 seg 3. 50-58°C durante 30 seg 4. 68°C durante 30 seg (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 68°C durante 10 min
ISAV	Véase OIE (2010)						
KHV	Forward Reverse	Bercovier <i>et al.</i> (2005)	TK	KHV-I	GGG-TTA-CCT-GTA-CCA-G CAC-CCA-GTA-GAT-TAT-GC	409 pb	1. 95°C durante 5 min 2. 95°C durante 30 seg 3. 52°C durante 30 seg 4. 72°C durante 1 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min
	Sph-Forward	Gray <i>et al.</i> (2002)			GAC-ACC-ACA-TCT-GCA-ACG-AG	292 pb	1. 94°C durante 30 seg

PATÓGENO	CEBADOR	AUTOR	GEN	Diana	Secuencia (5'-3')	Producto amplificación	Programa termociclador
	Sph-Reverse	Yuasa et al. (2005)			GAC-ACA-TGT-TAC-AAT-GCT-CGC		2. 94°C durante 30 seg 3. 63°C durante 30 seg 4. 72°C durante 30 seg (40 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 7 min
<i>Philasteriodes dicentrarchi</i>	Forward Reverse	IATS	--		-- --		
<i>Streptococcus iniae</i>	LOX-1 LOX-2	Mata et al. (2004)	lctO	<i>S. iniae</i>	AAG-GGG-AAA-TCG-CAA-GTG-CC ATA-TCT-GATTCG-GCC-GTC-TAA	870 pb	1. 95°C durante 1 min 2. 92°C durante 1 min 3. 55°C durante 1 min 4. 72°C durante 2 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 5 min
SVCV	SVCV F1 SVCV R2 SVCV R4 ²	Stone et al. (2003)	G	Genogrupos I-IV	TCT-TGG-AGC-CAA-ATA-GCT-CAR*-R*TC AGA-TGG-TAT-GGA-CCC-CAA-TAC-ATH*-ACN*-CAV* CTG-GGG-TTT-CCN*-CCT-CAA-AGY*-TGY*	714 pb	[1ª ronda y 2ª ronda] 1. 95°C durante 5 min 2. 95°C durante 1 min 3. 55°C durante 1 min 4. 72°C durante 1 min: (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min
VHSV	VN forward VN reverse vhscm3a vhscm3b vhscm3aintro vhscm3bintro	Snow et al. (2004) López-Vázquez et al. (2006) López-Vázquez et al. (2006) (nested)	N	Genotipos I-IV	ATG-GAA-GGA-GGA-ATT-CCT-GAA-GCG GGC-GTG-AAG-TCC-TCC-AGTTC-C CAG-GCC-TTG-TCC-GTG-CCT-CT ACC-CTG-CCA-GTT-TCC-TGA-TGG CTA-TGT-ACT-CCA-ACG-GAA-C CGG-TGA-AGT-GCT-GCA-GTT-C	505 pb 358 pb 301 pb	1. 50°C durante 30 min 2. 95°C durante 15 min 3. 94°C durante 30 seg 4. 55°C durante 30 seg 5. 68°C durante 1 min (35 ciclos desde paso 3 a 5) 6. 68°C durante 7 min

² Si los efectos citopáticos en cultivos no son extensos, es posible que el producto no se genere utilizando un solo ciclo de amplificación. Para evitar tales problemas se utiliza en un ensayo semi-anidado empleando los cebadores SVCV F1 y SVCV R4 (OIE, 2010 http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/gahm/2010/2.3.08_SVCV.pdf)

Nota: IATS: Cebadores no publicados; contactar con CSIC-IATS (Torre de la Sal);

UIP-PV: Cebadores no publicados; contactar con UIP-PV, Inst. Acuicultura, Univ. Santiago de Compostela.

4.4 b MOLUSCOS

PATÓGENO	CEBADOR	AUTOR	GEN	Diana	Secuencia (5'-3')	Producto amplificación	Programa termociclador
<i>Bonamia exitiosa</i>	Véase OIE (2010)						
<i>Bonamia ostreae</i>	Bo Boas CF CR	Cochenneec et al. (2000) Carnegie et al. (2000)	18S rADN	Microcell <i>Bonamia</i> sp.	CAT-TTA-ATT-GGT-CCG-GCC-CC CTG-ATC-GTC-TTC-CAT-CCC-CC CGG-GGG-CAT-AAT-TCA-GGA-AC CCA-TCT-GCT-GGA-GAC-ACA-G	300 pb 760 pb	1. 94°C durante 5 min 2. 94°C durante 1 min 3. 55°C durante 1 min 4. 72°C durante 1 min (30 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min 1. 94°C durante 5 min 2. 94°C durante 1 min 3. 55°C durante 1 min 4. 72°C durante 1 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min
<i>Haplosporidium montforti</i>	SpHaploF3 SpHaploR3	Azevedo et al. (2006a) (experimental)	18S rADN		GGA-GTG-CTC-CGA-TCT-TTT-AC CTC-ATA-AAG-TCC-TGG-CGA-AG		1. 94°C durante 5 min 2. 94°C durante 1 min 3. 57°C durante 1 min 4. 72°C durante 1 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min
<i>Haplosporidium nelsoni</i>	MSX-A MSX-B	Renault et al. (2000)	18S rADN	<i>Haplosporidium nelsoni</i>	CGA-CTT-TGG-CAT-TAG-GT-TCA-GAC-C ATG-TGT-TGG-TGA-CCC-TAA-CCG	573 pb	1. 94°C durante 4 min 2. 94°C durante 30 seg 3. 59°C durante 30 seg 4. 72°C durante 1,5 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 5 min

PATÓGENO	CEBADOR	AUTOR	GEN	Diana	Secuencia (5'-3')	Producto amplificación	Programa termociclador
<i>Martellia refringens</i>	P14 P15	Le Roux et al. (2001)	ITS1	<i>Martellia refringens</i>	CCG-CAC-ACG-TTC-TTC-ACT-CC CTC-CCG-AGT-TTC-GAC-AGA-CG	412 pb	1. 94°C durante 5 min 2. 94°C durante 1 min 3. 55°C durante 1 min 4. 72°C durante 1 min (30 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min
<i>Mikrocytos mackini</i>	MIKROCYTOS-F MIKROCYTOS-R	Carnegie et al. (2003)	18S rADN	<i>Mikrocytos mackini</i>	AGA-TGG-TTA-ATG-AGC-CTC-C CGG-AGG-TCC-CAC-AAG-GC	546 pb	1. 94°C durante 10 min 2. 94°C durante 1 min 3. 60,5°C durante 1 min 4. 72°C durante 1 min (40 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min
<i>Nocardia crassostreae</i>	Nocgen-1F Nocgen-2R NC-990F NC-1409R	Bower et al. (2005)	16S rADN	Genero <i>Nocardia</i> (<i>Nocardia</i> sp.) <i>Nocardia crassostreae</i>	CGG-AAC-GGG-TCA-GTA-ACA-CG ACC-CCG-ATC-CGA-ACT-GAG-AC CGA-AAG-CCG-TAG-AGA-TGC CCT-TAC-GGG-TTA-GGC-CAG	1200 pb 450 pb	1. 94°C durante 10 min 2. 94°C durante 1 min 3. 58°C durante 1 min 4. 72°C durante 1 min (40 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 72°C durante 10 min
<i>Perkinsus mediterraneus</i>	PerkspSeqF PerkspSeqR	Casas et al. (2002) ¹ (nested)	ITS	<i>Perkinsus</i> sp.	CCT-CCT-AGT-TGG-ATT-TCT-GC CAA-AAG-ATT-ACC-CTA-ACC-CTA-CCG		1. 94°C durante 4 min 2. 94°C durante 30 seg 3. 53°C durante 30 seg 4. 68°C durante 2 min (35 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 68°C durante 5 min

¹ PCR (Casas et al., 2002) + RFLP (Abollo et al., 2006) para discriminar las especies de *Perkinsus*, incluyendo *P. mediterraneus*.

PATÓGENO	CEBADOR	AUTOR	GEN	Diana	Secuencia (5'-3')	Producto amplificación	Programa termociclador
<i>Perkinsus olseni</i>	PerkITS-85	Casas et al. (2002) ¹	ITS	<i>Perkinsus</i> sp.	CCG-CTT-GCTTG-GAT-CCC	703 pb	1. 95 °C durante 4 min 2. 95 °C durante 1 min 3. 55 °C durante 1 min 4. 65 °C durante 3 min (40 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 65 °C durante 5 min
	PerkITS-750				ACA-TCA-GCC-CTT-CTA-ATG-ATG		
	PolITS-140F PolITS-600R	Moss (2007)	ITS	<i>Perkinsus olseni</i>	GAC-CGC-CTT-AAC-GGG-CCG-TGT-T CGR-CTT-GCG-ACC-ATC-CAA-AG	450 pb	1. 95 °C durante 4 min 2. 94 °C durante 1 min 3. 62 °C durante 1 min 4. 65 °C durante 3 min (40 ciclos desde paso 2 a 4) 5. 65 °C durante 10 min

¹ PCR (Casas et al., 2002) + RFLP (Abollo et al., 2006) para discriminar las especies de *Perkinsus*, incluyendo *P. mediterraneus*.

CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ⁵)										MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																	
		2006/88					2006/88/ GESAC					GESAC					Detección					Confirmatorio							
		VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	2SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	<i>Enteromyxum leei</i> ¹	<i>Enteromyxum scophthalmi</i> ¹	VER ⁷	<i>Phylasterides dicentrarchi</i> ²	<i>Aeromonas salmonicida</i> ¹	Aquibinaviridae ⁸	<i>Streptococcus iniae</i> ⁹	Improntas/trois	Historia	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopia electrónica	Historia	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR			
	Lenguado senegalés (Solea senegalensis), lenguado común (Solea solea)	V						S	S			S ¹⁰		p1	p1	v2, v7, v8	v7	v7	v7								v2, v7, v8	v2, v7, v8	p1, v2, v7, v8
	Atunes (Thunnus spp.), atún rojo/aleta azul (Thunnus thynnus)	V																									v2	v2	v2
	Sargo (<i>Diplodus sargus</i>), sargo picudo (<i>Diplodus puntazzo</i>)	V					S																						p1, v2
	Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>)												S ¹¹																v8

⁸ Producción en el año 2008 pero no en el 2009

⁹ Además existe la producción de la balla *Dicentrarchus punctatus* y posiblemente su sensibilidad se considere igual que la de la lubina *D. labrax*.

¹⁰ Soleidae

¹¹ Anguillidae

		ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)											MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)														
		2006/88	2006/88/ GESAC	GESAC									Detección				Confirmatorio										
CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	EHN ¹	VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	² SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	<i>Enteromyxum leei</i> ¹	<i>Enteromyxum scophthalmi</i> ¹	VER ⁷	<i>Phylasterides dicentrarchi</i> ²	<i>Aeromonas salmonicida</i> ¹	<i>Aquabimaviridae</i> ⁸	<i>Streptococcus iniae</i> ²	Improntas/frotis	Histología	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopia electrónica	Histología	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR
Asturias	Rodábalo (<i>Scophthalmus maximus/Psetta maxima</i>) ⁴		S				V			S	S	S	S	S		p1, p2	p1, p2	b1, p2, v2, v5, v7, v8	v7	v5, v7				b1, v2, v5, v7, v8	b1	b1, v2, v5, v7, v8	b1, p1, p2, v2, v5, v7, v8
	Trucha 'marina' (<i>Salmo trutta</i>) ⁵		S	S									S	S				b1, v2, v3, v8						b1, v2, v3, v8	b1	b1, v2, v3, v8	b1, v2, v3, v8
	Salmón (<i>Salmo salar</i>) ⁵			S			S						S	S				b1, v3, v5, v8		v5				b1, v3, v5, v8	b1	b1, v3, v5, v8	b1, v3, v5, v8

¹ Las especies vectores solamente están especificadas para las enfermedades de la Directiva 2006/88/CE

² SVC ahora no figura como una enfermedad listada en la Directiva 2006/88/CE (modificada por la Directiva 2008/53/CE)

³ Ámbito marino

⁴ Producción engorde en el año 2008 pero no en el 2009

⁵ Producción criadero/engorde repoblación

ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)		MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																											
		Detección																											
		2006/88							2006/88/ GESAC																				
CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	EHN ¹	VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	2SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	Enteromyxum leei ¹	Enteromyxum scophthalmi ¹	VER ⁷	Phylasterides dicentrarchi ¹²	³ Aeromonas salmonicida ¹¹	Aquabimnaviridae ¹⁸	Streptococcus iniae ¹²	Improntas/trots	Histología	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopia electrónica	Histología	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR		
		2006/88	2006/88/ GESAC	GESAC							Detección							Confirmatorio											
Cantabria	Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) ⁴	S	S	S		V	S						S	S	S	S	v1	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	v1	v4, v5		v1, v4		b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8
				S										S					b1, v3, v5, v8		v5				b1, v3, v5, v8	b1	b1, v3, v5, v8	b1, v3, v5, v8	
			V									S		S	S		S	p2		b1, b2, p2, v2, v7	v7	v7			b1, b2, v2, v7	b1, b2	b1, b2, v2, v7	b1, b2, v2, v7	
	Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>) ^{6,7}		V								S	S	S		S		p2		b1, b2, p2, v2, v7		v7			b1, b2, v2, v7	b1, b2	b1, b2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7		

CA	ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)											MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)														
	2006/88			2006/88/ GESAC			GESAC					Detección						Confirmatorio								
	VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	2SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	Enteromyxum leei ¹	Enteromyxum scophthalmi ¹	VER ⁷	Philasterides dicentrarchi ²	Aeromonas salmonicida ¹	Aquabirnaviridae ⁸	Streptococcus iniae ²	Improntas/frotis	Historia	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridación	Microscopia electrónica	Historia	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR	
	V					S		S		S				p1	p1	b1, b2, v2, v7	v7	v7				b1, b2, v2, v7	b1, b2	b1, b2, v2, v7	b1, b2, p1, v2, v7	
Dorada (<i>Sparus aurata</i>) ⁷																										
	S				V			S		S	S	S		p1 p2	p1 p2	b1, p2, v2, v5, v7, v8	v7	v7, v5				b1, v2, v5, v7, v8	b1	b1, v2, v5, v7, v8	b1, p1, p2, v2, v5, v7, v8	
Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus/Psetta maxima</i>)																										

¹ Las especies vectores solamente están especificadas para las enfermedades de la Directiva 2006/88/CE

² SVC: ahora no figura como una enfermedad listada en la Directiva 2006/88/CE

(modificada por la Directiva 2008/53/CE)

³ Ámbito marino

⁴ Producción en el año 2008 pero no en el 2009

⁵ Criadero repoblación

⁶ Además existe la producción de la baila *Dicentrarchus punctatus* y posiblemente su sensibilidad se

considere igual a la de la lubina *D. labrax*

⁷ Criadero comercial

		ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)										MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																
		2006/88		2006/88/ GESAC		GESAC						Detección					Confirmatorio											
CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	EHN ¹	VHS ²	ISA ³	EUS ^h	2SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	<i>Enteromyxum leei</i> ^{p1}	<i>Enteromyxum scophthalmi</i> ^{p1}	VER ⁷	<i>Phylasterides dicentrarchi</i> ^{p2}	<i>Aeromonas salmonicida</i> ^{b1}	<i>Aquabirnaviridae</i> ⁸	<i>Streptococcus iniae</i> ^{b2}	Improntas/trots	Histología	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopia electrónica	Histología	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR	
Castilla la Mancha	Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	S	S	S		V	S						S	S	S		v1	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	v1	v4, v5		v1, v4		b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8
	Trucha 'marina' (<i>Salmo trutta</i>) ⁴		S	S									S	S				b1, v2, v3, v8						b1, v2, v3, v8	b1	b1, v2, v3, v8	b1, v2, v3, v8	b1, v2, v3, v8

¹ Las especies vectores solamente están especificadas para las enfermedades de la Directiva 2006/88/CE

² SVC ahora no figura como una enfermedad listada en la Directiva 2006/88/CE

(modificada por la Directiva 2008/53/CE)

³ Ámbito marino

⁴ Producción criadero/engorde repoblación

CA	ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹⁾)										MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																
	2006/88					2006/88/ GESAC					GESAC					Detección					Confirmatorio						
	EHN ¹	VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	² SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	<i>Enteromyxum leei</i> ¹	<i>Enteromyxum scophthalmi</i> ¹	VER ⁷	<i>Phlaeobacterium dicentrarchi</i> ²	<i>Aeromonas salmonicida</i> ¹	<i>Aquibinaviridae</i> ⁸	<i>Streptococcus iniae</i> ²	Improntas/frotis	Histología	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopía electrónica	Histología	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR	

ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR)		MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																											
		Detección																											
		2006/88	2006/88/ GESAC	GESAC									Confirmatorio																
CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	EHN ¹	VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	² SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	<i>Enteromyxum jeip¹</i>	<i>Enteromyxum scophthalmi¹</i>	VER ⁷	<i>Phylasterides dicentrarchi²</i>	<i>Aeromonas salmonicida¹</i>	<i>Aquabirnaviridae⁸</i>	<i>Streptococcus iniae²</i>	Improntas/frotis	Histología	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopia electrónica	Histología	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR		
				S										S	S	S				b1, v2, v3, v8	b1, v3, v5, v8	v5				b1, v2, v3, v8	b1	b1, v2, v3, v8	b1, v2, v3, v8
Galicia	Trucha 'marina' (<i>Salmo trutta</i>)		S	S															b1, v2, v3, v8	b1, v3, v5, v8	v5				b1, v2, v3, v8	b1	b1, v2, v3, v8	b1, v2, v3, v8	b1, v2, v3, v8
	Salmón (<i>Salmo salar</i>)			S			S						S						b1, v3, v5, v8	b1, v3, v5, v8	v5				b1, v3, v5, v8	b1	b1, v3, v5, v8	b1, v3, v5, v8	b1, v3, v5, v8
	Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i> / <i>Psetta maxima</i>)		S				V			S	S	S	S	S				p1, p2	b1, p2, v2, v5, v7, v8	v7	v5, v7			b1, v2, v5, v7, v8	b1	b1, v2, v5, v7, v8	b1, v2, v5, v7, v8	b1, p1, p2, v2, v5, v7, v8	b1, p1, p2, v2, v5, v7, v8
	Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>) ⁴		V								S	S	S	S				p2	b1, b2, p2, v2, v7	v7	v7			b1, b2, v2, v7	b1, b2	b1, b2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7	

CA		ENFERMEDAD/PATÓGENO										MÉTODOS																	
		(S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)										(B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																	
		2006/88		2006/88/ GESAC		2006/88/ GESAC		2006/88/ GESAC		2006/88/ GESAC		Detección					Confirmatorio												
		EHN ¹	VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	² SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	Enteromyxum leep ¹	Enteromyxum scophthalm ¹	VER ⁷	Philasterides dicentrarch ²	³ Aeromonas salmonicida ¹	Aquabirnaviridae ⁸	Streptococcus iniae ²	Improntas/frotis	Histología	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridación	Microscopia electrónica	Histología	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR		
			V		V	S	V	S					S	S	S		h, v1, v6	b1, h, v1, v2, v4, v5, v8	v1, v6	v4, v5, v6		v1, v4, v6	h	b1, h, v1, v2, v4, v5, v8	b1, v1, v2, v4, v5, v8	b1, v1, v2, v4, v5, v8	b1, h, v1, v2, v4, v5, v8	b1, v1, v2, v4, v5, v8	b1, h, v1, v2, v4, v5, v8
			V		V	S	V	S					S	S	S	p2	p2	b1, b2, p2, v2, v7	v7	v7	v7			b1, b2, p2, v2, v7	b1, b2, v2, v7	b1, b2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7
			V		V	S	V	S					S	S	S	p1	p1	b1, b2, v2, v7	v7	v7	v7			b1, b2, v2, v7	b1, b2, v2, v7	b1, b2, v2, v7	b1, b2, v2, v7	b1, b2, v2, v7	

¹ Las especies vectores solamente están especificadas para las enfermedades de la Directiva 2006/88/CE

² SVC ahora no figura como una enfermedad listada en la Directiva 2006/88/CE

(modificada por la Directiva 2008/53/CE)

³ Ámbito marino

⁴ Producción criadero comercial

ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)											MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)															
	2006/88		2006/88/ GESAC		GESAC							Detección						Confirmatorio									
	EHN ^{v1}	VHS ^{v2}	ISA ^{v3}	EUS ^{v4}	² SVC ^{v4}	IHN ^{v5}	KHV ^{v6}	<i>Enteromyxum leei</i> ¹	<i>Enteromyxum scophthalmi</i> ¹⁰	VER ^{v7}	<i>Phylasterides dicentrarchi</i> ¹²	<i>Aeromonas salmonicida</i> ¹¹	<i>Aquabirnaviridae</i> ⁸	<i>Streptococcus iniae</i> ^{b2}	Improntas/frotis	Histología	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopía electrónica	Histología	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR	
CA Islas Canarias		V							S	S	S	S	S	p2	p2	p2	b1, b2, p2, v2, v7	v7	v7				b1, b2, v2, v7	b1, b2	b1, b2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7	b1, b2, p2, v2, v7
	Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)																										
		V					S		S	S	S	S	S	p1	p1	p1	b1, b2, v2, v7	v7	v7				b1, b2, v2, v7	b1, b2	b1, b2, v2, v7	b1, b2, p1, v2, v7	
	Dorada (<i>Sparus aurata</i>)																										

¹ Las especies vectores solamente están especificadas para las enfermedades de la Directiva 2006/88/CE

² SVC ahora no figura como una enfermedad listada en la Directiva 2006/88/CE (modificada por la Directiva 2008/53/CE)

³ Ámbito marino

ENFERMEDAD/PATÓGENO (S = ESPECIE SUSCEPTIBLE; V = ESPECIE VECTOR ¹)		MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																									
		2006/88					2006/88/ GESAC					GESAC	Detección					Confirmatorio									
CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	EHN ¹	VHS ²	ISA ³	EUS ⁴	2 ² SVC ⁴	IHN ⁵	KHV ⁶	<i>Entomoxum leei</i> ¹	<i>Entomoxum scophthalmi</i> ¹	VER ⁷	<i>Philasterides dicentrarchi</i> ²	<i>Aeromonas salmonicida</i> ¹	<i>Aquabirnaviridae</i> ⁸	<i>Streptococcus iniae</i> ²	Improntas/frotis	Historia	Cultivo (media o celular)	Imunohistología o inmunofluor	PCR	Hibridización	Microscopia electrónica	Historia	Cultivo	Pruebas fenotípicas	Ensayo molecular o serológico	PCR
La Rioja	Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	S	S	S		V	S						S	S	S		v1	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	v1	v4, v5	v1, v4			b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8	b1, b2, v1, v2, v3, v4, v5, v8
	Trucha 'marina' (<i>Salmo trutta</i>) ⁴		S	S									S	S				b1, v2, v3, v8						b1, v2, v3, v8			

¹ Las especies vectores solamente están especificadas para las enfermedades de la Directiva 2006/88/CE

² SVC ahora no figura como una enfermedad listada en la Directiva 2006/88/CE

(modificada por la Directiva 2008/53/CE)

³ Ámbito marino

⁴ Producción criadero/engorde repoblación

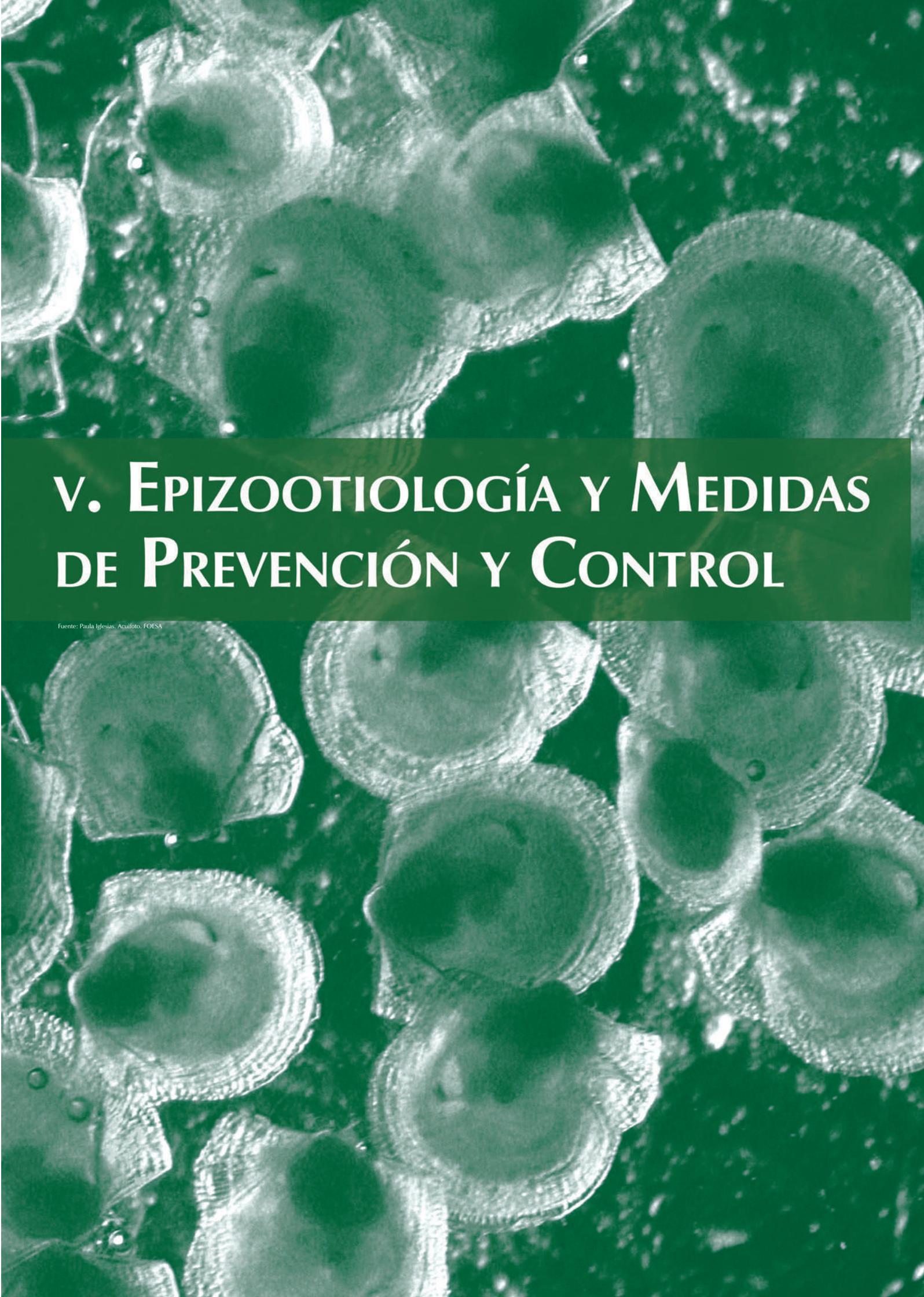
4.5 b MOLUSCOS

CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)										MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)										
		2006/88		2006/88/ GESAC		GESAC						Detección					Confirmatorio					
		Bonamia exitiosa ^{P1}	Perkinsus marinus ^{P2}	Mikrocytos mackini ^{P3}	Marteilia refringens ^{P4}	Bonamia ostreae ^{P1}	Haplosporidium nelsoni ^{P5}	Nocardia crassostreae ^{P6}	GND/HIVD/Iridovirus ^V	⁷ Haplosporidium montforti ^{P5}	³ Perkinsus mediterraneus ^{P6}	⁷ Perkinsus olseni/atlanticus ^{P7}	Historia	Improntas/trotis	Cultivo (media o celular)	PCR	Hibridación	Microscopía electrónica	Cultivo (media o celular)	Microscopía electrónica	Hibridación	PCR
		V										p1, p4, p7	p1, p4		p1, p4, p7	p1, p4				p1, p4	p1, p4, p7	p4, p7
	Almejas (Tapes/Ruditapes/Venerupis)											b, p1, p2, p3, p5, v	p1, p1, p3, p5	b	p1, p2, p5	p1, p3, p5				p1, p3, p5	b, p1, p2, p3, p5	p2, p3
	Ostión (Crassostrea gigas)			S			S					b, p1, p2, p3, p5, v	p1, p1, p3, p5	b	p1, p2, p5	p1				p3, v	b, p4, p7	p2, p3
	Mejillón (Mytilus galloprovincialis)										S ⁴	b, p4	b, p4	b	p4	p4				p4	b, p4	p4

ENFERMEDAD/PATÓGENO (S=ESPECIE SUSCEPTIBLE; V=ESPECIE VECTOR ¹)		MÉTODOS (B=BACTERIA; H=HONGO; P=PARÁSITO; V=VIRUS)																		
		Detección							Confirmatorio											
CA	ESPECIE DE PRODUCCIÓN (2009)	2006/88	2006/88/GESAC	GESAC			Histología	Cultivo (media o celular)	PCR	Hibridización	Microscopía electrónica	Improntas/frotis	Histología	Cultivo (media o celular)	Microscopía electrónica	Hibridización	PCR	Secuenciación		
			Bonamia exitiosa ¹																	
	Perkinsus marinus ²																			
	Mikrocyclos mackini ³																			
	Marteilia reiringens ⁴	V																		
	Bonamia ostreae ¹	V																		
	Haplosporidium nelsoni ⁵																			
	Nocardia crassostreae ⁶																			
	GNVD/HIVD/Inidovirus ⁷																			
	² Haplosporidium montforti ³																			
	³ Perkinsus mediterraneus ⁶																			
	⁷ Perkinsus olseni/atlanticus ⁷																			
	Almejas (<i>Tapes/Ruditapes/Venerupis</i>)						p1, p4	p1, p4, p7	p1, p4, p7	p1, p4			p1, p4, p7			p1, p4	p1, p4, p7	p1, p4, p7	p4, p7	
								b, p1, p3, v	b, p1, p2, p3, p5, v	b, p1, p2, p5			p1, p3, p5, v	b	p3, v	p1, p3, p5	b, p1, p2, p3, p5	p2, p3		
	Ostión (<i>Crassostrea gigas</i>)	V																		

¹ Las especies vectorales solamente están especificadas para las enfermedades de la Directiva 2006/88/CE

² Especie susceptible: oreja del mar (abalone) (*Haliotis tuberculata*)



V. EPIZOOTIOLOGÍA Y MEDIDAS DE PREVENCIÓN Y CONTROL

Fuente: Paula Iglesias, Acuifoto, FOESA

5 Epizootiología y medidas de prevención y control

5.1 Epizootiología y medidas de prevención y control

Se han recopilado los puntos más importantes para los aspectos de epizootiología, métodos de prevención, control y erradicación tanto para las enfermedades de peces como para las de moluscos. El trabajo se realizó considerando la bibliografía científica, las informaciones de los dos grupos de expertos del proyecto GESAC y los datos de entidades oficiales como la OIE. En principio, se trataron sólo las enfermedades consideradas relevantes y listadas en el proyecto GESAC, no obstante, para dar más cobertura a la Guía, en esta sección se incluyen además enlaces a todos los patógenos listados por la legislación (Enfermedades de Declaración Obligatoria; EDOs) aunque no figuren en los grupos de riesgo de GESAC, pero sí son notificables (ver 5.2.1)..

a) Epizootiología

La epizootiología es el estudio de los factores de las epizootias y la identificación de sus causas. Los factores epizootiológicos incluyen la distribución, frecuencia, prevalencia, mortalidad, factores espacio-temporales, observaciones relacionadas con la causalidad y otros factores influyentes (p.ej. medioambientales). Generalmente, se cree que los tres componentes (o compartimentos) básicos que están vinculados estrechamente y que influyen en la aparición y desarrollo de una enfermedad son: el hospedador, el medioambiente y el patógeno. El control de todos, o alguno, de estos tres componentes, se impediría o frenaría el avance de un proceso infeccioso.

b) Prevención

Los programas de prevención normalmente están diseñados para evitar una enfermedad o, por lo menos, reducir sus efectos hasta que sean mucho más manejables y den al animal mejores posibilidades para reaccionar positivamente ante la amenaza del patógeno. Ello se lleva a cabo con medidas como programas de vigilancia activa, la vacunación (cuando sea factible en animales acuáticos), e incluso impidiendo el movimiento de animales desde una zona positiva para una enfermedad concreta. La prevención requiere de una buena formación de todos los responsables, tanto del sector como de las administraciones y técnicos.

A nivel de explotación, las medidas de prevención incluyen la desinfección del equipamiento, el tratamiento del agua (p.ej. en circuitos cerrados), la cuarentena, y una buena alimentación y gestión para reducir el estrés de los animales acuáticos.

Todas estas medidas para reducir el riesgo de contraer una enfermedad, se tienen que plantear y llevar a cabo tendrá en toda la cadena de producción de la acuicultura, incluido el transporte y las plantas de transformación.

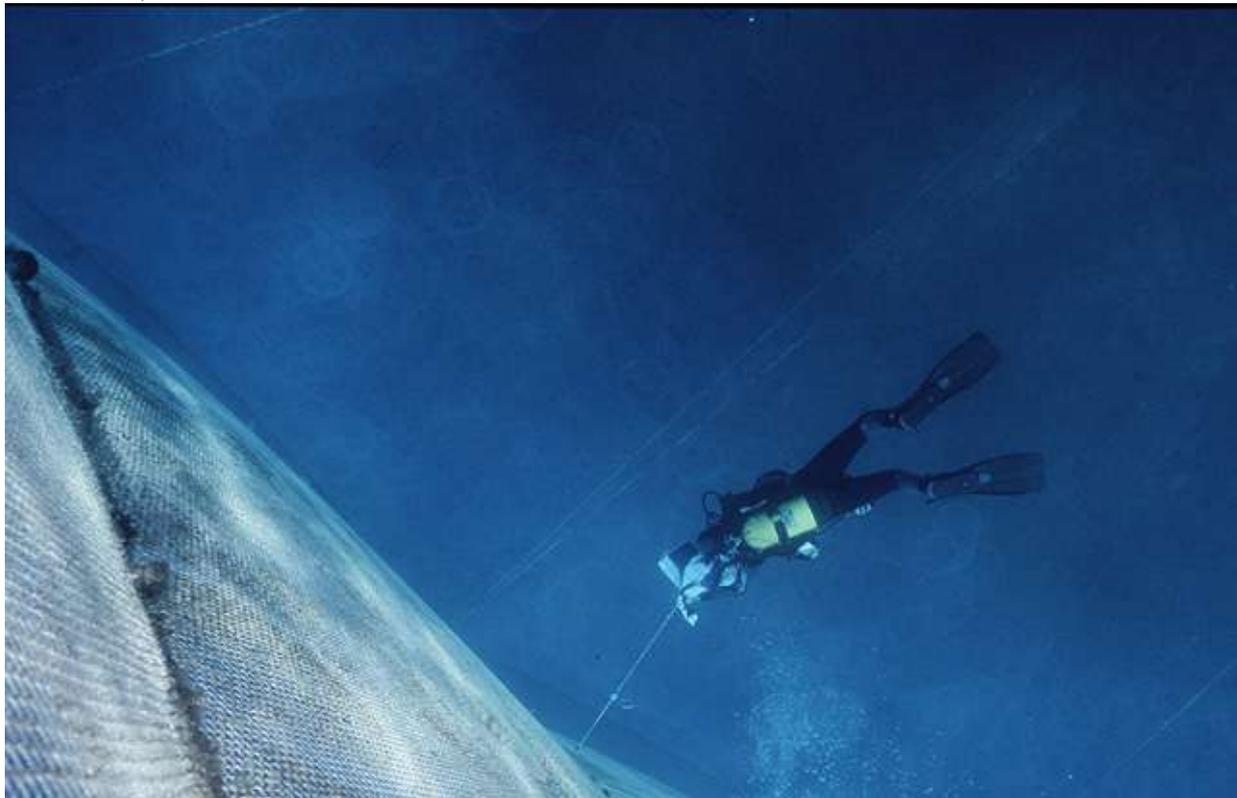
c) Control

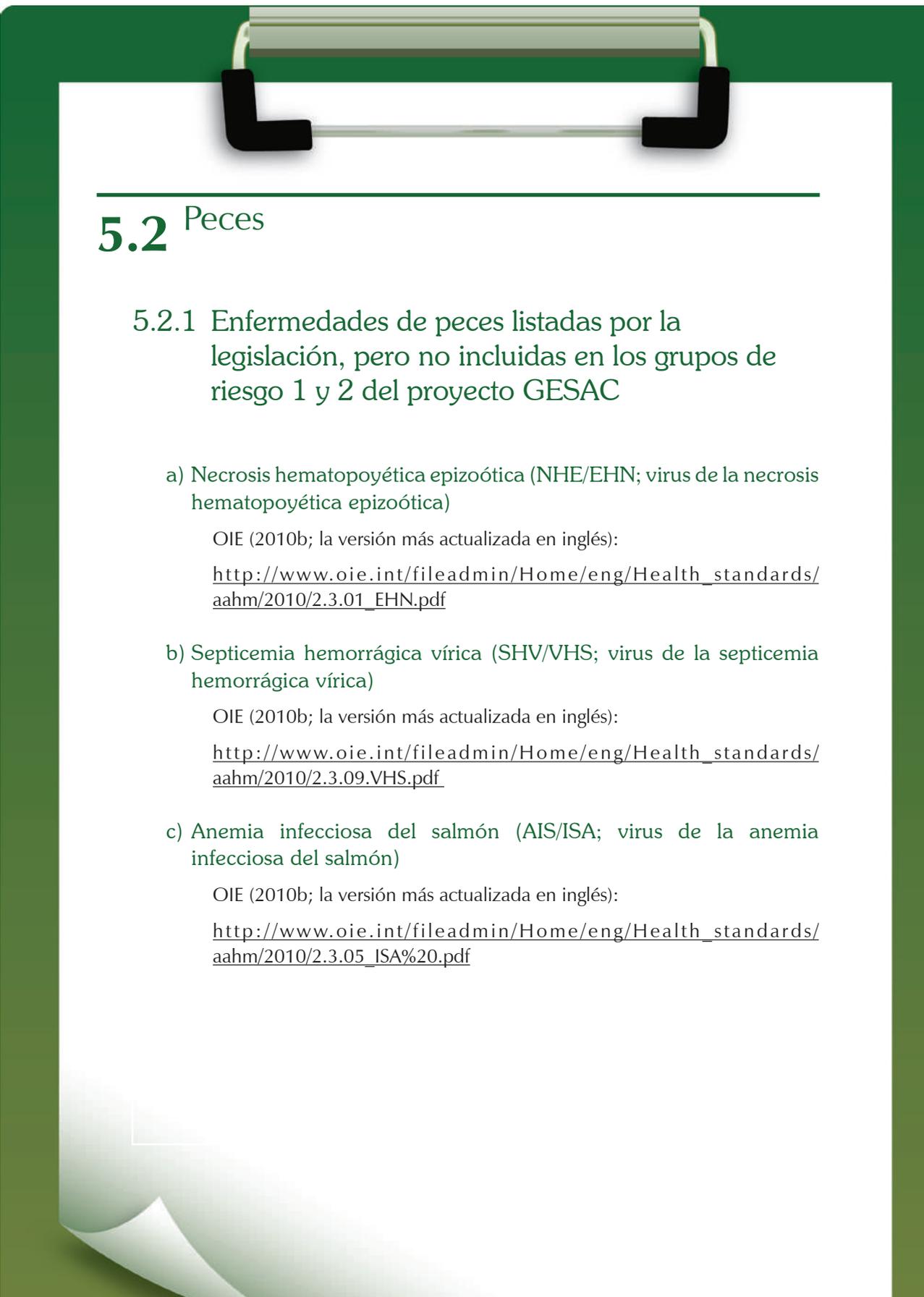
Según la OIE, las recomendaciones generales para el control de las enfermedades incluyen como métodos de gestión de la bioseguridad, cuando los criterios de definición de una subpoblación son geográficos: el vaciado sanitario (véase abajo), la compartimentación y la zonificación (OIE, 2010a). Además, un sistema de autorización de empresas de producción acuícola, en combinación con un sistema de trazabilidad (p.ej. el registro de movimientos) para los productos, ayudan a tener mejor control en el caso de un brote de una enfermedad.

d) Erradicación

En muchos casos, sobre todo en el ámbito marino, la erradicación de una enfermedad es prácticamente imposible salvo en casos especiales como en una hatchery (criadero) o instalación cerrada con posibilidad de efectuar una desinfección completa (vacío sanitario; OIE, 2010a). Sin embargo, es fundamental tener un plan de emergencia y un plan de erradicación en caso de mortalidades masivas, para poder actuar rápidamente ante una situación desconocida e inesperada.

Fuente: Francisco Padilla, Junta de Andalucía





5.2 Peces

5.2.1 Enfermedades de peces listadas por la legislación, pero no incluidas en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC

- a) Necrosis hematopoyética epizoótica (NHE/EHN; virus de la necrosis hematopoyética epizoótica)

OIE (2010b; la versión más actualizada en inglés):

http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.3.01_EHN.pdf

- b) Septicemia hemorrágica vírica (SHV/VHS; virus de la septicemia hemorrágica vírica)

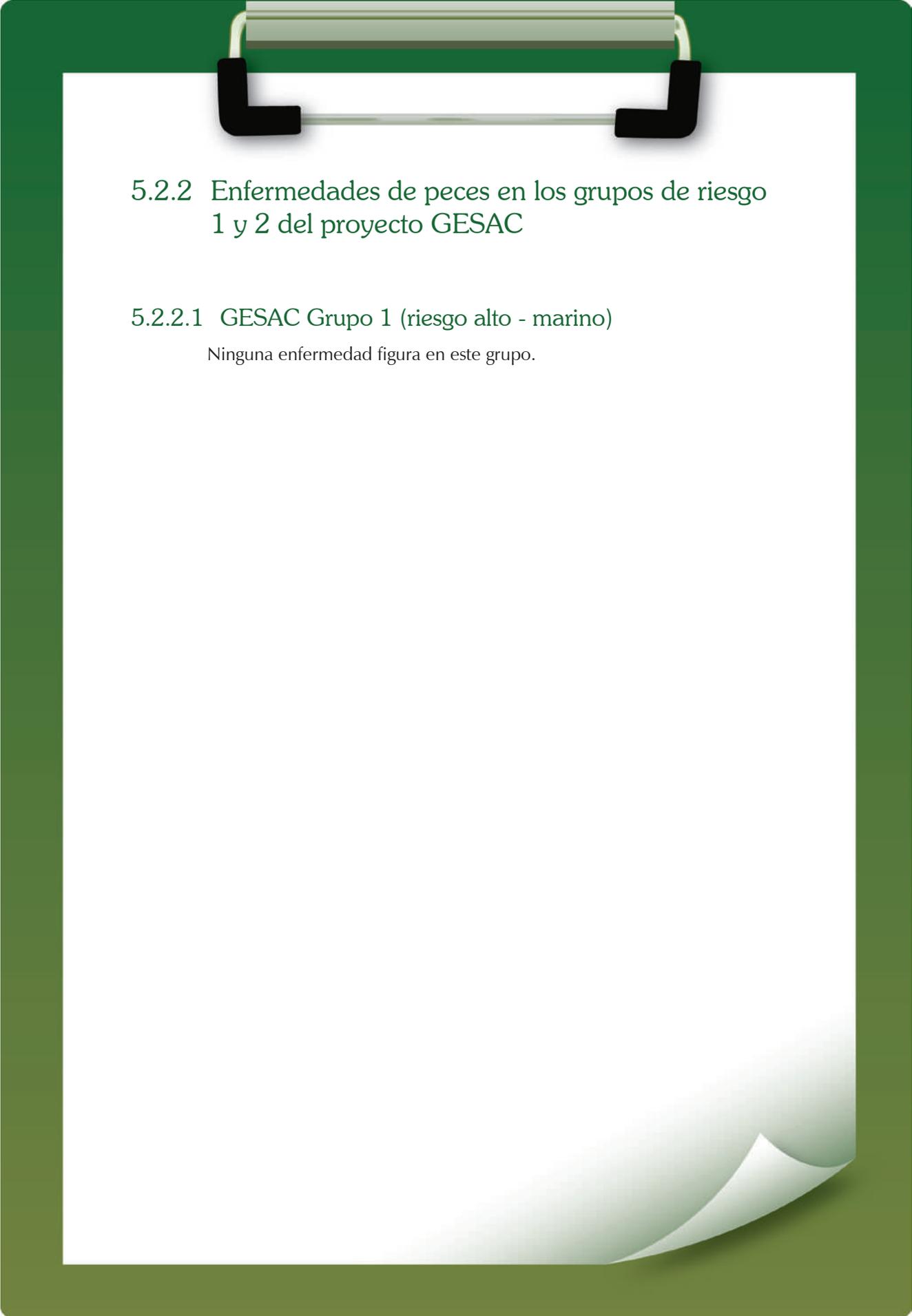
OIE (2010b; la versión más actualizada en inglés):

http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.3.09.VHS.pdf

- c) Anemia infecciosa del salmón (AIS/ISA; virus de la anemia infecciosa del salmón)

OIE (2010b; la versión más actualizada en inglés):

http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.3.05_ISA%20.pdf



5.2.2 Enfermedades de peces en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC

5.2.2.1 GESAC Grupo 1 (riesgo alto - marino)

Ninguna enfermedad figura en este grupo.

5.2.2.2 GESAC Grupo 1 (riesgo alto - continental)

a) **Síndrome ulceroso epizoótico (SUE/EUS; *Aphanomyces invadans*)** (según: Bondad-Reantaso et al., 2001; OIE, 2010b; EFSA, 2007)

i) Epizootiología

La enfermedad afecta a un rango de peces muy amplio, tanto de aguas dulces como salobres, en países asiáticos, Australasia, los EE.UU. e incluso en África. Normalmente, se asocia con aportaciones de agua ácida y suele aparecer después de lluvias muy abundantes, después de largos periodos de sequía. Asociadas a esta enfermedad se producen infecciones secundarias, tanto bacterianas como virales y fúngicas.

Su amplia extensión es debida a la migración y traslado de especies como los mugílidos, o los movimientos comerciales de peces ornamentales. Aunque la infección todavía no se ha descrito en Europa, muchas especies europeas son susceptibles a la enfermedad (p.ej. los mugílidos, los salmónidos, las anguilas). Sin embargo, es posible que las condiciones medioambientales en Europa no sean muy favorables para su propagación, aunque no se puede descartar que el cambio climático juegue un papel fundamental en los factores necesarios para su aparición (p.ej. el aumento de la temperatura del agua y la frecuencia de los periodos de sequía seguidos por lluvias abundantes).

La mortalidad es muy variable, pero podría alcanzar niveles epizoóticos, por ser una enfermedad muy transmisible (su transmisión es horizontal). El avance de la enfermedad dependería no sólo de las condiciones medioambientales, sino también de factores endógenos como del nivel de estrés (p.ej. el trauma causado por el uso de redes, los cambios de salinidad).

ii) Prevención

La prevención de SUE/EUS es imposible, por ello, una política de restricción de movimientos desde las zonas donde la enfermedad ocurre, podría ser la única solución para combatir su extensión. Esto sería efectivo para instalaciones cerradas o aguas confinadas. En aguas abiertas, es imposible prevenir la enfermedad debido a la presencia de peces migratorios (p.ej. los mugílidos).



iii) Control.....

El control de SUE/EUS en aguas abiertas y naturales es imposible. Sin embargo, su control en pequeñas instalaciones cerradas podría efectuarse con la eliminación de los peces infectados, mejoras en la calidad del agua e, incluso, la aplicación de cal viva en las lagunas afectadas.

b) **Viremia primaveral de la carpa (VPC/SVC; virus de la viremia primaveral de la carpa)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; Raidal *et al.*, 2004; OIE, 2010b; EFSA, 2007)

i) **Epizootiología**

La enfermedad es más común en zonas donde la temperatura del agua es fría, sobre todo en invierno, y la enfermedad se manifiesta más tarde en primavera cuando aumentan las temperaturas rápidamente entre 10 y 18°C. Los brotes esporádicos son comunes en las zonas infectadas. La enfermedad es muy transmisible para las carpas y otros ciprínidos, aunque hay algunas especies no ciprínidas que también son susceptibles. Las mortalidades pueden alcanzar el 70% en los peces (carpas) jóvenes de un año que suelen ser los más susceptibles, aunque la enfermedad ocurre frecuentemente como un cuadro subagudo o crónico y puede afectar a los peces más grandes, sobre todo los que no han tenido contacto previo con el patógeno. Sin embargo, los niveles de mortalidad tienen un rango de 5-100% (con una media de menos del 30%) dependiendo en gran parte de los factores medioambientales y la edad de los peces. Los juveniles son susceptibles incluso a temperaturas más elevadas (p.ej. 23°C).

Los supervivientes desarrollan una resistencia fuerte y duradera, pero los portadores asintomáticos podrían llegar a desarrollar la enfermedad cuando se sometan a estrés. Existe la transmisión vertical asociada a las ovas, la transmisión horizontal entre peces, y la transmisión por vectores (parásitos hematófagos).

El virus se mantiene viable tanto en agua (más de cuatro semanas a 10°C) como en sedimento o fango (más de seis semanas a 4°C).

ii) **Prevención**

Se tiene que evitar el movimiento y traslado de los peces que podrían ser portadores de la enfermedad y, para las especies sensibles (mayoritariamente las carpas), imponer las restricciones de movimiento desde las zonas donde se ha descrito la enfermedad.

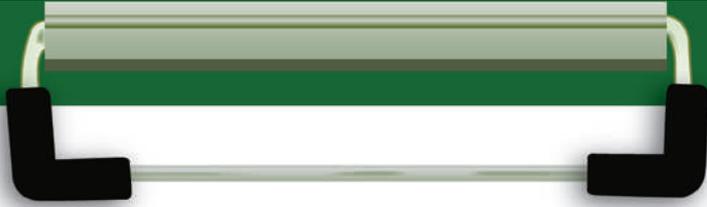
iii) Control

Los métodos de control son: evitar el contacto con el virus en conjunción con buenas prácticas de higiene, sobre todo en los establecimientos más cerrados donde utilizan agua de pozo o de una fuente protegida, y que tienen sistemas de seguridad para evitar la entrada de peces a través de los efluentes.

Los establecimientos más abiertos (p.ej. las lagunas) podrían emplear métodos de control que incluyan: desinfección rutinaria frecuente de los fondos, redes y equipamiento), gestión de la instalación diseñada para evitar al máximo el estrés, destrucción de los peces infectados utilizando medidas de bioseguridad, y evitar que los peces de zonas o stocks diferentes se mezclen.

Una reducción de la densidad de los peces durante el invierno/principios de primavera podría reducir la incidencia y extensión del virus en las zonas afectadas. También el aumento de la temperatura del agua (superior a 19-20°C) podría detener o prevenir brotes de la enfermedad.

Los movimientos de peces, acompañados por un certificado de sanidad, indicando que son libres del virus de la viremia primaveral de la carpa, junto con un sistema de cuarentena (al menos dos semanas apartados antes de ser introducidos definitivamente en los nuevos establecimientos) ayudaría mucho a controlar la enfermedad. Además, es necesario un control rígido sobre los pescadores aficionados y deportivos, ya que sus actividades suponen un gran riesgo para la extensión del virus. si se llevan a cabo sin medidas de restricción de movimientos y desinfección de equipos.



c) **Enfermedad causada por el virus herpes del koi (HVK/KHV; herpes virus del koi)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; Raidal *et al.*, 2004; OIE, 2010b; EFSA, 2007)

i) **Epizootiología**

Parece que la temperatura del agua es el factor principal que afecta el comienzo y la severidad de la enfermedad. Una temperatura entre 18 y 25°C es la óptima para su propagación, aunque la enfermedad está descrita a temperaturas más bajas (p.ej. 15-16°C) o incluso más altas (p.ej. hasta 28°C), y el virus puede sobrevivir a 5°C.

La enfermedad es muy transmisible y específica de carpas (común o koi), en las que la mortalidad acumulada puede alcanzar el 100%. Las mortalidades empiezan muy rápidamente cuando los peces se trasladan de aguas templadas (13°C) a aguas más cálidas (23°C). Aunque la enfermedad afecta a cualquier edad del pez, los adultos pueden ser más susceptibles. Los supervivientes de un brote de la enfermedad son resistentes posteriormente a la exposición del virus.

La mortalidad natural o inducida experimentalmente no se ha descrito en otras especies de peces de agua dulce, como la carpa dorada (*Carassius auratus*), la carpa herbívora (*Ctenopharyngodon idellus*), la carpa plateada (*Hypophthalmichthys molitrix*), la perca plateada (*Bidyanus bidyanus*) y la tilapia (*Oreochromis niloticus*).

Las infecciones secundarias bacterianas están asociadas frecuentemente a KHV, como es el caso de *Flavobacterium columnare* y *Aeromonas spp.*

ii) **Prevención**

No hay métodos de prevención, salvo las restricciones de movimientos desde las zonas donde se ha descrito la enfermedad. No hay una vacuna disponible contra el KHV de forma generalizada, aunque hay una en uso en Israel.

iii) Control

Las carpas de una zona donde se ha detectado la enfermedad no deberían trasladarse a una zona donde no se ha detectado para evitar la exposición al y propagación del virus. Además, las buenas prácticas de higiene y bioseguridad son importantes, especialmente en los sistemas cerrados, cuarentena (entre 4 semanas y 2 meses) y fuentes de agua protegida (p.ej. manantial o pozo). Las rutinas de desinfección de los huevos, tanques y equipamiento de cultivo (p.ej. con iodóforos) son también esenciales.

Además, siendo importante la temperatura del agua, un aumento por encima de los 26–28°C podría ayudar a reducir la mortalidad durante los brotes.



d) **Necrosis hematopoyética infecciosa (NHI/IHN; virus de la necrosis hematopoyética infecciosa)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; Raidal *et al.*, 2004; OIE, 2010b; MAPA; 2008a, 2008b)

i) Epizootiología

La mayoría de los brotes ocurren cuando la temperatura del agua está entre 8 y 14°C, pero raras veces por encima de 15°C. La enfermedad tiene más impacto en la trucha arco iris cultivada en agua dulce y en los reproductores, pero también ocurre en agua de mar. Los juveniles (de entre 3 semanas a 6 meses) son más susceptibles a la enfermedad y la mortalidad puede alcanzar el 100% en este grupo, mientras que varía del 70 al 90% en adultos. Además, es una enfermedad conocida en salmón salvaje del Pacífico que podría representar una fuente de infección para los salmónidos cultivados. En general, el estrés elevado aumenta el efecto de la enfermedad y puede llegar a causar brotes incluso en infecciones subclínicas. Es muy probable que algunos peces queden como portadores después de los brotes de la enfermedad.

La transmisión del virus es por vía horizontal, a través del agua) y el virus entra por las branquias e incluso por la piel. Sin embargo, es posible que la llegada de la enfermedad a Europa desde América del Norte haya sido debida a la importación de peces infectados o huevos esto significaría la existencia de vía de transmisión vertical adicionalmente. Durante un brote de la enfermedad, los peces infectados representan una fuente de virus muy alta y el virus se detecta en heces, orina, fluidos y productos de la reproducción, mucus externo, agua de transporte contaminada e, incluso, potencialmente, en parásitos hematófagos (se alimentan de sangre) o aves piscívoras.

ii) Prevención

Se tiene que evitar el movimiento y traslado de los peces que pudieran ser portadores (vectores) de la enfermedad y ,para los huevos, imponer restricciones de movimientos desde las zonas donde se ha descrito la enfermedad, o como mínimo su desinfección con iodóforos. Además, las buenas prácticas de higiene y bioseguridad son importantes, especialmente en los establecimientos con sistemas cerrados o una fuente de agua protegida (p.ej. manantial o pozo), donde la desinfección frecuente y rutinaria de tanques y equipamiento de cultivo es esencial.



iii) Control

Los salmónidos de una zona donde se ha detectado la enfermedad no deberían trasladarse a una zona donde no se ha detectado la enfermedad para evitar la exposición al virus.

Además, siendo importante la temperatura del agua, un aumento por encima de 18°C o una disminución por debajo de 6°C podría ayudar a reducir la mortalidad durante los brotes, aunque los cambios de temperatura del agua durante un brote de la enfermedad podrían producir más portadores del virus. En caso de la aparición de un brote, debería realizarse un vaciado sanitario de al menos tres meses acompañado de desinfecciones periódicas.



5.2.2.3 GESAC Grupo 2 (riesgo regional - marino)

a) ***Enteromyxum leei*** (según: Padrós *et al.*, 2001; Palenzuela *et al.*, 2005; Diamant *et al.*, 2006; Golomazou *et al.*, 2006; Yanagida *et al.*, 2006; Álvarez-Pellitero *et al.*, 2007; Sitjà-Bobadilla *et al.*, 2007a; Yokoyama y Shirakashi, 2007; Zarza y Padrós, 2007; Estensoro *et al.*, 2010)

i) **Epizootiología**

E. leei parasita numerosas especies marinas (más de 45), y puede producir un cuadro patológico severo en algunos peces cultivados de gran interés comercial, como la dorada (*Sparus aurata*), el sargo picudo (*Diplodus puntazzo*), la platija japonesa (*Paralichthys olivaceus*), el fugu (*Takifugu rubripes*) y las nuevas especies de cultivo *Pagrus spp.* y *Pagellus spp.* Además, se ha demostrado experimentalmente la susceptibilidad de varias especies de agua dulce (p.ej. barbo tigre (*Puntius tetrazona*), pez cebra (*Danio rerio*), oscar (*Astronotus ocellatus*) y tilapia (*Oreochromis mossambicus*)). Esta baja especificidad de hospedador, así como la facilidad de transmisión, contribuyen a aumentar la importancia de esta enfermedad, que podría causar pérdidas económicas importantes en el Mediterráneo y Japón, especialmente en el rango de temperatura comprendido entre 15-25°C. Experimentalmente, se ha comprobado que la infección puede transmitirse horizontalmente por cohabitación con peces infectados, mediante contacto con aguas contaminadas, por vía oral y por vía anal. En condiciones naturales, las dos primeras vías son las más significativas, y los peces salvajes podrían actuar como reservorios y contribuir a la transmisión a peces cultivados. Sin embargo, todavía se desconoce la especie hospedadora primaria en el medio natural. La identificación de organismos positivos en la epifauna de zonas enzoóticas mediante PCR, apunta a la existencia de un ciclo vital indirecto con intervención de un hospedador invertebrado (posiblemente un poliqueto), además de un ciclo directo.

ii) **Prevención**

No hay métodos de prevención, salvo las restricciones de movimiento de los peces desde las zonas donde se ha descrito la enfermedad. Sin embargo, debido a la baja especificidad de este mixozoo, su presencia en especies marinas salvajes es muy probable, con lo que resulta difícil, sino imposible, evitar la transmisión de la infección, especialmente en los cultivos de jaulas.



En cualquier caso, las buenas prácticas de higiene y bioseguridad como la cuarentena, y la desinfección de estanques y equipamiento de cultivo, ayudarán sin duda a su prevención, especialmente en los sistemas cerrados. Los dispositivos de retirada de bajas en jaulas podrían ayudar a reducir la dispersión de la infección.

iii) Control

Se puede conseguir cierta reducción en el desarrollo de la enfermedad manteniendo el agua a temperaturas inferiores a 15°C y hay evidencias experimentales de que un tratamiento de hiposalinidad sostenida (<8 ppm) podría controlar la infección, aunque se debe tener en cuenta la tolerancia de la especie cuando estén planteados los cambios de salinidad.



b) ***Enteromyxum scophthalmi*** (según: Redondo *et al.*, 2004; Quiroga *et al.*, 2006; Álvarez-Pellitero *et al.*, 2007; Palenzuela *et al.*, 2007; Zarza y Padrós, 2007)

i) **Epizootiología**

E. scophthalmi produce una infección grave en rodaballo (*Psetta maxima*), con mortalidades que alcanzan el 100% en los lotes afectados. El período prepatente de esta enfermedad es relativamente largo (aproximadamente 3 meses tras la exposición al parásito), aunque puede variar según los lotes y fechas de introducción. La infección experimenta fluctuaciones estacionales, dependientes en gran parte de la temperatura, aunque influyen también otros factores, como la acumulación de estadios infectivos.

E. scophthalmi se transmite directamente entre peces, tanto por vía oral como por cohabitación y a través de efluentes contaminados, lo que favorece su dispersión. La escasez de esporas del mixozoo en el rodaballo apunta a que podría no ser el hospedador primario en condiciones naturales. El lenguado senegalés cultivado *Solea senegalensis* es susceptible a este parásito, pero la infección es menos grave que en rodaballo. Dada la facilidad de transmisión directa, no se descarta que peces salvajes de éstas u otras especies puedan actuar de reservorios. La existencia de un ciclo indirecto a través de un hospedador intermediario invertebrado no se ha demostrado, pero se han identificado organismos positivos mediante PCR en aguas enzoóticas.

ii) **Prevención**

La entrada de agua contaminada, las temperaturas elevadas, la recirculación de efluentes, la acumulación de estadios infectivos y los ciclos de cultivo largos son los principales factores de riesgo a tener en cuenta para el diseño de medidas preventivas.

La prevención debe comenzar por evitar la entrada del parásito en las instalaciones, por lo que es imprescindible garantizar que los peces se introducen libres de infección. Además, se debe extremar la precaución en el control de la calidad del aporte de agua, aunque la probable existencia de especies salvajes que actúen de reservorio dificulta esta medida. Por tanto, las buenas prácticas de higiene y bioseguridad, como la cuarentena, y la desinfección de estanques y equipamiento de cultivo, ayudarán a prevenir la infección, especialmente en los sistemas cerrados.



iii) Control

El agua es el principal vehículo de entrada del parásito en las instalaciones de cultivo, por lo que la aplicación de medidas de control sobre su aporte al establecimiento, resulta esencial para evitar la introducción de los estadios infectivos del parásito y la propagación de la infección.

La elevada densidad/biomasa de peces podría favorecer el desarrollo de la enfermedad y la aparición de mortalidades, ya que la acumulación de estadios infectivos en los tanques es uno de los factores de riesgo asociados a esta enfermedad. No existe ningún tratamiento efectivo comercial ; a nivel experimental se ha demostrado que el uso de robenidina y sulfamidas o extractos naturales por vía oral pueden aumentar la tasa de supervivencia, pero no frenar la infección.

c) **Encefalopatía y retinopatía vírica (ERV/VER; Nodaviridae: betanodavirus)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; Thiéry *et al.*, 2004; Cutrín *et al.*, 2007; García-Rosado *et al.*, 2007; López-Jimena *et al.*, 2010a; F. Padrós, com. pers.).

i) Epizootiología

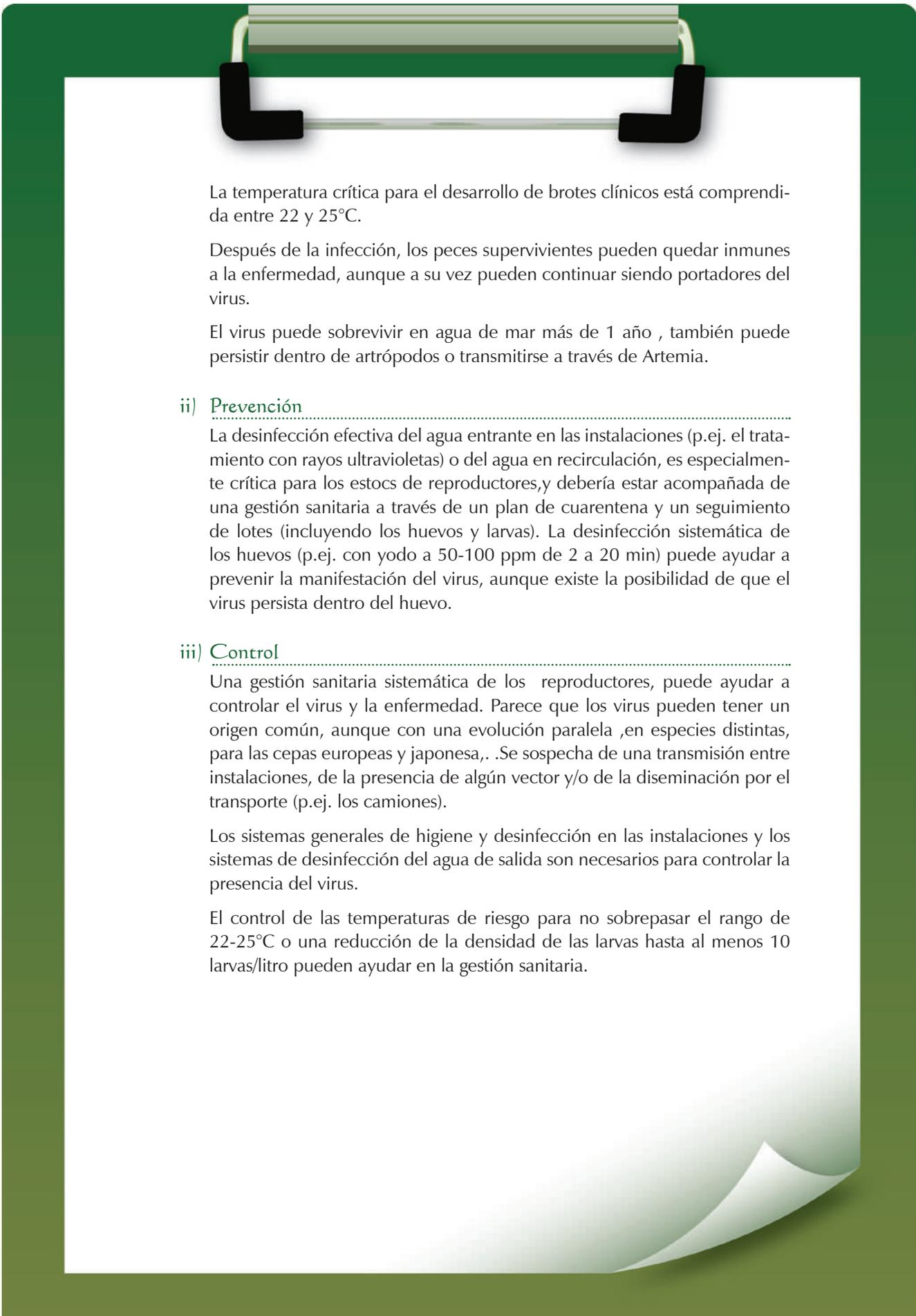
La encefalopatía y retinopatía vírica (ERV/VER) afecta a más de una treintena de especies de peces representadas por 11 familias en zonas marinas de Asia, el Pacífico, el Mediterráneo y el Atlántico. Su virulencia y mortalidad dependen de la edad de los peces, y la forma aguda de la enfermedad puede causar mortalidades más altas en los juveniles de algunas especies. El periodo de incubación para la enfermedad puede ser muy corto, siendo 4 días post-eclosión, o menos según la especie. La enfermedad aparece hasta aproximadamente un mes después del periodo de incubación. La forma crónica ocurre en peces de mayor edad.

La transmisión es horizontal por el agua (p.ej. por la boca, las branquias y la piel) y la transmisión vertical (vía ova) está descrita para algunas especies. El virus puede entrar con animales nuevos enfermos o portadores (p.ej. hatchery, preengorde) o en tanques de transporte de camiones, y por cambios de agua.

La mortalidad en peces con un mes de edad es variable, pero puede alcanzar hasta 50-100% en peces de corta edad, ó 5-35% en peces de engorde (p.ej. lubina).

Son cuatro los genotipos más importantes del virus. Sin embargo, parece que los aislamientos en Europa pertenecen básicamente al tipo RGNNV, y ocasionalmente al BFNNV, aunque en la Península Ibérica se ha comprobado que recientemente se detecta el genotipo SJNNV (que parecía restringido a regiones asiáticas).

Una especie portadora puede ser el salmonete (*Mullus barbatus*), pero también se ha detectado el virus en sargo (*Diplodus sargus*), pargo (*Pagrus pagrus*) y hurta (*Pagrus auriga*), así como en mejillones recolectados en zonas cercanas a brotes de infección causados por nodavirus. Las poblaciones de peces salvajes pueden ser reservorios naturales del virus.



La temperatura crítica para el desarrollo de brotes clínicos está comprendida entre 22 y 25°C.

Después de la infección, los peces supervivientes pueden quedar inmunes a la enfermedad, aunque a su vez pueden continuar siendo portadores del virus.

El virus puede sobrevivir en agua de mar más de 1 año, también puede persistir dentro de artrópodos o transmitirse a través de Artemia.

ii) Prevención

La desinfección efectiva del agua entrante en las instalaciones (p.ej. el tratamiento con rayos ultravioletas) o del agua en recirculación, es especialmente crítica para los estocs de reproductores, y debería estar acompañada de una gestión sanitaria a través de un plan de cuarentena y un seguimiento de lotes (incluyendo los huevos y larvas). La desinfección sistemática de los huevos (p.ej. con yodo a 50-100 ppm de 2 a 20 min) puede ayudar a prevenir la manifestación del virus, aunque existe la posibilidad de que el virus persista dentro del huevo.

iii) Control

Una gestión sanitaria sistemática de los reproductores, puede ayudar a controlar el virus y la enfermedad. Parece que los virus pueden tener un origen común, aunque con una evolución paralela, en especies distintas, para las cepas europeas y japonesa,. Se sospecha de una transmisión entre instalaciones, de la presencia de algún vector y/o de la diseminación por el transporte (p.ej. los camiones).

Los sistemas generales de higiene y desinfección en las instalaciones y los sistemas de desinfección del agua de salida son necesarios para controlar la presencia del virus.

El control de las temperaturas de riesgo para no sobrepasar el rango de 22-25°C o una reducción de la densidad de las larvas hasta al menos 10 larvas/litro pueden ayudar en la gestión sanitaria.



d) ***Philasterides dicentrarchi* (escuticociliatosis)** (según: Iglesias *et al.*, 2001; Paramá *et al.*, 2003; Álvarez-Pellitero *et al.*, 2007; Puig *et al.*, 2007; Zarza y Padrós, 2007)

i) **Epizootiología**

Philasterides dicentrarchi es un ciliado que puede actuar como parásito oportunista y causar una enfermedad sistémica en lubina (*Dicentrarchus labrax*) en el Mediterráneo o en el rodaballo (*Psetta maxima*) de piscifactorías del Atlántico y Cantábrico, especie en la que constituye uno de los procesos emergentes más graves. Los brotes clínicos en el rodaballo ocurren sobre todo a temperaturas $>20^{\circ}\text{C}$, y la mortalidad puede ser elevada en los peces afectados dentro de un amplio rango de tallas (150-1500 g) en la etapa de engorde. La escuticociliatosis también se ha descrito en otros peces, como doradas y peces marinos de acuario, aunque se desconoce si se trata de la misma especie que afecta al rodaballo.

Los escuticociliados son organismos saprófitos, frecuentes en ambientes marinos, que pueden estar presentes en las paredes y fondo de los tanques o en la superficie de los peces. En situaciones de estrés, los ciliados pueden colonizar el interior del pez. La transmisión es horizontal por el agua y por las lesiones superficiales. El parásito puede entrar por el ojo (la córnea y/o la piel, sobre todo de la zona periorbital) y los orificios naso-olfatorios, y llegar al cerebro por el nervio óptico. Las lesiones en el ojo causadas por condiciones de supersaturación de oxígeno en combinación con intercambios de agua bajos podrían representar factores de riesgo, así como las lesiones en las branquias o piel causadas por otros factores. Los signos clínicos pueden cambiar de unos brotes a otros. En infecciones experimentales, numerosos órganos pueden verse afectados, especialmente el páncreas y el tracto digestivo. El parásito puede sobrevivir en los sedimentos llenos de nutrientes donde representa una fuente de infección para los peces más débiles.

ii) **Prevención**

La prevención de la transmisión de la infección es muy difícil, ya que los escuticociliados son organismos habituales en los sedimentos marinos, dada su calidad de saprófitos, y, además, podrían encontrarse en peces salvajes. Por tanto, las buenas prácticas de higiene y bioseguridad, como la cuarentena, y la desinfección de estanques y equipamiento de cultivo, son esenciales para prevenir la infección, especialmente en los sistemas cerrados.



Es esencial evitar las situaciones de estrés de los peces, y cuidar la calidad del agua, porque el deterioro del medio favorece la proliferación de estos ciliados.

iii) Control

El control de las temperaturas de riesgo para evitar sobrepasar los 20°C podría reducir los brotes clínicos. Además, es posible eliminar *P. dicentrarchi* del ámbito externo utilizando baños de formol y otros desinfectantes. Están desarrollándose algunas vacunas experimentales en los centros de investigación CSIC-IATS y USC.

5.2.2.4 GESAC Grupo 2 (riesgo regional - marino/continental)

a) ***Aeromonas salmonicida* (forunculosis)** (según: Cipriano y Bullock, 2001; Raidal *et al.*, 2004; AGDAFF, 2008)

i) Epizootiología

Los peces portadores representan la mayor fuente de infección y los brotes ocurren cuando los peces sufren estrés a partir de temperaturas comprendidas entre 10-15°C (primavera/verano). La susceptibilidad aumenta si los peces están dañados (el mucus, la piel, las branquias) como podría ocurrir después del uso de las redes para manejar los animales.

La propagación de la enfermedad (forunculosis) puede ocurrir a través del agua, los sedimentos, el equipamiento de cultivo y los fomites. Las cepas atípicas normalmente causan una enfermedad en los peces no salmónidos, como los ciprínidos y las especies marinas, y las infecciones secundarias son frecuentes.

Los peces que sobreviven a los brotes se convierten en portadores y podrían representar una fuente de infección importante sin mostrar síntomas clínicos clásicos propios. Los ectoparásitos *Lepeophtheirus salmonis* (en el ámbito marino) y *Argulus spp.* (en el ámbito continental) también podrían transmitir *A. salmonicida*, y su transmisión experimental se ha demostrado entre moluscos y especies susceptibles. La transmisión vertical no se ha descrito, aunque la contaminación de la superficie de los huevos sí está demostrada.

ii) Prevención

Un plan de vigilancia para detectar *A. salmonicida* en el agua y las especies salvajes podría indicar su presencia temprana antes de causar problemas en las piscifactorías y la necesidad de implementar alguna de las medidas de control. Una certificación libre de infección para los reproductores representaría una fuente limpia para conseguir la ova, y además debería desinfectarse la superficie de los huevos (p.ej. con yodo) antes y después de su llegada a la piscifactoría.

iii) Control

El control de *A. salmonicida* es complicado por ser una bacteria ubicua y su potencial de infectar una gama amplia de especies susceptibles en ámbitos diversos. Por tanto, evitar el contacto entre los portadores de la enfermedad y las especies susceptibles es fundamental para su control. El movimiento natural de las especies migratorias, la alta concentración de explotaciones en una zona o los intercambios (personal y equipamiento) entre los establecimientos, son factores de alto riesgo para la propagación de la enfermedad. Las soluciones de estos problemas dependen de los sistemas generales de higiene y desinfección de las instalaciones, y los sistemas de desinfección del agua de entrada (p.ej. ultravioleta u ozonización). Además, el barbecho de las jaulas afectadas (ámbito marino) puede ayudar a cortar el ciclo de transmisión.



b) **Aquabirnaviridae (inc. NPI/IPN; virus de ARN)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; Rodríguez-Saint Jean *et al.*, 2003; López-Jimena *et al.* 2010b)

i) Epizootiología

La necrosis pancreática infecciosa (NPI) es una enfermedad vírica muy contagiosa de los peces jóvenes de las especies de salmónidos que viven en condiciones de producción intensiva. La enfermedad es típica de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), el salvelino (*Salvelinus fontinalis*), la trucha común (*Salmo trutta*), el salmón del Atlántico (*Salmo salar*) y varias especies de salmones del Pacífico (*Oncorhynchus spp.*), aunque puede ocurrir en otras especies marinas de cultivo, y especies de estuarios y de agua dulce.

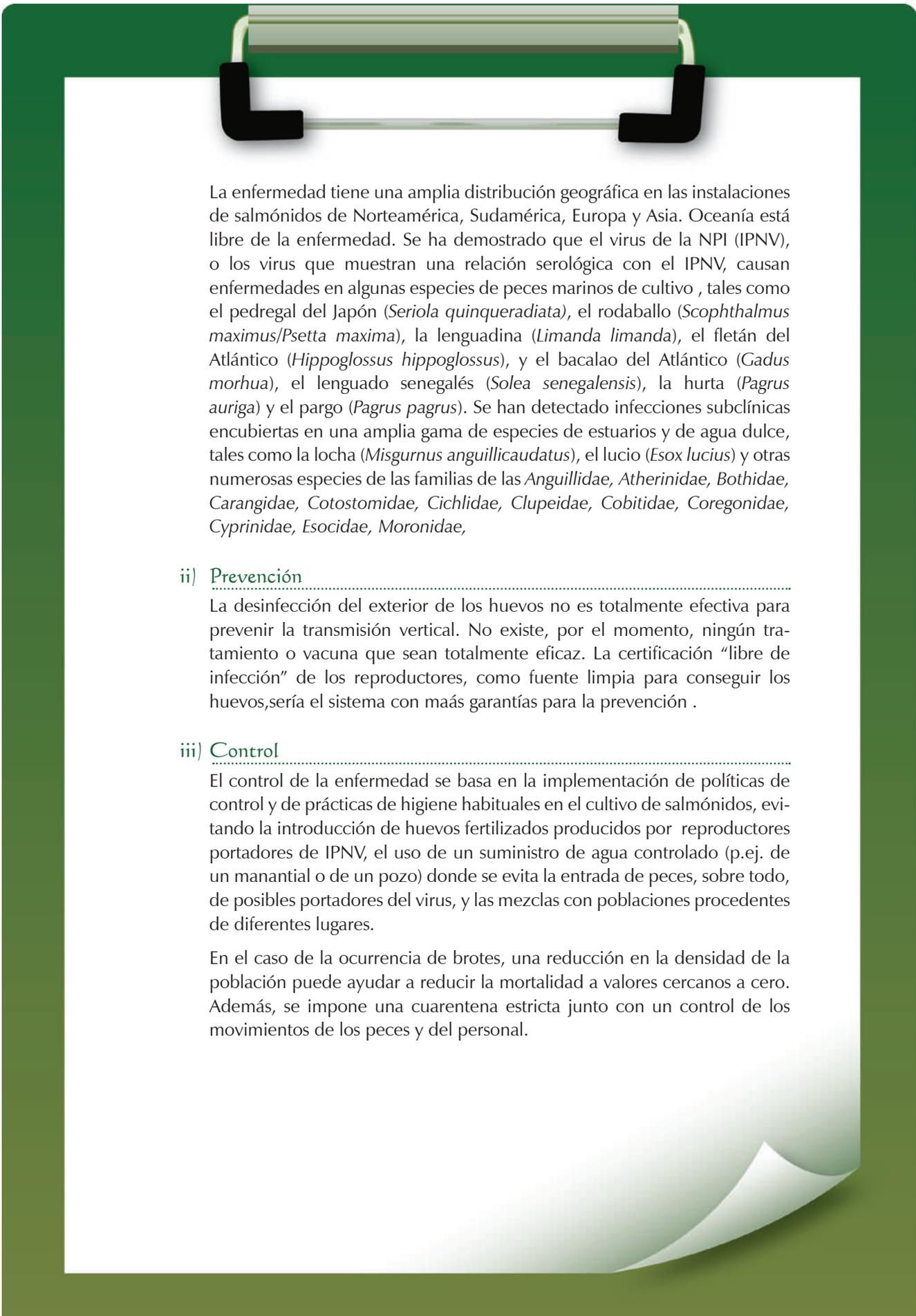
La susceptibilidad al virus disminuye con la edad, incluso con resistencia a la enfermedad clínica en salmónidos. Sin embargo, los salmones Atlánticos jóvenes (entre 1 y 3 años) pueden verse afectados al migrar del agua dulce a la marina.

Las mortalidades acumuladas en peces de corta edad pueden variar desde menos del 10% hasta más de un 90%, dependiendo de la combinación de varios factores tales como la cepa vírica y su carga, el hospedador y el entorno. (parámetros ambientales)

La enfermedad se transmite tanto horizontalmente, a través del agua, entrando por las branquias o por ingestión; como verticalmente por los huevos. El virus llega al agua por las heces, orina, los fluidos de los reproductores y por el mucus externo o a través del agua contaminada en el transporte e, incluso, potencialmente por parásitos hematófagos o por aves piscívoras.

El virus tolera tanto el ámbito de agua dulce como marino. Se mantiene viable durante varias semanas en el sedimento a una temperatura de 10°C. En aguas filtradas y a una temperatura de 4°C, el virus puede persistir varios meses.

Los peces que sobreviven a los brotes de una enfermedad, se convierten en portadores asintomáticos y podrían representar una fuente de infección importante.



La enfermedad tiene una amplia distribución geográfica en las instalaciones de salmónidos de Norteamérica, Sudamérica, Europa y Asia. Oceanía está libre de la enfermedad. Se ha demostrado que el virus de la NPI (IPNV), o los virus que muestran una relación serológica con el IPNV, causan enfermedades en algunas especies de peces marinos de cultivo, tales como el pedregal del Japón (*Seriola quinqueradiata*), el rodaballo (*Scophthalmus maximus/Psetta maxima*), la lenguadina (*Limanda limanda*), el fletán del Atlántico (*Hippoglossus hippoglossus*), y el bacalao del Atlántico (*Gadus morhua*), el lenguado senegalés (*Solea senegalensis*), la hurta (*Pagrus auriga*) y el pargo (*Pagrus pagrus*). Se han detectado infecciones subclínicas encubiertas en una amplia gama de especies de estuarios y de agua dulce, tales como la locha (*Misgurnus anguillicaudatus*), el lucio (*Esox lucius*) y otras numerosas especies de las familias de las *Anguillidae*, *Atherinidae*, *Bothidae*, *Carangidae*, *Cotostomidae*, *Cichlidae*, *Clupeidae*, *Cobitidae*, *Coregonidae*, *Cyprinidae*, *Esocidae*, *Moronidae*,

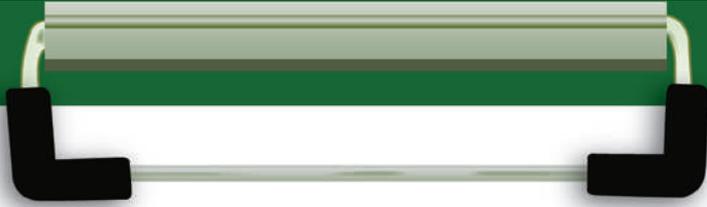
ii) Prevención

La desinfección del exterior de los huevos no es totalmente efectiva para prevenir la transmisión vertical. No existe, por el momento, ningún tratamiento o vacuna que sean totalmente eficaz. La certificación “libre de infección” de los reproductores, como fuente limpia para conseguir los huevos, sería el sistema con más garantías para la prevención.

iii) Control

El control de la enfermedad se basa en la implementación de políticas de control y de prácticas de higiene habituales en el cultivo de salmónidos, evitando la introducción de huevos fertilizados producidos por reproductores portadores de IPNV, el uso de un suministro de agua controlado (p.ej. de un manantial o de un pozo) donde se evita la entrada de peces, sobre todo, de posibles portadores del virus, y las mezclas con poblaciones procedentes de diferentes lugares.

En el caso de la ocurrencia de brotes, una reducción en la densidad de la población puede ayudar a reducir la mortalidad a valores cercanos a cero. Además, se impone una cuarentena estricta junto con un control de los movimientos de los peces y del personal.



c) ***Streptococcus iniae* (estreptococosis)** (según: Shoemaker *et al.*, 2000, 2001; Colorni *et al.*, 2002; Ghittino *et al.*, 2003; Romano y Mejía, 2003; Russo *et al.*, 2006; Yanong y Francis-Floyd, 2006)

i) Epizootiología

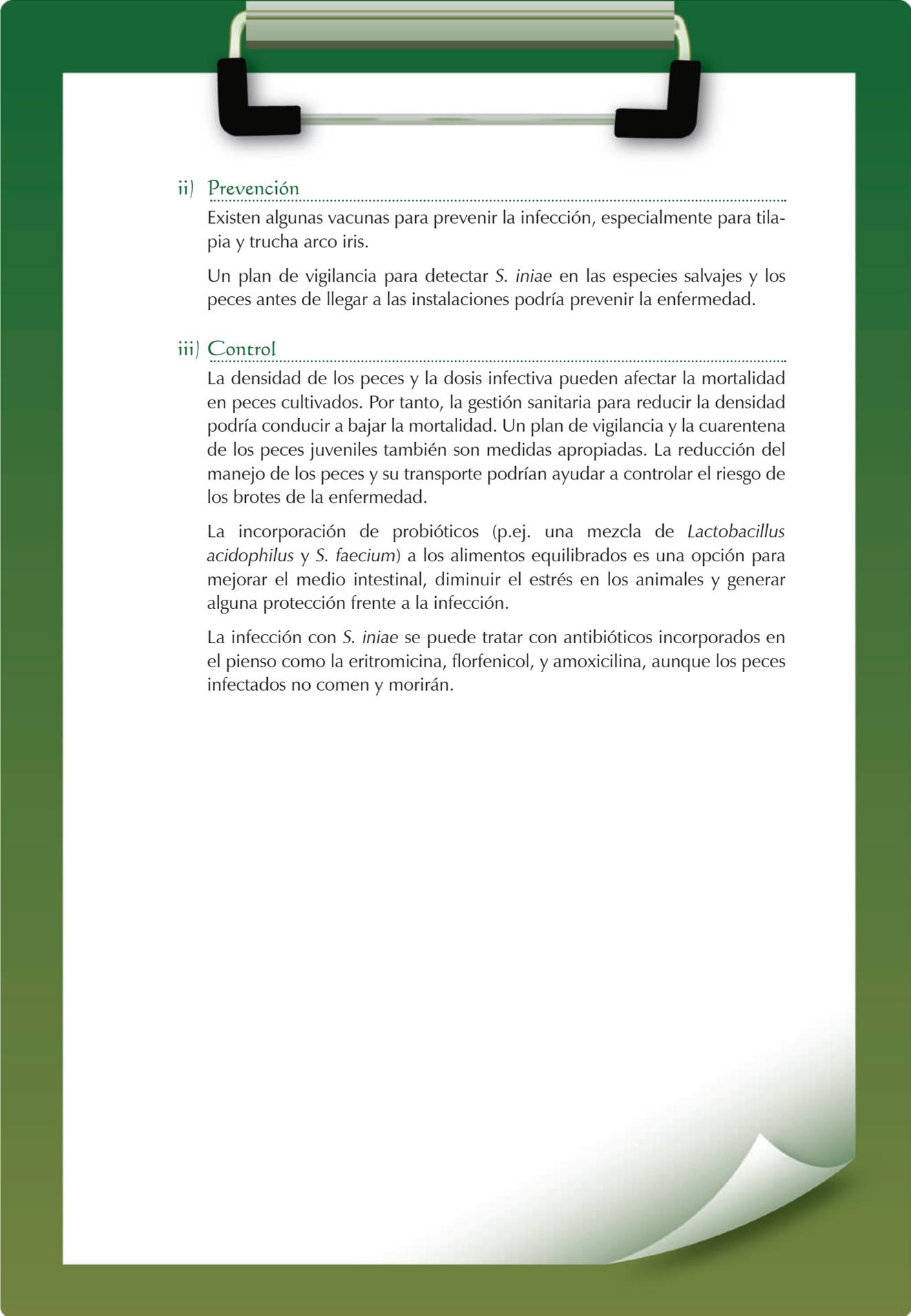
Streptococcus iniae puede afectar a varias especies de peces, incluyendo a la tilapia, la trucha arco iris y también especies marinas. Está descrita una menor prevalencia en peces continentales (p.ej. tilapia) de peso comercial y en alevines, y una mayor incidencia en las fases de engorde

Las enfermedades causadas por *Streptococcus spp.* pueden producir mortalidades altas. En el caso de la *S. iniae* las mortalidades pueden alcanzar >50% durante 3 - 7 días en trucha; los brotes más crónicos pueden producir pocos peces muertos diariamente, pero las mortalidades pueden durar varias semanas. Las mortalidades en especies marinas (p.ej. lubina y dorada) pueden ser menores. *S. iniae* es zoonótico y puede causar una enfermedad en seres humanos que trabajan en la cadena alimentaria (p.ej. los establecimientos de procesamiento), aunque los casos descritos han ocurrido en pacientes mayores con problemas de salud y con lesiones en las manos.

La transmisión del patógeno es horizontal y la infección ocurre después del contacto directo con otros peces infectados, pienso contaminado o el medioambiente. Los estreptococos pueden sobrevivir durante meses en peces congelados y, por tanto, el uso de estos peces como pienso aumenta las posibilidades de transmitir la infección. Además, es posible la transferencia de *S. iniae* entre peces en jaulas y peces salvajes (o al revés).

La posibilidad de los brotes aumenta cuando los peces están estresados como en las situaciones de temperaturas de agua no óptimas, nivel bajo de oxígeno, niveles altos de nitritos, y densidades altas de los peces en las instalaciones.

Streptococcus spp. pueden sobrevivir en agua marina y sedimentos, pero tienen incidencias mayores durante los meses de verano cuando las temperaturas son más altas y, como resultado, podrían ocurrir infecciones cíclicas. Por consiguiente, la estreptococosis endémica puede conducir a recidivas especialmente durante los periodos de estrés alto.



ii) **Prevención**

Existen algunas vacunas para prevenir la infección, especialmente para tilapia y trucha arco iris.

Un plan de vigilancia para detectar *S. iniae* en las especies salvajes y los peces antes de llegar a las instalaciones podría prevenir la enfermedad.

iii) **Control**

La densidad de los peces y la dosis infectiva pueden afectar la mortalidad en peces cultivados. Por tanto, la gestión sanitaria para reducir la densidad podría conducir a bajar la mortalidad. Un plan de vigilancia y la cuarentena de los peces juveniles también son medidas apropiadas. La reducción del manejo de los peces y su transporte podrían ayudar a controlar el riesgo de los brotes de la enfermedad.

La incorporación de probióticos (p.ej. una mezcla de *Lactobacillus acidophilus* y *S. faecium*) a los alimentos equilibrados es una opción para mejorar el medio intestinal, disminuir el estrés en los animales y generar alguna protección frente a la infección.

La infección con *S. iniae* se puede tratar con antibióticos incorporados en el pienso como la eritromicina, florfenicol, y amoxicilina, aunque los peces infectados no comen y morirán.

Bibliografía

- Adams**, A. y K. Thompson., 1990. Development of an enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for the detection of *Aeromonas salmonicida* in fish tissue. *J. Aquat. Anim. Health*, 2, 281-288.
- Adkison**, M.A., Gilad, O. y Hedrick, R.P., 2005. An enzyme linked immunosorbent assay (ELISA) for detection of antibodies to the koi herpesvirus (KHV) in the serum of koi *Cyprinus carpio*. *Fish Pathol.*, 40(2), 53-62.
- Agnew**, W. y Barnes, A.C., 2007. *Streptococcus iniae*: An aquatic pathogen of global veterinary significance and a challenging candidate for reliable vaccination. *Vet. Microbiol.*, 122, 1-15.
- Ahne**, W., Kurath, G. y Winton, J.R., 1998. A ribonuclease protection assay can distinguish SVCV from PFR. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 6, 220-224.
- Álvarez-Pellitero**, P., Sitjà-Bobadilla, A. y Palenzuela, O. 2007. Parásitos: un nuevo reto para la piscicultura española. XI Congreso Nacional de Acuicultura, Vigo, 25-28 sept., Libro de Actas, Tomo II, p. 969-973.
- Antychowicz**, J., Reichert, M., Matras, M., Bergmann, S.V. y Haenen, O., 2005. Epidemiology, pathogenicity and molecular biology of koi herpesvirus isolated in Poland. *Bull. Vet. Inst. (Pulawy)*, 49, 367-373.
- Aoki**, T., Hirono, I., Kurokawa, K., Fukuda, H., Nahary, R., Eldar, A., Davison, A.J., Waltzek, T.B., Bercovier, H. y Hedrick, R.P., 2007. Genome sequences of three koi herpesvirus isolates representing the expanding distribution of an emerging disease threatening koi and common carp worldwide. *J. Virol.*, 81, 5058-5065.
- Ariav**, R., Tinman, S. y Bejerano, I., 1999. First report of newly emerging viral disease of *Cyprinus carpio* species in Israel. Abstract of poster, 9th EAAP International Conference - Diseases of Fish and Shellfish, Rhodes, Sept 1999.
- Austin**, B. y Austin, D.A., 2007. Bacterial Fish Pathogens: Disease of Farmed and Wild Fish. Springer Praxis Books, UK, 4th ed., 552 p.; ISBN: 978-1-4020-6068-7.
- Australian Government** (AGDAFF), 2008. Aquatic Animal Diseases Significant to Australia: Identification field guide, Diseases of fish. Bacterial diseases - Infection with *Aeromonas salmonicida* - atypical strains. Third edition, Commonwealth of Australia, ISBN 978 0 9803843 1 4; http://www.daff.gov.au/animal-plant-health/pests-diseases-weeds/aquatic_animal_diseases_significant_to_australia_identification_field_guide/diseases_of_finfish/bacterial_diseases_of_finfish_furunculosis
- Bercovier**, H., Eldar, A. y Alotkin, A., 2004. KHV and possible existence of carrier state. Report of International Workshop on Koi Herpesvirus, London, 12-13 Feb 2004, p. 10; http://www.hyggedam.dk/historien/KHV_london120204.pdf.
- Bercovier**, H., Fishman, Y., Nahary, R., Sinai, S., Zlotkin, A., Eyngor, M., Gilad, O., Eldar, A., Hedrick, R.P., 2005. Cloning of the koi herpesvirus (KHV) gene encoding thymidine kinase and its use for a highly sensitive PCR based diagnosis. *BMC Microbiol.*, 17:5(1), p. 13.
- Bondad-Reantaso**, M.G., McGladdery, S.E., East, I., y Subasinghe, R.P. (eds.). Asia Diagnostic Guide to Aquatic Animal Diseases. *FAO Fisheries Technical Paper* No. 402, Supplement 2. Rome, FAO. 2001. 240 pp.

- Bretzinger**, A., Fischer-Scherl, T., Oumouna, M., Hoffmann, R. y Truyen, U., 1999. Mass mortalities in koi carp, *Cyprinus carpio*, associated with gill and skin disease. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 19(5), 182-199.
- Byers**, H.K., Cipriano, R.C., Gudkovs, N. y Crane, M. St.J., 2002. PCR-based assays for the fish pathogen *Aeromonas salmonicida*. II. Further evaluation and validation of three PCR primer sets with infected fish. *Dis. Aquat. Organ.*, 49, 139-144.
- Candan**, A., 2002. First report on the diagnosis of infectious pancreatic necrosis (IPN) based on reverse transcription polymerase chain reaction (RT-PCR) in Turkey. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 22: 45.
- Chinabut**, S. y Roberts, R.J. 1999. *Pathology and histopathology of Epizootic Ulcerative Syndrome (EUS)*. AAHRI, Bangkok. 33 pp.
- Cipriano**, R.C. y Bullock, G.L., 2001. Furunculosis and other diseases caused by *Aeromonas salmonicida*. Fish Disease Leaflet 66, USGS/Leetown Science Center, National Fish Health Research Laboratory, Kearneysville, West Virginia, 33 pp.
- Colorni**, A., Diamant, A., Eldar, A., Kvitt, H. y Zlotkin, A., 2002. *Streptococcus iniae* infections in Red Sea cage-cultured and wild fishes. *Dis. Aquat. Organ.*, 49, 165-170.
- Comisión Europea** (CE), 2001. Decisión 2001/183/CE de la Comisión, de 22 de febrero de 2001, por la que se establecen los planes de muestreo y los métodos de diagnóstico para la detección y confirmación de determinadas enfermedades de los peces y se deroga la Decisión 92/532/CEE (Texto pertinente a efectos del EEE) [notificada con el número C(2001) 426].
- Cutrín**, J.M., Barja, J.L., Nicholson, B.L., Bandín, I., Blake, S. y Dopazo, C.P., 2004. Restriction fragment length polymorphisms and sequence analysis: an approach for genotyping infectious pancreatic necrosis virus reference strains and other Aquabirnaviruses isolated from north-western Spain. *Appl. Environ. Microbiol.*, 70, 1059-1067.
- Cutrín**, J.M., Dopazo, C.P., Thiéry, R., Leao, P., Oliveira, J.G., Barja, J.L. y Bandín, I., 2007. Emergence of pathogenic betanodaviruses belonging to the SJNNV genogroup in farmed fish species from the Iberian Peninsula. *J. Fish Dis.*, 30, 225-232.
- Diamant**, A., Ram, S. y Paperna, I., 2006. Experimental transmission of *Enteromyxum leei* to freshwater fish. *Dis. Aquat. Organ.*, 72, 171-178.
- Dishon**, A., Perelberg, A., Bishara-Shieban, J., Ilouze, M., Davidovich, M., Werker, S., Kotler, M., 2005. Detection of carp interstitial nephritis and gill necrosis virus in fish droppings. *Appl. Environ. Microbiol.*, 71, 7285-7291.
- Dixon**, P.F., Joiner, C.L., Le Deuff R.M., Longshaw, C.B., Steedman, L.C., Stone, D.M. y Way, K., 2004. Development of a Polymerase Chain Reaction-based assay for the detection of Koi Herpes Virus DNA in formalin fixed, wax embedded archive tissues. *Biotechnologies for quality*. European Aquaculture Society, Special Publication no. 34. Aquaculture Europe 2004, Barcelona, Spain, 300-301.
- Dopazo**, C.P. y Barja, J.L., 2002. Diagnosis and identification of IPNV in salmonids by molecular methods. In: *Molecular Diagnosis of Salmonid Diseases*, Cunninham, C.O. (ed.). Kluwer Academic Publ., Dordrecht, The Netherlands, pp. 23-48.

- EFSA**, 2007. Scientific Opinion of the Panel on Animal Health and Welfare on a request from the European Commission on possible vector species and live stages of susceptible species not transmitting disease as regards certain fish diseases (Question No EFSA-Q-2007-044), Adopted on 11 October 2007. The EFSA Journal, 584, 1-163; http://www.efsa.europa.eu/EFSA/efsa_locale-1178620753812_1178661772108.htm.
- Eldar**, A., Lawhon, S., Frelter, P.F., Assenta, L., Simpson, B.R., Varner, P.W. y Bercovier, H., 1997. Restriction fragment length polymorphisms of 16S rDNA and of whole rRNA genes (ribotyping) of *Streptococcus iniae* strains from the United States and Israel. *FEMS Microbiol. Lett.*, 151, 155-162.
- Engelsma**, M.Y. y Haenen, O.L.M., 2005. KHVD, Diagnosis, Control, Research and Future in The Netherlands and Europe. *Bull. Fish. Res. Agency, Suppl.* no. 2, 13-14.
- Estensoro**, I., Redondo, M.J., Alvarez-Pellitero, P., Sitjà-Bobadilla, A., 2010. Novel horizontal transmission route for *Enteromyxum leei* (Myxozoa) by anal intubation of gilthead sea bream *Sparus aurata*. *Dis. Aquat. Org.*, 92, 51-58.
- Faisal**, M. y Ahne, W. 1984. Spring viraemia of carp virus (SVCV): comparison of immunoperoxidase, fluorescent antibody and cell culture isolation techniques for detection of antigen. *J. Fish Dis.*, 7, 57-64.
- García-Rosado**, E., Cano, I., Martín-Antonio, B., Labella, A., Manchado, M., Alonso, M.C., Castro, D. y Borrego, J.J., 2007. Co-occurrence of viral and bacterial pathogens in disease outbreaks affecting newly cultured sparid fish. *Int. Microbiol.*, 10, 193-199.
- Ghittino**, C., Latini, M., Agnetti, F., Panziera, C., Lauro, L., Ciappelloni, R. y Petracca, G., 2003. Emerging pathologies in aquaculture: Effects on production and food safety. *Vet. Res. Comm.*, 27 (Suppl. 1), 471-479.
- Gilad**, O., Yun, S., Andree, K.B., Adkinson, M.A., Zlotkin, A., Bercovier, H., Eldar, A. y Hedrick, R.P., 2002. Initial characteristics of koi herpesvirus and development of a polymerase chain reaction assay to detect the virus in koi, *Cyprinus carpio* koi. *Dis. Aquat. Organ.*, 48, 101-108.
- Gilad**, O., Yun, S., Zagmutt-Vergara, F.J., Leutenegger, C.M., Bercovier, H. y Hedrick, R.P., 2004. Concentrations of a koi herpesvirus (KHV) in tissues of experimentally infected *Cyprinus carpio* koi as assessed by real-time TaqMan PCR. *Dis. Aquat. Organ.*, 60, 179-187.
- Golomazou**, E., Athanassopoulou, F., Karagouni, E., Tsagozis, P., Tsantilas, H. y Vagianou, S.; 2006. Experimental transmission of *Enteromyxum leei* Diamant, Lom and Dykova, 1994 in sharpnout sea bream, *Diplodus puntazzo* C. and the effect on some innate immune parameters. *Aquaculture*, 260, 44-53.
- Gray**, W.L., Mullis, L., LaPatra, S.E., Groff, J.M. y Goodwin, A., 2002. Detection of koi herpesvirus DNA in tissues of infected fish. *J. Fish Dis.*, 25, 171-178.
- Gunimaladevi**, I., Kono, T., Venugopal, M.N., Sakai, M., 2004. Detection of koi herpesvirus in common carp, *Cyprinus carpio* L., by loop-mediated isothermal amplification. *J. Fish Dis.*, 27, 583-589.
- Gustafson**, C.E., Thomas, C.J. y Trust, T.J., 1992. Detection of *Aeromonas salmonicida* from fish by using polymerase chain reaction amplification of the virulence surface array protein gene. *Appl. Environ. Microbiol.*, 58, 3816-3825.
- Hasegawa**, S.T., Somamoto, T., Nakayasu, C., Nakanishi, T. y Okamoto, N., 1997. A cell line (CFK) from fin of isogenic ginbuna crucian carp. *Fish Pathol.*, 32, 127-128.

- Hedrick**, R.P., Gilad, O., Yun, S., Spangenberg, J.V., Marty, G.D., Nordhausen, R.W., Kebus, M.J., Bercovier, H. y Eldar, A., 2000. A herpesvirus associated with mass mortality of juvenile and adult koi, a strain of a common carp. *J. Aquat. Anim. Health*, 12, 44-57.
- Hill**, B.J. y Way, K., 1995. Serological classification of infectious pancreatic necrosis (IPN) virus and other aquatic birnaviruses. *Ann. Rev. Fish Dis.*, 5, 55-77.
- Hoffmann**, R.W., El-Matbouli, M. y Soliman, H., 2004. Detection and isolation of KHV in Continental Europe. Report of International Workshop on Koi Herpesvirus, London, 12-13 Feb 2004, p. 11; http://www.hyggedam.dk/historien/KHV_london120204.pdf.
- Hostnik**, P., Barlic-Maganja, D., Strancar, M., Jencic, V., Toplak, I. y Grom, J., 2002. Influence of storage temperature on infectious hematopoietic necrosis virus detection by cell culture isolation and RT-PCR methods. *Dis Aquat. Organ.*, 52, 179-184.
- Hutoran**, M., Ronen, A., Perelberg, A., Ilouze, M., Dishon, A., Bejerano, I., Chen, N. y Kotler, M., 2005. Description of an as yet unclassified DNA virus from diseased *Cyprinus carpio* species. *J. Virol.*, 79, 1983-1991.
- Iglesias**, R., Paramá, A., Alvarez, M.F., Leiro, J., Fernández, J. y Sanmartín, M.L., 2001. *Philasterides dicentrarchi* (Ciliophora, Scuticociliatida) as the causative agent of scuticociliatosis in farmed turbot *Scophthalmus maximus* in Galicia (NW Spain). *Dis. Aquat. Organ.*, 46, 47-55.
- Ishioka**, T., Yoshizumi, M., Izumi, S., Suzuki, K., Suzuki, H., Kozawa, K., Arai, M., Nobusawa, K., Morita, Y., Kato, M., Hoshino, T., Iida, T., Kosuge, K. y Kimura, H., 2005. Detection and sequence analysis of DNA polymerase and major envelope protein genes in koi herpesviruses derived from *Cyprinus carpio* in Gunma prefecture. *Jpn. Vet. Microbiol.*, 110, 27-33.
- Kanai**, K., Notohara, M., Kato, T., Shutou, K. y Yoshikoshi, K., 2006. Serological characterization of *Streptococcus iniae* strains isolated from cultured fish in Japan. *Fish Pathol.*, 41, 57-66.
- Klesius**, P., Evans, J., Shoemaker, C., Yeh, H., Goodwin, A.E., Adams, A. y Thompson, K., 2006. Rapid detection and identification of *Streptococcus iniae* using a monoclonal antibody-based indirect fluorescent antibody technique. *Aquaculture*, 258, 180-186.
- Le Deuff**, R.M., Way, K., Ecclestone, L., Dixon, P.F., Betts, A.M., Stone, D.M., Gilad, O. y Hedrick, R.P., 2001. Development and comparison of techniques for the diagnosis of koi herpesvirus (KHV). Poster at the 10th *EAFP International Conference - Diseases of Fish and Shellfish*, Dublin, Sept. 2001.
- Lilley**, J.H., Callinan, R.B., Chinabut, S., Kanchanakhan, S., MacRae, I.H. y Phillips, M.J. 1998. *Epizootic ulcerative syndrome (EUS) technical handbook*. Aquatic Animal Health Research Institute, Bangkok, Thailand.
- López-Jimena**, B., Cherif, N., García-Rosado, E., Infante, C., Cano, I., Castro, M.D., Hammani, S., Borrego, J.J. y Alonso, M.C., 2010a. A combined RT-PCR and dot-blot hybridization method reveals the coexistence of SJNNV and RGNNV betanodavirus genotypes in wild meagre (*Argyrosomus regius*). *J. Appl. Microbiol.*, 109, 1361-1369.
- López-Jimena**, B., García-Rosado, E., Infante, C., Cano, I., Manchado, M., Castro, M.D., Borrego, J.J. y Alonso, M.C., 2010b. Detection of infectious pancreatic necrosis virus (IPNV) from asymptomatic redbanded seabream, *Pagrus auriga* Valenciennes, and common seabream, *Pagrus pagrus* (L.), using a non-destructive procedure. *J. Fish Dis.*, 33, 311-319.

- MAPA**, 2008a. Manual práctico de operaciones en la lucha frente a determinadas enfermedades de los peces. 33 págs. url: <http://rasve.mapa.es/publica/informaciongeneral/documentos/manuales/manual%20peces.pdf>
- MAPA**, 2008b. Necrosis hematopoyética infecciosa. url: <http://rasve.mapa.es/publica/informaciongeneral/enfermedades/ficheros/necrosis%20hematopoyetica%20infecciosa.pdf>
- Mata**, A.I., Blanco, M.M., Domínguez, L., Fernández-Garayzábal, J.F. y Gibello, A., 2004. Development of a PCR assay for *Streptococcus iniae* based on the lactate oxidase (lctO) gene with potential diagnostic value. *Vet. Microbiol.*, 101, 109-116.
- McCarthy**, D.H., 1975. Detection of *Aeromonas salmonicida* antigen in diseased fish tissue. *J. Gen. Micro.*, 88, 384 - 386.
- Memel**, C., Oidtmann, B., Way, K. y Hoffmann, R.W., 2006. Indirekter Nachweis der cyprininen 3-Infektion (KHV). Abstract of lecture at German EAFP Branch meeting, Oct 2006, Murten, Switzerland.
- Neukirch**, M., Böttcher, K. y Bunnajirakul, S., 1999. Isolation of a virus from koi with altered gills. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 19, 221-224.
- Neukirch**, M. y Kunz, U., 2001. Isolation and preliminary characterization of several viruses from koi (*Cyprinus carpio*) suffering gill necrosis and mortality. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 21, 125-135.
- Neukirch**, M. y Steinhagen, D., 2003. Influence of temperature and pH on the infectivity of viruses isolated from koi. Poster at the 11th EAFP International Conference - Diseases of Fish and Shellfish, Malta, Sept 2003.
- Oakey**, H.J, Ellis, J.T. y Gibson, L.F., 1998. The development of random DNA probes specific for *Aeromonas salmonicida*. *J. Appl. Microbiol.*, 84, 37-46.
- OIE** (Office International des Epizooties), 2010a. Código Sanitario para los Animales Acuáticos 2010 [online]; <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/codigo-acuatico/acceso-en-linea>
- OIE** (Office International des Epizooties), 2010b. Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos [online] <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-acuatico/acceso-en-linea> (en inglés).
- Overturf**, K., LaPatra, S. y Powell, M., 2001. Real-time PCR for the detection and quantitative analysis of IHNV in salmonids. *J. Fish Dis.*, 24, 325-333.
- Padrós**, F., Palenzuela, O., Hispano, C., Tosas, O., Zarza, C., Crespo, S. y Alvarez-Pellitero, P., 2001. *Myxidium leei* (Myxozoa) infections in aquarium-reared Mediterranean fish species. *Dis. Aquat. Organ.*, 47, 57-62.
- Palenzuela**, O., Padrós, F., Sitjà-Bobadilla, A., Crespo, S. y Álvarez-Pellitero, P. 2005. Enteritis parasitaria producida por *Enteromyxum leei* (Myxozoa): una enfermedad emergente en maricultura mediterránea. X Congreso Nacional de Acuicultura, Gandía (Valencia), octubre, Libro de Resúmenes, Tomo I, p. 282-283.
- Palenzuela**, O., Redondo, M.J., López, E. y Álvarez-Pellitero, P., 2007. Cultured sole, *Solea senegalensis* is susceptible to *Enteromyxum scophthalmi*, the myxozoan parasite causing turbot emaciated enteritis. *Parassitologia*, 49, 73.

- Paramá,** A., Iglesias, R., Álvarez, M.F., Leiro, J., Aja, C., y Sanmartín, M.L., 2003. *Philasterides dicentrarchi* (Ciliophora, Scuticociliatida): experimental infection and possible routes of entry in farmed turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture*, 217, 73–80.
- Paramá,** A., Arranz, J.A., Alvarez, M.F., Sanmartín, M.L. y Leiro, J., 2006. Ultrastructure and phylogeny of *Philasterides dicentrarchi* (Ciliophora, Scuticociliatia) from farmed turbot in NW Spain. *Parasitol.*, 3, 1-10.
- Pikarsky,** E., Ronen, A., Abramowitz, J., Levavi-Sivan, B., Hutoran, M., Shapira, Y., Steinitz, M., Perelberg, A., Soffer, D. y Kotler, M., 2004. Pathogenesis of acute viral disease induced in fish by carp interstitial nephritis and gill necrosis virus. *J. Virol.*, 78, 9544-9551.
- Puig,** L., Traveset, R., Palenzuela, O. y Padrós, F. 2007. Histopathology of experimental scuticociliatosis in turbot *Scophthalmus maximus*. *Dis. Aquat. Org.*, 76, 131-140.
- Purcell,** M.K., Hart, S.A., Kurath, G. y Winton, J.R., 2006. Strand-specific, real-time RT-PCR assays for quantification of genomic and positive-sense RNAs of the fish rhabdovirus, infectious hematopoietic necrosis virus. *J. Virol. Meth.*, 132, 18-24.
- Quiroga,** M.I., Redondo, M.J., Sitjà-Bobadilla, A., Palenzuela, O., Riaza, A., Macías, A., Vázquez, S., Perez, A., Nieto, J.M. y Álvarez-Pellitero, P., 2006. Risk factors associated with *Enteromyxum scophthalmi* (Myxozoa) infection in cultured turbot, *Scophthalmus maximus* (L.). *Parasitol.*, 133, 433-442.
- Redondo,** M.J., Palenzuela, O. y Alvarez-Pellitero, P., 2004. Studies on transmission and life cycle of *Enteromyxum scophthalmi* (Myxozoa), an enteric parasite of turbot *Scophthalmus maximus*. *Folia Parasitologica*, 51, 188-198.
- Roberts,** R.J., Willoughby, L.G. y Chinabut, S., 1993. Mycotic aspects of epizootic ulcerative syndrome (EUS) of Asian fishes, *J. Fish Dis.*, 16, 169-183.
- Rodriguez-Saint Jean,** S., Borrego, J.J. y Perez-Prieto, S.I., 2003. Infectious pancreatic necrosis virus: Biology, pathogenesis and diagnostic methods. *Adv. Virus Res.*, 62, 113-165.
- Romano,** L.A. y Mejía, J., 2003. Infección por *Streptococcus iniae*: Una enfermedad emergente que afecta a peces de cultivo y a humanos. *Revista Aquatic*, 18, 25-32; <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=p&c=12>
- Ronen,** A., Perelberg, A., Abramovitz, J., Hutoran, M., Tinman, S., Bejerano, I., Steinitz, M. y Kotler, M., 2003. Efficient vaccine against the virus causing a lethal disease in cultured *Cyprinus carpio*. *Vaccine*, 21, 4677-4684.
- Russo,** R., Mitchell, H., y Yanong, R.P.E., 2006. Characterization of *Streptococcus iniae* isolated from ornamental cyprinid fishes and development of challenge models. *Aquaculture*, 256, 105-110.
- Sano,** M., Ito, T., Kurita, J., Yanai, T., Watanabe, N., Miwa, S. y Iida, T., 2004. First detection of koi herpesvirus in cultured common carp *Cyprinus carpio* in Japan. *Fish Pathol.*, 39, 165-167.
- Shoemaker,** C.A., Evans, J.J. y Klesius, P.H., 2000. Density and dose: factors affecting mortality of *Streptococcus iniae* infected tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture*, 188, 229-235.
- Shoemaker,** C.A., Klesius, P.H. y Evans, J.J., 2001. Prevalence of *Streptococcus iniae* in tilapia, hybrid striped bass, and channel catfish on commercial fish farms in the United States. *Am. J. Vet. Res.*, 62, 174-177.

- Sitjà-Bobadilla, A.**, Diamant, A., Palenzuela, O. y Álvarez-Pellitero, P. 2007a. Effect of host factors and experimental conditions on the horizontal transmission of *Enteromyxum leei* (Myxozoa) to gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) and European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *J. Fish Dis.*, 30, 243-250.
- Sitjà-Bobadilla, A.**, Redondo, M.J., Macias, M.A., Ferreiro, I., Riaza, A. y Álvarez-Pellitero, P., 2004. Development of immunohistochemistry and enzyme-linked immunosorbent assays for the detection of circulating antibodies against *Enteromyxum scophthalmi* (Myxozoa) in turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Fish Shellfish Immunol.*, 17, 335-345.
- Soliman, H.** y El-Matbouli, M., 2005. An inexpensive and rapid diagnostic method of Koi Herpesvirus (KHV) infection by loop-mediated isothermal amplification. *J. Virol.*, 2, 83; <http://www.virologyj.com/content/2/1/83>.
- Stone, D.M.**, Ahne, W., Denham, K.L., Dixon, P.F., Liu, C.T.-Y., Sheppard, A.M., Taylor, G.R. y Way, K., 2003. Nucleotide sequence analysis of the glycoprotein gene of putative and pike fry rhabdovirus isolates reveals four genogroups. *Dis. Aquat. Organ.*, 53, 203-210.
- Thiéry, R.**, Copien, J., de Boisséson, C., Kerbart-Boscher, S., y Névarez, L., 2004. Genomic classification of new betanodavirus isolates by phylogenetic analysis of the coat protein gene suggests a low host-fish species specificity. *J. Gen. Virol.*, 85, 3079-3087.
- Tu, C.**, Weng, M.C., Shiau, J.R. y Lin, S.Y., 2004. Detection of Koi Herpesvirus in koi *Cyprinus carpio* in Taiwan. *Fish Pathol.*, 39, 109-110.
- Vestergaard-Jorgensen, P.E.**, Olesen, N.J., Ahne, W. y Lorentzen, N., 1989. SVC and PFR viruses. Serological examination of 22 isolates indicates close relationship between the two rhabdoviruses. In: Ahne, W. y Kurstak, E. (eds.), *Viruses of Lower Vertebrates*, Springer-Verlag, Berlin, Germany, pp.349-366.
- Waltzek, T.B.**, Kelley, G.O., Stone, D.M., Way, K., Hanson, L., Fukuda, H., Hirano, I., Aoki, T., Davison, A.J. y Hedrick, R.P., 2005. Koi herpesvirus represents a third cyprinid herpesvirus (CyHV-3) in the family Herpesviridae. *J. Gen. Virol.*, 86, 1659-1667.
- Way, K.**, 1991. Rapid detection of SVC virus antigen in infected cell cultures and clinically diseased carp by the enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA). *J. Appl. Ichthyol.*, 7, 95-107.
- Way, K.**, Beevers, N.D., Joiner, C.L., Longshaw, C.B., St-Hilaire, S., Stone, D.M., Denham, K.L. y Dixon, P.F., 2004a. Koi herpesvirus in the UK: Detection in archive tissue samples and spread of the virus to wild carp. Abstract, 6th *International Symposium on Viruses of Lower Vertebrates*, Hakodate, Japan, September 2004.
- Way, K.**, Le Deuff, R.-M., Ecclestone, L., Feist, S.W., Dixon, P.F., Wildgoose, W.H. y Hedrick, R.P., 2001. Isolation of a herpesvirus during disease outbreaks in adult koi carp, *Cyprinus carpio*, in the UK. Abstract at the 10th *EAFP International Conference - Fish and Shellfish Diseases*, Dublin, Sept 2001.
- Way, K.**, Le Deuff, R.-M., Stone, D.M., Denham, K.L. y St-Hilaire, S., 2004b. Koi herpesvirus: Diagnostics and research at the CEFAS Weymouth laboratory 2000 – 2003. Report of the International Workshop on Koi Herpesvirus, London, 12-13 February 2004, 15-16.
- Willoughby, L.G.**, 1994. *Fungi and Fish Diseases*. Pisces Press, Stirling, 57 pp.
- Yanagida, T.**, Sameshima, M., Nasu, H., Yokoyama, H. y Ogawa, K., 2006. Temperature effects on the development of *Enteromyxum spp.* (Myxozoa) in experimentally infected tiger puffer, *Takifugu rubripes* (Temminck & Schlegel) *J. Fish Dis.*, 29, 561-567.

- Yanong**, R.P.E. y Francis-Floyd, R., 2006. Streptococcal infections of fish. Circular FA057, Department of Fisheries and Aquatic Sciences, Florida Cooperative Extension Service, IFAS, University of Florida, 6 pp.
- Yokoyama**, H. y Shirakashi, S., 2007. Evaluation of hyposalinity treatment on infection with *Enteromyxum leei* (Myxozoa) using anemonefish *Amphiprion* spp. as experimental host. *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 27, 74-78.
- Yuasa**, K., Sano, M., Kurita, J., Ito, T. y Iida, T., 2005. Improvement of a PCR method with the Sph 1-5 primer set for the detection of koi herpesvirus (KHV). *Fish Pathol.*, 40, 37-39.
- Zarza**, C. y Padrós, F. 2007. Enfermedades emergentes en la piscicultura marina española. *Skretting Informa*, 12, 23-31.



5.3 Moluscos

5.3.1 Enfermedades de moluscos listadas por la legislación pero no incluidas en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC

a) *Bonamia exitiosa* (Bonamiosis; infección por *B. exitiosa*)

OIE (2010; la versión más actualizada en inglés):

http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.4.02_B_EXIT.pdf

b) *Perkinsus marinus* (Perkinsosis; infección por *P. marinus*)

OIE (2010; la versión más actualizada en inglés):

http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/2.4.05_P_MARINUS.pdf

5.3.2 Enfermedades de moluscos en los grupos de riesgo 1 y 2 del proyecto GESAC

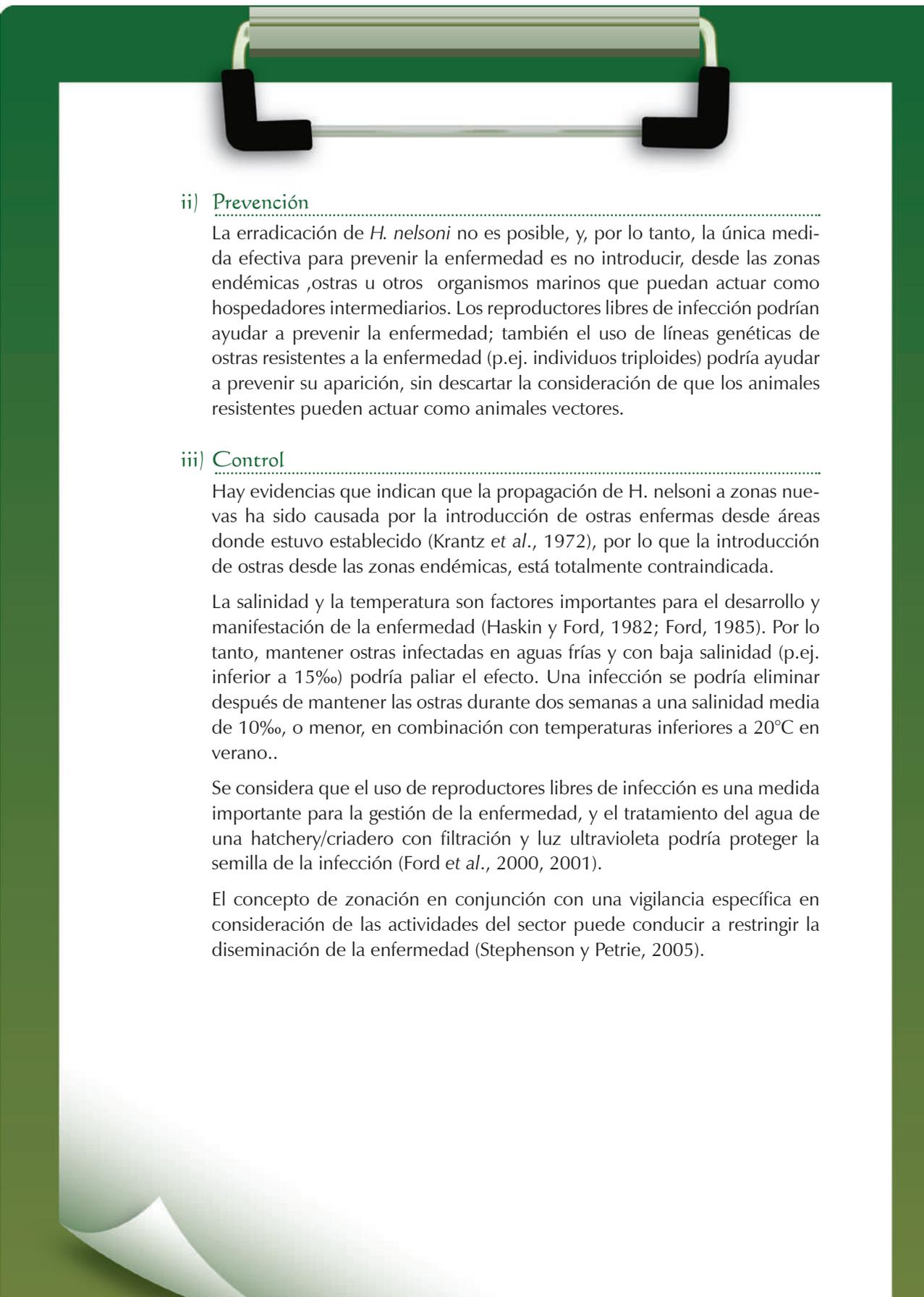
5.3.2.1 GESAC Grupo 1 (riesgo alto)

a) ***Haplosporidium nelsoni* (Haplosporidiosis; infección por *H. nelsoni*)** (según: Castillo, 1998; Australian Government, 2004; Raidal *et al.*, 2004; Bower, 2007b)

i) Epizootiología

Históricamente, *Haplosporidium nelsoni* ha causado mortalidades masivas de ostras (*Crassostrea virginica*) a lo largo de la costa atlántica de los Estados Unidos (p.ej. al norte y al sur de las bahías de Delaware y Chesapeake). La mortalidad durante una epidemia puede alcanzar el 90% en animales de 2 o 3 años, y las epidemias ocurren en ciclos (cada 6-8 años). Sin embargo, en algunas zonas la mortalidad es mínima y/o esporádica. Su ciclo de vida podría ser indirecto pero no se ha descrito un hospedador intermediario y, por lo tanto, su distribución no se conoce. No se ha realizado la transmisión directa entre ostras y se presume la existencia de un segundo hospedador (intermediario) que actuaría como reservorio de la enfermedad para las ostras. El ostión del Pacífico (juveniles de la *C. gigas*) podría ser susceptible pero todavía no se han descrito mortalidades asociadas al parásito.

H. nelsoni es un parásito (protozoo) cuyo hábitat son estuarios, Aunque prefiere agua con una salinidad de aproximadamente 15‰, la mortalidad que provoca es más alta con salinidades de 18-20‰ y la proliferación del parásito es aún más rápida cuando la salinidad supera el valor de 20‰. Por otro lado, es posible que no pueda sobrevivir en ostras mantenidas en salinidades inferiores a 10‰. Por lo tanto, las aportaciones de agua dulce de los ríos a los estuarios podrán afectar su supervivencia y extensión (distribución). La esporulación ocurre en los meses más cálidos (desde la primavera hasta el otoño). Estos factores inciden en un incremento de la prevalencia y la mortalidad durante las primeras semanas de verano, con los máximos valores a finales de verano y principios de otoño (agosto-septiembre), según las condiciones ambientales. Posteriormente, llega una reducción marcada de la prevalencia durante el otoño e invierno siguiente.



ii) **Prevención**

La erradicación de *H. nelsoni* no es posible, y, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir, desde las zonas endémicas, ostras u otros organismos marinos que puedan actuar como hospedadores intermediarios. Los reproductores libres de infección podrían ayudar a prevenir la enfermedad; también el uso de líneas genéticas de ostras resistentes a la enfermedad (p.ej. individuos triploides) podría ayudar a prevenir su aparición, sin descartar la consideración de que los animales resistentes pueden actuar como animales vectores.

iii) **Control**

Hay evidencias que indican que la propagación de *H. nelsoni* a zonas nuevas ha sido causada por la introducción de ostras enfermas desde áreas donde estuvo establecido (Krantz *et al.*, 1972), por lo que la introducción de ostras desde las zonas endémicas, está totalmente contraindicada.

La salinidad y la temperatura son factores importantes para el desarrollo y manifestación de la enfermedad (Haskin y Ford, 1982; Ford, 1985). Por lo tanto, mantener ostras infectadas en aguas frías y con baja salinidad (p.ej. inferior a 15‰) podría paliar el efecto. Una infección se podría eliminar después de mantener las ostras durante dos semanas a una salinidad media de 10‰, o menor, en combinación con temperaturas inferiores a 20°C en verano..

Se considera que el uso de reproductores libres de infección es una medida importante para la gestión de la enfermedad, y el tratamiento del agua de una hatchery/criadero con filtración y luz ultravioleta podría proteger la semilla de la infección (Ford *et al.*, 2000, 2001).

El concepto de zonación en conjunción con una vigilancia específica en consideración de las actividades del sector puede conducir a restringir la diseminación de la enfermedad (Stephenson y Petrie, 2005).

b) ***Nocardia crassostreae* (Nocardiosis del ostión del Pacífico)**
(según: Bower *et al.*, 2005; Bower, 2006a, Engelsma *et al.*, 2008)

i) **Epizootiología**

La infección debida a la *Nocardia crassostreae* ocurre a lo largo del año pero está asociada con mortalidades solamente al final del verano y principios del otoño. En algunos casos y zonas, la mortalidad y la prevalencia podrían alcanzar unos niveles del 35% y 58%, respectivamente. El rango de hospedadores es limitado. Esta enfermedad se da en Japón y en los Estados Unidos, y se ha descrito recientemente en Europa (Holanda), posiblemente vinculada a las importaciones.

ii) **Prevención**

La erradicación de *N. crassostreae* no es posible, y, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir las ostras desde las zonas endémicas. Es posible que la infección se manifieste debido al estrés fisiológico y a que el patógeno sea oportunista, en cuyo caso, una reducción de los factores de estrés, como temperaturas elevadas, podrían evitar la aparición de la enfermedad.

iii) **Control**

La distribución geográfica exacta de la enfermedad no se conoce todavía. Sin embargo, es posible que tenga una distribución amplia por razones históricas de movimientos del ostión del Pacífico. En el control de la enfermedad se podría incluir, como una medida de gestión para reducir su prevalencia y severidad, el cultivo de las ostras en sistemas alejados del fondo para evitar el contacto con el sedimento y trasladar los animales en verano desde las aguas cálidas de menos profundidad a las aguas más profundas y templadas.

c) **GNVD/HIVD (Iridoviridae)** (según: Bower, 2001; Raidal *et al.*, 2004; AGDAFF, 2008)

i) **Epizootiología**

En general, los adultos de *Crassostrea gigas* son poco sensibles a las infecciones con iridovirus pero podrían actuar como portadores asintomáticos. Sin embargo, aunque no se conoce bien si todos los Iridoviridae actúan de igual manera, la mortalidad puede alcanzar el 100% de las larvas y los juveniles y el 25-45% en los ejemplares más grandes.

La transmisión de la enfermedad es directa, a través de las branquias y ocurre en primavera.

La incidencia en Europa ha bajado, quizá debido a la diferencia de susceptibilidad de las especies sensibles (p.ej. la diferencia entre *C. gigas* y *C. angulata*, teniendo en cuenta que esta última especie ha desaparecido de las zonas endémicas).

ii) **Prevención**

Se tiene que evitar el movimiento y traslado de las ostras que podrían ser portadoras de la enfermedad. Las larvas infectadas tienen que eliminarse y esta medida debería estar acompañada por buenas prácticas de desinfección e higiene, especialmente en las hatcheries (p.ej. tanques y equipamiento de cultivo).

iii) **Control**

No hay métodos de control aunque las ostras de una zona donde se ha detectado la enfermedad no deberían trasladarse a una zona donde no se ha detectado la enfermedad. Las ostras *C. gigas* son más resistentes a la enfermedad en comparación con *C. angulata* que, debido a su susceptibilidad, ahora no se cultiva con fines comerciales.

5.3.2.2 GESAC Grupo 2 (riesgo regional)

a) ***Haplosporidium montforti* (Haplosporidiosis; infección por *H. montforti*)** (según: Azevedo *et al.*, 2006a, 2006b)

i) Epizootiología

Se han descrito mortalidades altas en juveniles del abalon importados con fines experimentales. Los ejemplares en esta etapa del ciclo vital se alimentan por filtración, antes de convertirse en animales ramoneadores.

Los abalones con mortalidad alta (los moribundos y los muertos) también presentaban una co-infección con organismos semejantes a las *Rickettsia* (RLOs) que potencialmente pueden servir para potenciar el nivel de mortalidad.

ii) Prevención

No hay métodos de prevención, salvo las restricciones de movimientos desde las zonas donde se ha descrito la enfermedad. En instalaciones experimentales, los animales infectados tienen que ser eliminados y esta medida debería acompañarse por buenas prácticas de desinfección e higiene, especialmente en los sistemas cerrados (p.ej. tanques, tuberías y equipamiento de cultivo).

iii) Control

No hay métodos de control aunque los abalones de una zona donde se ha detectado la enfermedad no deberían trasladarse a una zona donde no se ha detectado la enfermedad.



b) ***Perkinsus mediterraneus* (Perkinsosis; infección por *P. mediterraneus*)** (según: Casas *et al.*, 2004; Bower, 2006b)

i) **Epizootiología**

La morfología es semejante a la de las demás especies de *Perkinsus*. Existe una prevalencia estacional con picos al final del verano y durante el otoño. Hasta el 70% de las ostras infectadas de han detectado en muestras de otoño. Sin embargo, la distribución geográfica es todavía muy limitada.

ii) **Prevención**

La erradicación de *P. mediterraneus* no es posible, y, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir los animales desde las zonas donde se ha descrito la infección.

iii) **Control**

No se han descrito métodos de control para *P. mediterraneus* pero es muy probable que sean parecidos a los de otras especies de *Perkinsus*, como *P. marinus*. Es decir, no introducir las ostras desde las zonas endémicas hasta las zonas de cultivo donde existen ostras sanas. Además, es posible que una reducción de la densidad de las ostras y/o el traslado de los animales a zonas de baja salinidad pueda reducir el impacto. Sin embargo, la enfermedad causada por *P. marinus* podría propagarse durante varios años en áreas de baja salinidad (Ragone y Burreson, 1993), aunque el mismo efecto no se ha descrito para *P. mediterraneus* que ocurre en aguas mediterráneas que suelen tener una salinidad alta.

La medida de gestión vinculada a una cosecha temprana antes que ocurran los picos de infección podría tener sus beneficios.

c) ***Perkinsus olseni/atlanticus* (Perkinsosis; infección por *P. olseni/atlanticus*)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; OIE, 2010; Bower, 2007e, 2007f; Australian Government, 2007)

i) **Epizootiología**

La enfermedad podría causar mortalidades, incluso altas (30-40%), en los abalones. Sin embargo, su rango de hospedadores es amplio e incluye algunas especies de almejas, berberechos, y ostras. Su transmisión ocurre directamente entre individuos. Cualquier prezoosporangio que se emite desde las pústulas necróticas o animales muertos, se podrá desarrollar en agua marina hasta que alcanza el estado de zoosporangio.

Las zoosporas salen del zoosporangio en nueve días a 20°C o tres días a 28°C, y son infectivas para los moluscos. Sin embargo, la zoosporulación puede ocurrir a rangos de temperatura (15-32°C) y salinidad (10-35‰) amplios. El prezoosporangio puede sobrevivir hasta 129 días a 10°C, y las zoosporas más de 20 días a varias temperaturas entre 10-28°C.

P. olseni/atlanticus sobrevive durante varias semanas a una temperatura de -20°C, pero el agua dulce resulta letal para el patógeno.

ii) **Prevención**

No hay métodos de prevención descritos y la erradicación de *P. olseni/atlanticus* no es posible, y, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir los especies susceptibles desde las zonas donde se ha descrito la infección.

iii) **Control**

Hay pocos métodos de control descritos, por lo tanto, no deberían trasladarse especies susceptibles de una zona donde se ha detectado la enfermedad a una zona donde no se ha detectado.

Es posible que los niveles de estrés causados por las temperaturas elevadas (p.ej. 20°C) o la baja disponibilidad de alimento puedan hacer a algunas especies más sensibles. Sin embargo, las bajas temperaturas, inferiores a 15°C, podrían frenar, o incluso eliminar, la infección durante el invierno (Lester y Davis, 1981; Goggin y Lester, 1995).



Ha sido posible controlar la enfermedad en instalaciones de cultivo apartando los tanques afectados, quitando abalones infectados y limpiando el equipamiento con agua dulce (Goggin y Lester, 1995) y evitando las condiciones de estrés durante las temperaturas más altas (p.ej. densidades altas, la cosecha). Además, el uso de rayos ultravioletas para desinfectar el agua entrante puede prevenir la entrada del estado viable del parásito (Lester y Hayward, 2005). Prezoosporangios y trofozoítos pueden tolerar un rango amplio de salinidades y temperaturas. Además, el parásito puede sobrevivir a la congelación a -60°C dentro del tejido del abalon durante 197 días, y por lo tanto, tiene un alto potencial para extenderse a través de las instalaciones de procesamiento (Goggin *et al.*, 1990).

d) ***Marteilia refringens* (Marteliosis; infección por *M. refringens*)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; OIE, 2010; Raidal *et al.*, 2004; Bower, 2007c)

i) Epizootiología

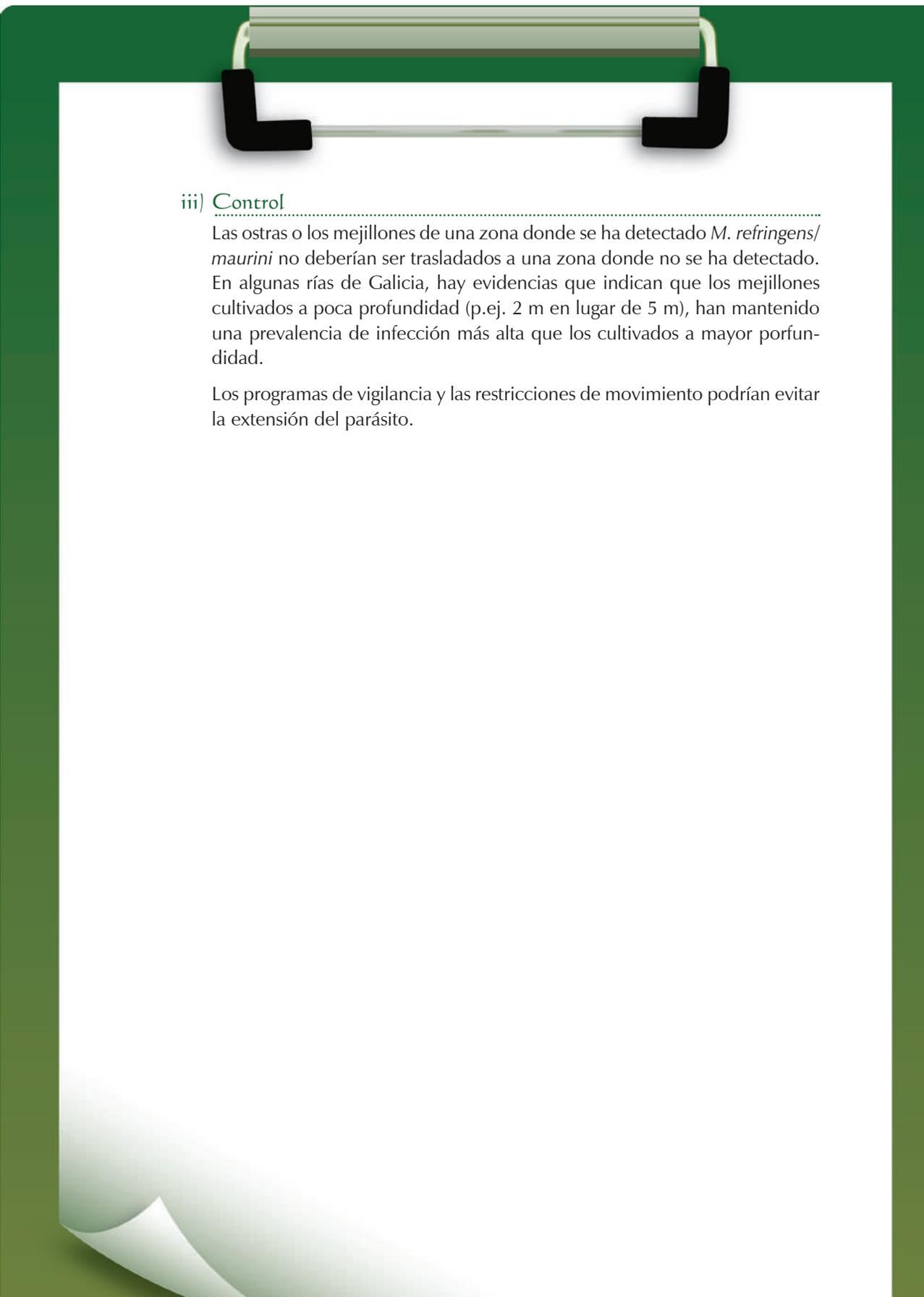
Las infecciones debidas a *M. refringens* ocurren en primavera y verano cuando las temperaturas del agua suelen ser superiores a 17°C. Las infecciones causan mortalidades altas asociadas a la esporulación que ocurre en los túbulos digestivos. Sin embargo, posteriormente, a las primeras etapas de la enfermedad, la esporulación se produce también en el epitelio de los palpos, del estómago, del conducto digestivo y, probablemente, de las branquias.

Históricamente, *M. refringens* se describió como un parásito que infecta a las ostras (biotipo 'O') que pueden sufrir mortalidades altas, mientras que *M. maurini* (biotipo 'M') infecta a los mejillones *Mytilus edulis* y *M. galloprovincialis* con ausencia de mortalidades. Se consideran como dos variedades de la misma especie pero no existen evidencias de que el biotipo 'M' pueda causar una enfermedad en ostras. Puede darse la coinfección.

La prevalencia de la infección en *M. galloprovincialis* en cinco rías de Galicia ha alcanzado un 35% (Figueras *et al.*, 1991; Villalba *et al.*, 1997). La alta salinidad puede frenar el desarrollo del parásito y su ciclo de vida podría ser indirecto con la intervención de al menos un hospedador intermediario potencial. Se conoce, por lo menos, un hospedador intermediario (zooplancton), aunque no se ha podido cerrar el ciclo y transmitirse a bivalvos

ii) Prevención

No hay métodos de prevención y la erradicación de *M. refringens/maurini* no es posible, y, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir los animales (las ostras o los mejillones) desde las zonas donde se ha descrito la infección.



iii) Control

Las ostras o los mejillones de una zona donde se ha detectado *M. refringens/ maurini* no deberían ser trasladados a una zona donde no se ha detectado. En algunas rías de Galicia, hay evidencias que indican que los mejillones cultivados a poca profundidad (p.ej. 2 m en lugar de 5 m), han mantenido una prevalencia de infección más alta que los cultivados a mayor profundidad.

Los programas de vigilancia y las restricciones de movimiento podrían evitar la extensión del parásito.

e) ***Bonamia ostreae* (Bonamiosis; infección por *Bonamia ostreae*)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; Raidal *et al.*, 2004; OIE, 2010; Bower, 2007a; Culloty y Mulcahy, 2007)

i) **Epizootiología**

La edad crítica para el desarrollo de la enfermedad es cuando las ostras tienen dos años, y las mortalidades más altas ocurren a una temperatura de agua dentro de un rango comprendido entre 12-20°C. Sin embargo, la enfermedad podría manifestarse en cualquier período del año, aunque la prevalencia e intensidad de infección van aumentando durante los meses más cálidos, hasta, por ejemplo, el mes de septiembre en el hemisferio Norte. El período pre-patente puede durar hasta 5 meses.

El ciclo de vida del parásito, y cómo sobrevive fuera del hospedador, no se conocen bien. Sin embargo, ha sido posible transmitir la enfermedad en el laboratorio a través de la técnica de cohabitación o incluso por inoculación de parásitos purificados (Mialhe *et al.*, 1988; Hervio *et al.*, 1995; Culloty *et al.*, 1999). Además, el parásito ha sido detectado por PCR en macroinvertebrados bénticos y zooplancton (Lynch *et al.*, 2007).

Es posible que, originalmente, la enfermedad llegara a Europa desde California (EEUU) y su extensión en buena parte haya sido debida al movimiento de las ostras infectadas. Inicialmente, una población naïve expuesta a las ostras infectadas sufriría mortalidades altas por lo menos durante seis años (van Banning, 1985; 1991).

ii) **Prevención**

No hay métodos de prevención y la erradicación de *B. ostreae* no es posible, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir las ostras desde las zonas donde se ha descrito la infección a una zona donde no se ha detectado (zona libre de infección).

Es posible que, en algunos casos, las ostras se puedan comercializar desde las zonas infectadas cuando todavía tengan 15-18 meses para ayudar a reducir las mortalidades posteriores.



iii) Control

La erradicación de *B. ostreae* no es posible y, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir las ostras de una zona donde se ha detectado *B. ostreae*, especialmente a una zona donde no se ha detectado. Sin embargo, se tiene que tener en cuenta que algunas ostras en áreas endémicas podrían ser asintomáticas, es decir, que no demuestran *Bonamia* utilizando técnicas de detección rutinarias.

Algunas evidencias indican que los mejillones cultivados en bateas a poca profundidad (p.ej. 1-2 m en lugar de 8-9 m) han tenido una prevalencia de infección menor en Galicia. Además, las densidades menores en combinación con el cultivo de cuerda podrían resultar en una reducción de las mortalidades. Las zonas submareales están menos afectadas en comparación con las zonas de intermareales.

Las semillas de ostras que proceden de bancos naturales podrían llevar niveles de parásitos más elevados que las semillas producidas en hatcheries (Conchas *et al.*, 2003).

Es posible que el uso de líneas de ostras resistentes a la enfermedad también pudiera ayudar a prevenir su aparición, sin descartar la posibilidad de que los animales resistentes puedan ser considerados como animales vectores. Sin embargo, el uso de pocos reproductores crearía problemas y produciría consecuencias importantes para la gestión de los stocks debido al incremento de consanguinidad ("inbreeding") (Launey *et al.*, 2001). Por otro lado, algunos stocks de *O. edulis* demuestran que crecen mejor que otros cuando se comparan aspectos como la prevalencia, intensidad de infección y mortalidad acumulada (Culloty *et al.*, 2004).

f) ***Mikrocytos mackini* (Microcitosis; infección por *M. mackini*)** (según: Bondad-Reantaso *et al.*, 2001; Raidal *et al.*, 2004; Bower, 2007d)

i) Epizootiología

M. mackini es exótico en Europa, y se ha descrito solamente en la parte sur (p.ej. la Isla de Denman y áreas colindantes) de la Columbia Británica (Canadá).

La enfermedad ocurre a temperaturas inferiores a 10-12°C, normalmente en la primavera del hemisferio Norte (abril y mayo) después de un periodo pre-patente de 3-4 meses, y afecta a las ostras que tienen más de dos años. La mortalidad podría alcanzar aproximadamente 30-40% en aguas menos profundas y con salinidades más altas.

El número de hospedadores es limitado y el ostión del Pacífico (*C. gigas*) podría ser más resistente en comparación con las demás especies.

ii) Prevención

No hay métodos de prevención. La erradicación de *M. mackini* no es posible, y, por lo tanto, la única medida efectiva para prevenir la enfermedad es no introducir las ostras desde las zonas donde se ha descrito la infección a una zona donde no se ha detectado (zona libre de infección).

iii) Control

La única medida efectiva para controlar la enfermedad es no introducir las ostras de una zona donde se ha detectado, especialmente a una zona con temperaturas bajas donde no se ha detectado el parásito.

Es posible que la enfermedad se pueda gestionar con la traslocación de las ostras más grandes a niveles altos de la zona intermareal antes del mes de marzo o retrasar su colocación en aguas menos profundas hasta el mes de junio.

Bibliografía

- Australian** Government, 2004. Aquatic Animal Diseases Significant to Australia: Identification field guide, Diseases of molluscs. Parasitic diseases - Infection with *Haplosporidium nelsoni*. Second edition (2004), Commonwealth of Australia, ISBN 0 9750223 7 7.
- Australian** Government, 2007. Aquatic Animal Diseases Significant to Asia-Pacific: Identification field guide, Diseases of molluscs. Parasitic diseases - Infection with *Perkinsus olseni*. Commonwealth of Australia, ISBN 0 9751859 7 7;
<http://library.enaca.org/Health/FieldGuide/html/mp050per.htm>.
- Australian** Government (AGDAFF), 2008. Aquatic Animal Diseases Significant to Australia: Identification field guide, Diseases of molluscs. Viral diseases - Iridovirus (gill necrosis virus). Third edition, Commonwealth of Australia, ISBN 978 0 9803843 1 4;
http://www.daff.gov.au/animal-plant-health/pests-diseases-weeds/aquatic_animal_diseases_significant_to_australia_identification_field_guide/diseases_of_molluscs/viral_diseases_of_molluscs/iridovirus
- Azevedo**, C., Balseiro, P., Casal, G., Gestal, C., Aranguren, R., Stokes, N.A., Carnegie, R.B., Novoa, B., Burrenson, E.M. y Figueras, A.J., 2006a. Ultrastructural and molecular characterization of *Haplosporidium montforti* n.sp., parasite of the European abalone *Haliotis tuberculata*. *J. Invertebr. Pathol.*, 92, 23-32.
- Azevedo**, C., Conchas, R.F., Tajdari, J. y Montes, J., 2006b. Ultrastructural description of new Rickettsia-like organisms in the commercial abalone *Haliotis tuberculata* (Gastropoda: Haliotidae) from the NW of Spain. *Dis. Aquat. Organ.*, 71, 233-237.
- Bondad-Reantaso**, M.G., McGladdery, S.E., East, I., y Subasinghe, R.P. (eds.). Asia Diagnostic Guide to Aquatic Animal Diseases. *FAO Fisheries Technical Paper No. 402, Supplement 2*. Rome, FAO. 2001. 240 p.
- Bower**, S.M., 2001. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: Gill disease of Portuguese oysters;
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/gilldpo-eng.htm>.
- Bower**, S.M., Goh, B., Meyer, G.R., Carnegie, R.B. y Gee, A., 2005. Epizootiology and detection of nocardiosis in oysters. In: P. Walker, R. Lester and M.G. Bondad-Reantaso (eds). Diseases in Asian Aquaculture V, pp. 249-262. Fish Health Section, Asian Fisheries Society, Manila.
- Bower**, S.M., 2006a. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: Nocardiosis of oysters;
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/nocardoy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2006b. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Perkinsus marinus* ("Dermo" Disease) of oysters;
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/pmdoy-eng.htm>.
- Bower**, S.M., 2007a. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Bonamia ostreae* of oysters;
<http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/bonostoy-eng.htm>.

- Bower, S.M.**, 2007b. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Haplosporidium nelsoni* (MSX) of oysters; <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/hapneloy-eng.htm>.
- Bower, S.M.**, 2007c. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Marteilia refringens/maurini* of mussels; <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/mrmaurmu-eng.htm>.
- Bower, S.M.**, 2007d. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Mikrocytos mackini* (Denman Island disease) of oysters; <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/mikmacoy-eng.htm>.
- Bower, S.M.**, 2007e. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Perkinsus olseni* of abalone; <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/perkolab-eng.htm>.
- Bower, S.M.**, 2007f. Synopsis of infectious diseases and parasites of commercially exploited shellfish: *Perkinsus* of clams and cockles; <http://www.pac.dfo-mpo.gc.ca/science/species-especies/shellfish-coquillages/diseases-maladies/pages/perkincc-eng.htm>.
- Casas, S.M.**, Grau, A., Reece, K.S., Apakupakul, K., Azevado, C. y Villalba, A., 2004. *Perkinsus mediterraneus* n. sp., a protistan parasite of the European flat oyster *Ostrea edulis* from the Balearic Islands, Mediterranean Sea. *Dis. Aquat. Organ.*, 58: 231-244.
- Castillo, J.A.**, 1998. Haplosporidiosis: *Haplosporidium nelsoni* y *Haplosporidium costale*. AquaTIC, n° 4, septiembre 1998; <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/html/oie/haplo.htm>.
- Conchas, R.F.**, Santamarina, J., Lama, A., Longa, M.A. y Montes, J., 2003. Evolution of bonamiosis in Galicia (NW Spain). *Bull. Eur. Assoc. Fish Pathol.*, 23: 265-272.
- Culloty, S.C.**, Cronin, M.A. y Mulcahy, M.F., 2004. Potential resistance of a number of populations of the oyster *Ostrea edulis* to the parasite *Bonamia ostreae*. *Aquaculture*, 237: 41-58.
- Culloty, S.C.** y Mulcahy, M.F., 2007. *Bonamia ostreae* in the native oyster *Ostrea edulis*: a review. *Marine Environment and Health Series*, n° 29, pp. 40. ISSN N°: 1649-0053.
- Culloty, S.C.**, Novoa, B., Pernas, M., Longshaw, M., Mulcahy, M.F., Feist, S.W. y Figueras, A., 1999. Susceptibility of a number of bivalve species to the protozoan parasite *Bonamia ostreae* and their ability to act as a vector for this parasite. *Dis. Aquat. Organ.*, 37: 73-80.
- Engelsma, M.Y.**, Roozenburg, I. y Joly, J-P., 2008. First isolation of *Nocardia crassostreae* from Pacific oyster *Crassostrea gigas* in Europe. *Dis Aquat. Org.*, 80, 229-234.
- Farley, C.A.**, 1975. Epizootic and enzootic aspects of *Minchinia nelsoni* (Haplosporida) disease in Maryland oysters. *J. Protozool.*, 22: 418-427.

- Figueras, A.J., Jardon, C.F. y Caldas, J.R., 1991.** Diseases and parasites of rafted mussels (*Mytilus galloprovincialis* Lmk): preliminary results. *Aquaculture*, 99: 17-33.
- Ford, S.E., 1985.** Effects of salinity on survival of the MSX parasite *Haplosporidium nelsoni* (Haskin, Stauber and Mackin) in oysters. *J. Shellfish Res.*, 5: 85-90.
- Ford, S., Xu, Z. y DeBrosse, G., 2000.** Acquisition and prevention of MSX and Dermo in a hatchery and land-based nursery: a DNA assay investigation. *J. Shellfish Res.*, 19: 571. (Resumen).
- Ford, S., Xu, Z. y DeBrosse, G., 2001.** Use of particle filtration and UV irradiation to prevent infection by *Haplosporidium nelsoni* (MSX) and *Perkinsus marinus* (Dermo) in hatchery-reared larval and juvenile oysters. *Aquaculture*, 94: 37-49.
- Goggin, C.L. y Lester, R.J.G., 1995.** *Perkinsus*, a protistan parasite of abalone in Australia: a review. *Mar. Fish. Res.*, 46: 639-646.
- Goggin, C.L., Sewell, K.B. y Lester, R.J., 1990.** Tolerances of *Perkinsus* spp. (Protozoa, Apicomplexa) to temperature, chlorine and salinity. *J. Shellfish Res.*, 9: 145-148.
- Haskin, H.H. y Ford, S.E., 1982.** *Haplosporidium nelsoni* (MSX) on Delaware Bay seed oyster beds: a host-parasite relationship along a salinity gradient. *J. Invert. Pathol.*, 40: 338-405.
- Hervio, D., Bachère, E., Boulo, V., Cochenne, N., Vuillemin, V., Le Coguc, Y., Cailletaux, G., Mazurié, J. y Mialhe, E., 1995.** Establishment of an experimental infection protocol for the flat oyster, *Ostrea edulis*, with the intrahaemocytic protozoan parasite, *Bonamia ostreae*: application in the selection of parasite-resistant oysters. *Aquaculture*, 132: 183-194.
- Krantz, G.E., Buchanan, L.R., Farley, C.A. y Carr, H.A., 1972.** *Minchinia nelsoni* in oysters from Massachusetts waters. *Proc. Natl. Shellfish. Assoc.*, 62: 83-85.
- Launey, S., Barre, M., Gerard, A. y Naciri-Graven, Y., 2001.** Population bottleneck and effective size in *Bonamia ostreae*-resistant populations of *Ostrea edulis* as inferred by microsatellite markers. *Genet. Res.*, 78: 259-270.
- Lester, R.J.G. y Davis, G.H.G., 1981.** A new *Perkinsus* species (Apicomplexa, Perkinsea) from the abalone *Haliotis ruber*. *J. Invert. Pathol.*, 37: 181-187.
- Lester, R.J.G. y Hayward, C.J., 2005.** Control of *Perkinsus* disease in abalone. Final Report for FRDC Project no. 2000/151, Fisheries Research and Development Corporation, Australian Government, and The University of Queensland - Marine Parasitology, Brisbane. Pg. 50.
- Lynch, S.A., Armitage, D.V., Coughlan, J., Mulcahy, M.F. y Culloty, S.C., 2007.** Investigating the possible role of benthic macroinvertebrates and zooplankton in the life cycle of the haplosporidian *Bonamia ostreae*. *Experim. Parasitol.*, 115, 359-368.
- Mialhe, E., Bachère, E., Chagot, D. y Grizel, H., 1988.** Isolation and purification of the protozoan *Bonamia ostreae* (Pichot et al. 1980), a parasite affecting the flat oyster *Ostrea edulis* L. *Aquaculture*, 71: 293-299.
- OIE** (Office International des Epizooties), 2010. *Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos* [online]; <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-acuatico/acceso-en-linea> (en inglés).
- Raidal, S., Cross, G., Fenwick, S., Nicholls, P., Nowak, B., Ellard, K. y Stephens, F., 2004.** Aquatic animal health: exotic disease training manual. Fisheries Research and Development Corporation and Murdoch University, FRDC Project 2002/645, 164 pp.

- Ragone**, L.M. y Bureson, E.M., 1993. Effect of salinity on infection progression and pathogenicity of *Perkinsus marinus* in the eastern oyster, *Crassostrea virginica* (Gmelin). *J. Shellfish Res.*, 12: 1-7.
- Stephenson**, M. y Petrie, B., 2005. Oceanographic influences on the management of MSX disease of American oysters (*Crassostrea virginica*) in Atlantic Canada. *Bull. Aquaculture Assoc. Can.*, 105-1: 67-78.
- Van Banning**, P., 1985. Control of *Bonamia* in Dutch oyster culture. *In*: Ellis, A.E. (ed), *Fish and Shellfish Pathology*. Academic Press, London, pp. 393-396.
- Van Banning**, P., 1991. Observations on bonamiasis in the stock of the European flat oyster, *Ostrea edulis*, in the Netherlands, with special reference to the recent developments in Lake Grevelingen. *Aquaculture*, 93: 205-211.
- Villalba**, A., Mourelle, S.G., Carballal, M.J. y López, C., 1997. Symbionts and diseases of farmed mussels *Mytilus galloprovincialis* throughout the culture process in the Rías of Galicia (NW Spain). *Dis. Aquat. Organ.*, 31: 127-139.

VI. PROGRAMA DE VIGILANCIA: CONSIDERACIONES PRÁCTICAS EN EL ÁMBITO

Fuente: M. Herrera, I. Hachero, A. Rodiles. Acuifoto. FOESA



6 Programa de vigilancia: consideraciones prácticas en el ámbito marino

6.1 Antecedentes

En los últimos años, con el desarrollo de las actividades relacionadas con la acuicultura y con el creciente interés en la conservación y gestión responsable de los ecosistemas acuáticos; la prevención, detección, seguimiento y control de las enfermedades que afectan a peces, moluscos y crustáceos han ganado progresivamente importancia en todo el mundo hasta que hoy en día tienen el mismo nivel de tratamiento que el de las enfermedades que afectan a las especies de mamíferos terrestres y aves, tanto de cría como silvestres. Esta importancia es todavía más relevante ya que muchas de estas especies acuáticas se destinan al consumo humano.

Fruto de este interés se dictó la Directiva 2006/88/CE, para poner al día todas las normativas anteriores y dar un enfoque más actual y eficaz a la gestión sanitaria de las especies acuícolas. Esta Directiva ha sido posteriormente incorporada al ordenamiento interno por el Real Decreto (RD) 1614/2008. Tanto la Directiva como el RD aportan una novedad muy significativa que es la consideración del riesgo y de la epidemiología como herramientas fundamentales para la gestión sanitaria.

De la misma manera, el Reglamento (CE) 1251/2008 aplica la Directiva 2006/88/CE en lo referente a las condiciones y los requisitos de certificación para la comercialización y la importación en la Comunidad Europea de animales de la acuicultura y productos derivados. En este Reglamento se establece una lista de especies portadoras diferentes a las especies sensibles ya mencionadas en la Directiva 2006/88 y que pueden ser vectores de la transmisión de una enfermedad específica. Los Estados Miembros deben garantizar que, cuando estas especies sensibles o portadoras se introducen con finalidades de cría o repoblación en un Estado Miembro, zona o compartimento declarado libre de esta enfermedad específica, se deben cumplir determinados requisitos establecidos en esta Directiva.

Además, la Decisión 2008/896/CE establece directrices para los sistemas de vigilancia zoonosaria basados en el riesgo para orientar a los Estados Miembros en el contenido de las inspecciones de las explotaciones. También ayuda en la determinación del nivel de riesgo de las explotaciones y zonas de cría de moluscos.

Finalmente, se debe considerar que a la hora de abordar la ordenación sanitaria, hay que tener en cuenta las importantes diferencias que existen con las ganaderías de animales terrestres, tanto por su complejidad, la naturaleza del propio medio acuático y las idiosincrasias propias de la producción de peces y bivalvos. Con la finalidad de ilustrar mínimamente la complejidad de estos temas, se presentan a continuación algunos de los principales factores que definen esta complejidad en lo que es la cría/cultivo de peces y en la cría/cultivo de moluscos.

6.2 Acuicultura de peces

- 1) Existencia de centros de producción tanto en aguas continentales como marinas, que presentan unas características muy diferentes y a la vez determinantes en cuanto al desarrollo de las enfermedades. Bajo el término “acuicultura” se engloba un número muy grande de especies y cada una presenta características propias, y sobre todo epidemiológicas, que llevan a la necesidad de consideraciones específicas para cada una de ellas (en animales terrestres la separación de especies está más clara). También, se tiene que considerar el concepto de las masas de agua que complican las posibilidades de compartimentación. Por lo tanto, toda de esa complejidad debe de ser considerada.
- 2) Diversidad tanto en la tipología de centros de producción (criadero/hatchery, pre-engorde/nursery, engorde) como en las especies criadas (dorada, lubina, rodaballo, corvina, y otras especies). En algunos centros pueden criarse a la vez dos o más especies.
- 3) Diversidad en cuanto a la estructuración empresarial de los diferentes centros de producción (empresas que operan sólo en una Comunidad Autónoma, empresas de ámbito nacional y también internacional). A esta diversidad hay que añadir también lo cambiante de esta estructuración.
- 4) Existencia de centros de repoblación de peces y también centros de investigación donde se experimenta con peces, que en muchos casos presentan características que hacen que la normativa sea de obligada aplicación en estos centros.
- 5) Existencia de centros de mantenimiento de peces y otros animales acuáticos ornamentales que por sus características pueden ser también susceptibles de que les sea aplicada la nueva legislación sobre sanidad de animales acuáticos. En algunos casos, los riesgos sanitarios en los que pueden incurrir son destacables.
- 6) Posibilidad de existencia de centros no incluidos dentro de ninguna de las categorías existentes. Sin embargo, las administraciones tienen que tener definidas qué , quién y cómo debe realizarse en estos centros la gestión sanitaria.
- 7) Existencia de poblaciones naturales susceptibles de padecer enfermedades, mortalidades y de actuar como vectores de las enfermedades, tanto exóticas como no exóticas, que en muchos casos no pueden aislarse físicamente y, por lo tanto, pueden compartir el agua de las poblaciones de cría.
- 8) Entradas incontroladas de especies de peces alóctonas que, además de poder provocar graves desequilibrios en los ecosistemas, pueden ser portadores de enfermedades para las especies autóctonas y también para las especies cultivadas.

6.3 Acuicultura y zonas de producción natural de bivalvos

- 1) La gestión de la producción, dependiente en muchos casos de semilla exterior y de diversos orígenes, plantea un riesgo importante, al producirse entradas múltiples de zonas con estatus sanitarios frecuentemente desconocidos.
- 2) Cultivos que se realizan directamente en el medio natural, sin barreras y engorde en zonas extensas y abiertas donde se produce una mezcla de semillas intra- e interespecífica.
- 3) Existencia de centros de expedición y depuración, con entradas de organismos de tallas comerciales desde múltiples orígenes y en contacto con las zonas de producción.
- 4) Existencia de poblaciones naturales susceptibles de padecer enfermedades, mortalidades y de actuar como portadores y vectores de enfermedades, tanto exóticas como no exóticas.
- 5) Episodios de mortalidades ,que pueden ser masivas y recurrentes, con una casuística compleja y de etiología no resuelta.

Por todo lo expuesto, se hace imprescindible disponer de una hoja de ruta mínima para implementar un sistema de vigilancia zoonosanitaria adecuado y de acuerdo a la legislación vigente, teniendo particularmente en cuenta la adaptación de las normas a las características geográficas del medio acuático y a la situación específica del sector de la acuicultura en cada C.A.

A continuación y para poner en el contexto de este apartado lo que supone el nuevo marco legal, se presentan brevemente las **necesidades, previsiones y objetivos de aplicación de la nueva Directiva 2006/88 (Real Decreto 1614/2008) sobre sanidad animal de las especies de acuicultura.**

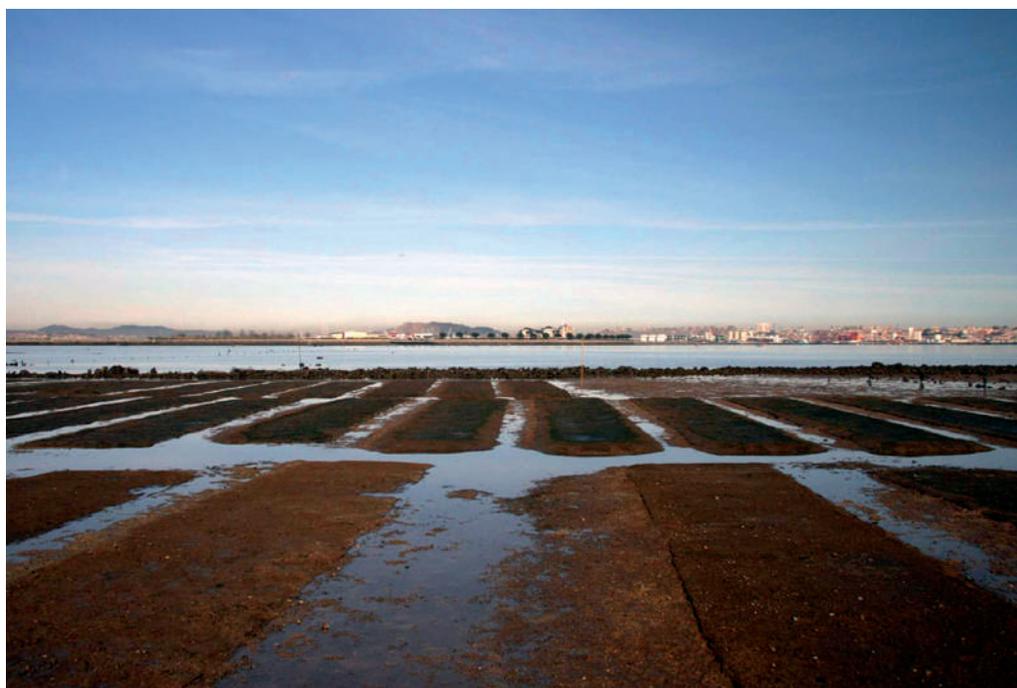
Sus principios más importantes y novedosos son:

- **Identificación (registro y autorización) de las explotaciones acuícolas de forma similar a como son las explotaciones ganaderas y la obligatoriedad, por primera vez, de hacer vigilancia epidemiológica en las zonas de cría y cultivo de bivalvos, peces y crustáceos** (RD1614/2008, art. 4 punto 1, art. 6).
- **Obligatoriedad de introducir la autorización sanitaria y el registro de empresas** para permitir a las autoridades competentes establecer sistemas de prevención, control y erradicación de las enfermedades de los animales acuáticos (RD1614/2008, art. 4 al 6).
- **Establecimiento del nivel de riesgo de las explotaciones acuícolas** que condiciona el esquema de vigilancia epidemiológica en las zonas de cría y cultivo de peces y moluscos bivalvos (RD1614/2008, art. 5 punto 2 y Anexos II y III).
- **Introducción de la obligación de la vigilancia pasiva y seguimiento de mortalidades inexplicadas** (incluyendo también las del medio natural; RD1614/2008, art. 24).
- **Introducción de medidas mínimas de vigilancia epidemiológica activa para determinadas enfermedades**, definiéndose dos nuevos grupos específicos de enfermedades: enfermedades exóticas y no exóticas.

Fuente: Chris Rodgers. IRTA



- **Los sistemas de vigilancia zoonosanitaria deben estar basados en el análisis de riesgo y la epidemiología** (2008/896/CE, art. 10, punto 1; RD1614/2008).
- Deben definirse por parte de las autoridades competentes las **listas de enfermedades relevantes y de especies sensibles y portadoras** (RD1614/2008, art. 40).- Los resultados de **los diagnósticos deben de ser de elevada calidad y muy uniformes**, con la aplicación de las pruebas de diagnóstico validadas (RD1614/2008, Anexo VI, Parte II).
- Todas aquellas personas que estén en contacto con los animales acuáticos, tienen **la obligación de notificar cualquier caso sospechoso de enfermedad a la autoridad competente** (RD1614/2008, art. 24, punto 3).
- Necesidad de asegurar **una formación adecuada al personal de la administración y otro personal implicado** respecto a la detección y notificación de los problemas patológicos (RD1614/2008, Anexo VII/9).
- Es necesario **evitar la propagación de enfermedades no exóticas pero graves** (Directiva 2006/88, apartado 28).
- El sector de la acuicultura, con la ayuda de las autoridades competentes, debe asumir una mayor responsabilidad en el control de las enfermedades a través de **la autorregulación, la elaboración de “códigos de buenas prácticas” y la trazabilidad** (RD1614/2008, art. 9 y 14).
- Para abordar eficazmente las situaciones de emergencia relacionadas con uno o más focos de enfermedades exóticas o emergentes graves que afecten a la acuicultura, se **deben elaborar planes de contingencia** para luchar contra ellas (RD 1614/2008, art. 44).
- Es esencial que se establezcan **vías electrónicas de intercambio de información** (2008/392/CE; art. 56 del RD1614/2008).



6.4 Epidemiología

La realización de una vigilancia epidemiológica permite conocer el estado sanitario de las poblaciones de animales acuáticos y su posible interacción, tanto entre las especies cultivadas como entre las silvestres y las cultivadas. Por lo tanto, la epidemiología apunta al posible flujo de patógenos entre poblaciones. De tal manera, la epidemiología ayuda a identificar los factores que influyen en la manifestación de las enfermedades y sus causas.

Los estudios epidemiológicos permiten conocer la distribución espacio-temporal de las enfermedades y sus agentes etiológicos, la frecuencia de la aparición de casos nuevos (incidencia), el número total de casos (prevalencia), el número de muertos (mortalidad), y la influencia del conjunto de factores relacionados con parámetros medioambientales y condiciones de producción que condicionan la aparición de una enfermedad como son, por ejemplo, la temperatura, el nivel de oxígeno, las densidades de producción, los movimientos de los animales y, en general, el manejo de los animales (p.ej. densidad de población).

6.5 Asesoramiento (evaluación) de riesgo

Tal como se entiende en la Directiva, el sistema de vigilancia basado en el riesgo tiene como objetivo básico conocer el estado sanitario de una población determinada. Para protegerse de la entrada de enfermedades se usan los sistemas no basados en riesgo, son aquellos llamados de vigilancia dirigida (“targeted surveillance”). En general, el fin es proteger las explotaciones o las zonas de cría de moluscos a través de: evitar la introducción, establecimiento y diseminación de las enfermedades listadas, la detección de cualquier aumento de mortalidades y una reducción del riesgo de propagación de enfermedades (p.ej. durante el transporte desde una unidad epidemiológica distinta), consiguiendo estos objetivos de una forma más eficiente que con los sistemas tradicionales de vigilancia epidemiológica.

Esencialmente, el análisis de riesgo es una herramienta para ayudar en la toma de decisiones cuando existe incertidumbre (p.ej. datos insuficientes o inexistentes). Se trata de una serie de pasos que representan un método estructurado para identificar los peligros potenciales, estimar la posibilidad de que ocurran y considerar las consecuencias si se manifiestan. Los resultados de este proceso se utilizan para poder aplicar medidas para gestionar y reducir la posibilidad y el impacto de los peligros identificados (la denominada “gestión del riesgo”). A lo largo del proceso, existe la necesidad de comunicar el producto de cada paso a los interesados (la denominada “comunicación del riesgo”).

El asesoramiento del riesgo es solamente una componente dentro del proceso completo del análisis del riesgo, y se deben tener en cuenta varias consideraciones después de la identificación de un peligro: la evaluación de la posibilidad de las consecuencias biológicas y económicas de la entrada del peligro, y el establecimiento y propagación del peligro dentro de un país o región. Por lo tanto, la valoración del riesgo se compone de tres partes fundamentales: i) una evaluación de liberación (la entrada de un peligro), ii) una evaluación de exposición (el contacto del peligro con una población de animales acuáticos susceptibles), y, iii) una evaluación de consecuencia (establecimiento de infección y su diseminación, y el impacto ecológico y económico).

6.6 Unidad epidemiológica

En términos generales, la unidad epidemiológica es un grupo de animales acuáticos que presentan aproximadamente el mismo riesgo de exposición a un agente patógeno en un lugar determinado (Directiva 2006/88/CE y RD 1614/2008). En términos del ámbito marino, las poblaciones marinas tienen factores adicionales y complejos a considerar, como son los movimientos migratorios de los peces silvestres, los movimientos de animales entre instalaciones (circuito semillero-criadero-engorde), la ubicación de jaulas en mar abierto, las especies de animales vectores presentes en el medio o los escapes al mar y a los estuarios. Por lo tanto, una definición de una unidad epidemiológica es compleja y debería considerar los peces y moluscos por separado. Desde el proyecto GESAC, se han considerado las siguientes definiciones después de evaluar muchos factores:

- Peces

En lo que respecta a un criadero (hatchery), para una misma especie susceptible, criada en el mismo sistema, sería razonable considerar unidades epidemiológicas a los lotes de producción, especialmente en aquellos centros en los que se trabaja con lotes de grandes proporciones que son criados a la vez y que están separados temporal y espacialmente de los lotes precedentes y posteriores. También en el pre-engorde (la nursery o criadero) es aplicable el mismo principio, especialmente cuando los lotes se mantienen física y temporalmente separados, pero en el caso de compartir agua (p.ej. recirculación) los lotes de producción serán temporales, y los que comparten esta agua se pueden considerar como una unidad epidemiológica. En el caso del engorde, como norma general, un grupo de jaulas de una misma empresa y que estén separadas por unos 5 km entre ellas pueden considerarse como una unidad, aunque para algunas enfermedades (especialmente las causadas por parásitos) esta distancia debería ser al menos 8-10 km. Sin embargo, en algunos casos, si dos grupos de jaulas de una misma empresa están separadas por sólo 1-1.5 km, pueden considerarse como una única unidad. En todo caso, las circunstancias específicas de la zona (tipo de masa de agua: aguas abiertas o resguardadas, corrientes prioritarias, variabilidad de las mismas, presencia de mayor o menor cantidad de biodiversidad en los alrededores) deberían ser consideradas para modular las referencias absolutas de distancias indicadas anteriormente.

En el caso de especies distintas engordadas en el mismo grupo de jaulas, se podrían considerar unidades epidemiológicas distintas para cada especie, ya que el riesgo de transmisión de enfermedades está condicionado por la susceptibilidad y esta puede ser diferente.

En el caso de engorde en sistemas de recirculación, se considerará unidad epidemiológica al sistema mientras no haya un cambio de agua completo (vaciados sanitarios).

Otro sistema a considerar son los “esteros”, que son los estanques de tierra o lagunas que se llenan con agua mediante las mareas. Los esteros dedicados a la acuicultura se caracterizan por retener volúmenes de agua menores en comparación con otras zonas litorales más abiertas e incluso, a veces, solamente se llenan de agua una vez al principio del ciclo de producción. Sin embargo, como reciben agua de la zona litoral se podrían comparar, en términos de bioseguridad, con las jaulas marinas que existen en la misma zona. Para considerarlos como unidad epidemiológica separada necesitarían una fuente de agua protegida o esterilizada, o que se encuentren en áreas donde no hay otro tipo de acuicultura.

Esencialmente, en zonas marinas, las unidades epidemiológicas se podrían definir en términos administrativos como áreas con actividad acuícola que tienen flujos de aguas no tratados. Estas zonas deberían separarse por áreas sin actividad acuícola, pero la separación física entre zonas sin y con producción es difícil de cuantificar. Por razones prácticas se baraja la posibilidad de relacionar la distancia entre zonas de este tipo con las corrientes y la marea, de tal manera que la distancia se podría considerar hasta de 37 km, según las especies de producción presentes y las características de sus patógenos específicos.

- **Moluscos**

Lo más correcto para moluscos, es considerar los animales de una misma ría, estuario o bahía, como una unidad epidemiológica, especialmente si hay formaciones costeras que separan claramente biotopos para esas especies de moluscos, salvo en el caso de un criadero (hatchery) al que se le suministra el agua mediante una fuente protegida, por lo que se puede considerar un lote de producción como unidad única. En todo caso, todo depende de la conexión entre masas de agua y el movimiento de los stocks

- **Consideraciones espaciales generales**

Las zonas de producción concretas y aisladas se pueden considerar unidades epidemiológicas separadas y los planes de vigilancia se basarán en la gestión de las distintas concesiones que alberguen. Sin embargo, si las instalaciones/ concesiones están próximas, se agruparían en una única unidad epidemiológica. Esencialmente, cuanto mayor sea la separación, mayor facilidad para establecer unidades epidemiológicas. Quizá sería posible definir un sistema de categorización sencillo que se base en sus características y en las distancias entre unidades. Por ejemplo, un sistema de recirculación o hatchery utilizando agua tratada o de una fuente protegida, con movimientos de animales acuáticos controlados y un buen sistema de gestión sanitaria conseguiría una clasificación alta y la designación de unidad epidemiológica única. Por el contrario, las instalaciones que comparten aguas abiertas con intercambios de especies acuáticas, sin tener un plan de seguridad adecuado conseguirían una clasificación más baja.



6.7 Modelo para determinar el nivel de riesgo

Esencialmente, el nivel de riesgo de una explotación se puede definir utilizando un modelo que considera tres fases de actuación, entendidas como la estimación de la contracción de una enfermedad (fase I), la estimación de su propagación (fase II), y la combinación de los niveles de riesgo estimados en las dos fases previas (fase III) (véase la Decisión 2008/896/CE).

Los factores de riesgo a considerar incluyen los movimientos de los animales acuáticos (las entradas y salidas de las explotaciones), el tipo de producción, la presencia de las especies con distintas susceptibilidades a las enfermedades (infecciones), el uso de los sistemas de bioseguridad, y la proximidad (densidad) de las explotaciones (véase la Decisión 2008/896/CE para una lista más completa). Estos factores ayudan a clasificar las explotaciones por niveles de riesgo (p.ej. alto, medio, bajo) según la legislación actual.

En todo caso, la determinación del nivel de riesgo tiene difícil aplicación a los moluscos porque su cultivo extensivo o semiextensivo está en íntima conexión con todo el ecosistema, e incluso, hasta la definición de una explotación resultaría difícil de lograr. En el caso de los peces esta interacción es menor. Además, las depuradoras y/o centros de expedición de moluscos pueden representar un factor adicional a considerar por el origen de los moluscos y las características de los desagües del centro.

6.8 Estrategia de un nuevo programa de vigilancia

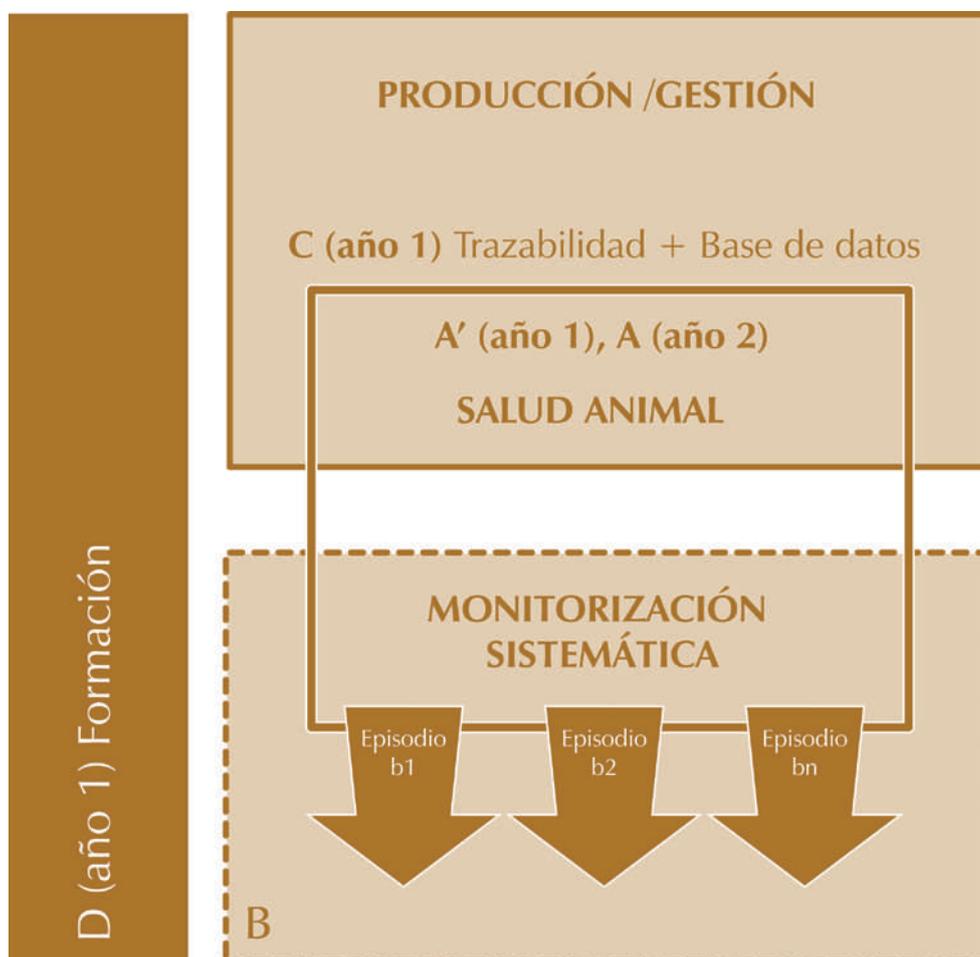
Hay que tener en cuenta las competencias de las distintas Consejerías dependientes de cada Comunidad Autónoma. Sin embargo, para atender a las necesidades de las Administraciones y del sector en relación a los nuevos requerimientos legales, se considera que hará falta estructurar las acciones a llevar a cabo dentro de un esquema común de funcionamiento, de tal manera que se podría plantear:

- 1) Año 1: llevar a cabo un programa inicial (*Figura 6.1,A'*) de vigilancia activa (1 año) que permita, junto con referencias históricas previas, en el caso de existir, (p.ej. antiguos planes de vigilancia o la existencia de literatura científica previa) conocer la situación de la producción desde un punto de vista sanitario y, en base a sus resultados, otorgar las categorías de estatus sanitario adecuadas basándose en datos reales según el Anexo III del RD1614/2008, y considerando si las enfermedades listadas son realmente importantes para el sector acuícola de la CA. De la misma manera, será necesario empezar a realizar las acciones formativas adecuadas con la finalidad de garantizar una correcta y adecuada vigilancia epidemiológica, según consta en el Anexo VII.9 del RD 1614/2008 (*Figura 6.1, D*).
- 2) Año 2 y sucesivos años: se deberá articular también un sistema de emergencias (*Figura 6.1,B*), coordinado y acoplado con A con el fin de llevar a cabo actuaciones dirigidas cuando haya episodios de mortalidades inexplicadas. La casuística nos recomienda tener un protocolo básico y completarlo con cada uno de los episodios conocidos (*Figura 6.1, b1, b2,... bn*) en función de los datos de campo y los trabajos rutinarios que nos aconsejen.

3) Año 2 y sucesivos años: en función de los datos y resultados de las actuaciones de prospectiva iniciales (A'), implementar, de forma continua y sistemática, un programa de salud animal específico para la acuicultura, tal y como requiere el Real Decreto 1614/2008 (Figura 6.1,A). Con estas medidas, se dispondrá de información sistematizada del estado de las patologías de relevancia en la C.A., que permitirán conocer la situación global de las poblaciones residentes y también la de los flujos de poblaciones entrantes.

Es importante reseñar que para conseguir una gestión global adecuada del producto se debe disponer de la información (a nivel cualitativo y cuantitativo) de todos los componentes del proceso productivo (Figura 6.1,C). El conocimiento (información sistematizada) del origen de los animales acuáticos (p.ej. la semilla en el caso de los moluscos) y de los movimientos de animales y los registros de bajas y rendimientos, será fundamental para dotar al sistema de herramientas mejoradas de gestión. Estas herramientas deberán estar integradas con los puntos 1-3 y contar con la participación de todos los actores: productores, administración e investigación.

Figura 6.1. Representación de la estrategia de un programa de vigilancia.



6.9 Objetivo general

Implementar un sistema de vigilancia zoonosanitaria para el sector de producción acuícola de una C.A., de acuerdo con la legislación vigente (Real Decreto 1614/2008), teniendo en cuenta la adaptación de las normas a las necesidades y la situación estratégica específica del sector productivo acuícola en la C.A.

El sistema/programa de vigilancia se plantea secuencialmente y con los siguientes objetivos específicos (OE):

- 1) (OE1). Aportar información inicial (año 1) sobre el estado de salud de las poblaciones acuícolas de la C.A., para la prevalencia de los agentes infecciosos y parasitarios contemplados en las normativas existentes (Real Decreto 1614/2008) basada en la presencia de especies susceptibles y vectores.
- 2) (OE2). Aportar información sobre la prevalencia de los patógenos especialmente relevantes en la C.A., ligados a mortalidades recurrentes en las especies susceptibles de bivalvos o peces.
- 3) (OE3). Estudiar los casos de mortalidades inexplicables en bivalvos, peces y crustáceos.
- 4) Con la información sobre los puntos 1-3, a partir del año 2, se podrán declarar zonas libres frente a determinadas enfermedades, según la producción de sus especies sensibles en la acuicultura marina, con el que las autoridades competentes podrán estructurar un plan específico de vigilancia de enfermedades del sector acuícola de la C.A. para los años siguientes. El resultado del trabajo de clasificación de las explotaciones/zonas de producción de bivalvos basado en factores de riesgo (contracción y propagación de una enfermedad) según la Decisión 2008/896/CE, determinara la frecuencia de inspecciones posteriores

Teniendo en cuenta las notables diferencias entre la gestión y las prácticas de la acuicultura de bivalvos y la de peces, algunos apartados se han elaborado de modo específico para cada sector.



6.10 Metodología

6.10.1 Programa de vigilancia activa (peces y moluscos)

(OE 1): Los patógenos a vigilar serán aquellos sometidos a notificación y control oficial recogidos en las listas del Real Decreto 1614/2008 y aquellos que decidan las CCAA en función de la peligrosidad para su sector. En el Anexo IV se presentan los patógenos a vigilar y las especies que son susceptibles (véase también el capítulo 2, Anexo 2.1 de esta Guía) y/o vectores para bivalvos y peces presentes en las CC.AA. (véase el capítulo 4, Anexo 4.5 de esta Guía).

(OE 2): En lo que se refiere a los patógenos especialmente relevantes en las CC.AA. para bivalvos o peces, se deberían vigilar los patógenos considerados como posibles causantes de las mortalidades registradas históricamente en las zonas de producción de la C.A. y/o los patógenos considerados por el proyecto GESAC basado en su nivel de riesgo (véase el capítulo 3 de esta Guía). Para las CC.AA. sin datos históricos, su programa tendría que aportar información inicial sobre el estado de salud de las poblaciones acuícolas a partir del primer año.

Los métodos de diagnóstico para detectar los patógenos recogidos en las listas del Real Decreto 1614/2008, y los patógenos del proyecto GESAC, seguirán las recomendaciones de la OIE (Organización Mundial de la Salud Animal) o las de los Laboratorios Nacionales de Referencia de Peces o Moluscos y están resumidos en esta Guía (véase Anexos 4.1 - 4.5). Los datos obtenidos mediante metodologías no oficiales podrán tenerse en cuenta, pero siempre es muy recomendable que sean valorados y en su caso, confirmados, por los laboratorios de referencia.

6.10.1.1 Frecuencia de muestreo

Según el Real Decreto 1614/2008, los planes de vigilancia tienen que basarse en la categoría sanitaria de las zonas (de I a V) y del nivel de riesgo de las mismas (tabla 6.1).

Se debe tener en cuenta que sin la información de un programa de vigilancia previo (histórico o nuevo) no hay criterios reales para fijar la categoría sanitaria de las zonas (de I a V), y sin estimar el nivel de riesgo para cada zona, no se puede fijar con certeza la frecuencia de muestreo.

A pesar de esta consideración inicial, las categorías previsibles para las zonas de producción de una C.A. podrían considerarse inicialmente, por ejemplo, como: categoría III (sin infección conocida); categoría II (no declarada “libre de enfermedades” pero objeto de un programa de vigilancia aprobado) o, más tarde incluso la categoría V (declarada infectada). Si existen centros de producción con fuente de agua protegida, se podría llegar incluso a la categoría I (libres de enfermedades) con los datos de vigilancia adecuados. Incluso, algunos centros/zonas podrán ser reconocidos históricamente como categoría I por datos que procedan de un programa anterior.

Tabla 6.1. Resumen de las situaciones sanitarias por categorías, según el Anexo III. Parte B del Real Decreto 1614/2008.

SITUACIÓN SANITARIA	Nivel de riesgo	Vigilancia	Frecuencia de Inspección	Frecuencia de vigilancia
Categoría I*	Bajo	Pasiva	1 cada 4 años	1 cada 4 años
Categoría I**	Elevado	Activa, específica o pasiva	1 cada año	1 cada año
	Medio		1 cada 2 años	1 cada 2 años
	Bajo		1 cada 4 años	1 cada 2 años
Categoría II	Elevado	Específica	1 cada año	1 cada año
	Medio		1 cada 2 años	1 cada 2 años
	Bajo		1 cada 4 años	1 cada 2 años
Categoría III	Elevado	Activa	1 cada año	3 cada año
	Medio		1 cada año	2 cada año
	Bajo		1 cada 2 años	1 cada año
Categoría IV	Elevado	Específica	1 cada año	1 cada año
	Medio		1 cada 2 años	1 cada 2 años
	Bajo		1 cada 4 años	1 cada 2 años
Categoría V	Elevado	Pasiva	1 cada 4 años	1 cada año
	Medio		1 cada 4 años	1 cada 2 años
	Bajo		1 cada 4 años	1 cada 4 años

* ninguna especie susceptible; ** especies susceptibles

El presente modelo parte de la hipótesis de que las zonas de acuicultura de la mayoría de las CC.AA. se encuentran en una situación sanitaria de categoría III y un nivel de riesgo medio. Con eso, el Real Decreto 1614/2008 define una vigilancia activa para comprobar el estado de salud de los animales a través de un examen de la población para detectar enfermedades. La frecuencia de muestreo a partir del año 2 sería de 2 muestreos cada año. La frecuencia para años posteriores podría variar (aumentar o disminuir) una vez establecidos tanto la categoría sanitaria y el nivel de riesgo definitivos basados en datos fiables. La frecuencia de muestreo para algunas explotaciones se podría considerar de categoría I, en función de los datos históricos, y para un nivel de riesgo medio la frecuencia de vigilancia se reduciría a un muestreo cada 2 años.



6.10.1.2 Tamaño de muestreo

- l) **Bivalvos:** patógenos recogidos en las listas del Real Decreto 1614/2008 (OE1) y especialmente relevantes en la C.A. (OE2).

El número de zonas se basa en el número de explotaciones/concesiones, en una primera aproximación de mínimos, y considerando la unidad epidemiológica. Por ejemplo, en el caso de una zona de producción de moluscos se podría considerar una bahía o ría entera como unidad epidemiológica que

agrupa todas las concesiones de las especies listadas como susceptibles hasta tener más información (véase la definición en 6.6).

El número de especies susceptibles son las especies listadas como susceptibles para los patógenos exóticos y no exóticos del Anexo IV del Real Decreto 1614/2008 que ocurren como especies de producción en la zona identificada. Además se tienen que tener en cuenta las especies vectores y sus enfermedades potenciales (véase las especies por C.A. y patógeno en el capítulo 3, Anexo 3.1 y capítulo 4, Anexo 4.5).

Los patógenos a vigilar deberían ser los listados para las especies de producción presentes en las zonas/CCAA, que figuran en el Anexo 4.5b. Teniendo en cuenta los recientes problemas en la ostricultura francesa, los expertos a posteriori del ejercicio de priorización, incluyeron el herpesvirus OsHv-1 μ var de *Crassostrea gigas* como patógeno de alto riesgo (Ver tablas 3.2 y 3.1b), aunque todavía no se disponía de método de diagnóstico de referencia. Los patógenos de declaración obligatoria, como por ejemplo *Bonamia ostreae*, *B. exitiosa* o *Marteilia refringens*, se deberían diagnosticar en un laboratorio autorizado para luego ser confirmados oficialmente por el Laboratorio Nacional de Referencia de Moluscos (Vigo). De todos modos, para casos de sospecha de enfermedad con sintomatologías poco claras, un diagnóstico inicial previo, aunque no sea el oficial o validado, es muy valioso como pre-screening orientativo.

El número de muestras final tiene una base de 2 muestreos anuales y una previsión de 150 ejemplares por zona y especie, para detectar el patógeno con una prevalencia mínima del 2% con un 95% de confianza.

Metodología. Como ejemplo, todos los ejemplares serán preservados/fijados de la forma adecuada para poder efectuar diagnosis por histología (con lo cual se pueden detectar otros problemas presentes) y por biología molecular (PCR):

- Histología con tinción de hematoxilina eosina y/o tinciones especiales para todos los especímenes.
- Confirmación de los potencialmente positivos detectados por histología mediante detección de los patógenos por técnicas de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) validadas y consensuadas previamente y confirmación por secuenciación.

Además, esta Guía recopila las técnicas para otros patógenos de interés y de cierta importancia y no solamente los listados por la legislación. Hay que tener en cuenta que los métodos de detección pueden variar según el patógeno y/o si se trata de una técnica recomendada como presuntiva o confirmativa. En todo caso es muy recomendable la existencia de una armonización y transversalidad en la interpretación de resultados junto con técnicas validadas. Véase el capítulo 4 para mayor información sobre los métodos recomendados.

II) **Peces:** patógenos recogidos en las listas del Real Decreto 1614/2008 (OE1) y especialmente relevantes en la C.A. (OE2).

Es oportuna una revisión oficial de centros de producción y repoblación existentes en las CC.AA., incluyendo los de repoblación de sociedades de pesca continental u otros centros de producción (p.ej. destinados al consumo humano) así como de ornamentales que puedan ser susceptibles de control.

El número de zonas se basa en el número de explotaciones/concesiones, en una primera aproximación de mínimos, y considerando la unidad epidemiológica. Por ejemplo, en el caso de una piscifactoría se podría considerar todos los estanques con peces de una misma procedencia y abastecidos por una misma fuente de agua como unidad epidemiológica. Sin embargo, para peces marinos podría considerarse como unidad el centro de producción (empresa) por tipo de producción separada, aunque dependería de las conexiones epidemiológicas identificadas.

El número de especies susceptibles son las especies listadas como susceptibles para los patógenos exóticos y no exóticos del Anexo IV del Real Decreto 1614/2008 que están reportadas como especies de producción en la zona identificada. Además tiene que tener en cuenta las especies vectores y sus enfermedades potenciales (véase las especies por C.A. y patógeno en el capítulo 3, Anexo 3.1 y capítulo 4, Anexo 4.5).

Los patógenos a vigilar deberían ser los listados para las especies de producción presentes en las zonas/CCAA, que figuran en el Anexo 4.5a. Los patógenos de declaración obligatoria, como por ejemplo VHS, IHN, EHN e ISA, se deberían diagnosticar en un laboratorio autorizado para luego ser confirmados oficialmente por el Laboratorio Nacional de Referencia Peces (Algete). En todo caso, para casos de sospecha de enfermedad con sintomatologías poco claras, un diagnóstico inicial previo, aunque no sea el oficial o validado, es muy valioso como pre-screening orientativo.

El número de muestras, basado en el número de explotaciones, el número de especies susceptibles y sus enfermedades, se realizaría sobre una base de 2 muestreos anuales.

En cada muestreo se cogerán un mínimo de 150 peces agrupados en “pools”, dependiendo del tamaño de los animales y de la configuración de los lotes de producción en el momento del muestreo.

Metodología. el método de diagnóstico se debe hacer según los métodos de la OIE, que es esencialmente el cultivo celular para las enfermedades listadas (observación de efecto citopático). Sin embargo, esta Guía recopila las técnicas para otros patógenos de interés y de cierta importancia.

Hay que tener en cuenta que los métodos de detección pueden variar según el patógeno y/o si se trata de una técnica recomendada como presuntiva o confirmativa. En todo caso, es muy recomendable la existencia de una armonización y transversalidad en la interpretación de resultados junto con técnicas validadas. Véase el capítulo 4 para los métodos recomendados.



III) Peces o moluscos: Actuaciones para mortalidades masivas no explicadas (OE 3).

Estas actuaciones se plantean para poder atender al requerimiento del RD 1614/2008 Anexo II-b-3º, ante episodios de mortalidades no explicadas y la necesidad de investigarlas y reportarlas.

El servicio de diagnóstico designado en cada CA, podrá efectuar un seguimiento de los casos de mortalidades no explicadas, siguiendo las mismas pautas y técnicas detalladas en esta Guía. Sin embargo, como serían casos aislados y con pronóstico reservado, será conveniente contar con el apoyo de un laboratorio autorizado a nivel regional o, especialmente, uno de los dos laboratorios de referencia nacionales (peces y moluscos) para diagnosticar los patógenos sospechosos que podrían estar implicados en un episodio de mortalidades con estas características, especialmente en el caso en que en la mortalidad concurrieran elementos que hicieran probable la implicación de patógenos listados.

Finalmente, también es recomendable que, en lo que se refiere a vigilancia pasiva, se tenga especial cuidado en incluir dentro de las rutinas diagnósticas la detección de las enfermedades adicionales especificadas en esta Guía, y que que en muchos de los casos pueden requerirse técnicas de diagnóstico más o menos específicas para los patógenos responsables de estas enfermedades (véase la lista de enfermedades en el capítulo 3).

Los participantes/ componentes de los un programas de vigilancia se entiende que son :la dirección del estudio, el asesoramiento en análisis de riesgo, el personal de I+D+i y el personal de laboratorio y campo y los veterinarios responsables de la administración y de las explotaciones vigiladas.

6.11 Acciones formativas

Tanto el RD como la Directiva Europea indican la necesidad de que los diferentes actores estén al día en los procesos de salud animal que les afecten. Por eso es importante incluir dentro del ejercicio de un programa de vigilancia, un paquete consistente en la realización de acciones formativas para el personal de los diferentes departamentos de las administraciones, los técnicos y los miembros del sector con algún tipo de responsabilidad sobre el bienestar y el estado sanitario de las poblaciones de animales acuáticos naturales o cultivadas en las CC.AA. Estas acciones formativas estarían dirigidas específicamente al personal que cada departamento o sección considere más oportuno. Asimismo, es importante que la información sobre estas enfermedades y el control de las mismas formen parte de la formación académica de aquellos centros de formación de graduados y especialistas (postgrado y máster) de universidades y demás centros de formación que formen a especialistas en acuicultura y salud en organismos acuáticos.

Estas acciones formativas podrían considerarse sólo para los primeros años del ejercicio según el tamaño del sector, ya que a partir del segundo año el colectivo de técnicos ya dispondría de una formación adecuada para poder gestionar eficazmente aquellos episodios donde se detectasen mortalidades o animales acuáticos enfermos. Sin embargo, hay que tener en cuenta la necesidad de la formación continuada para mantener el cuerpo técnico formado sobre las técnicas nuevas, tanto para los patógenos existentes como para los patógenos de reciente confirmación (previamente considerados exóticos), así como nuevas metodologías y marco legislativo / normativo.

VII. ESTRATEGIA PARA EL DISEÑO DE SISTEMAS DE TRAZABILIDAD

Fuente: Salvador Cárdenas. IFAPA



7 Estrategia para el diseño de sistemas de trazabilidad

7.1 Sistema SITRAN

El Sistema Integral de Trazabilidad Animal (SITRAN) se ha desarrollado basándose en la producción ganadera y su diseño se elaboró para facilitar la gestión de la información en materia de control de explotaciones, sanidad, trazabilidad y seguridad alimentaria.

La trazabilidad se define como las acciones, las medidas y los procedimientos técnicos que permiten identificar y registrar cada producto desde su origen hasta el final de la cadena de comercialización. Sus ventajas incluyen la posibilidad de permitir rastrear la cadena de producción para controlar la calidad de los productos obtenidos, u otorgar a los productores la posibilidad de colocar sus productos en mercados específicos más rentables, que exigen la certeza del origen y de las distintas etapas del proceso productivo, mejorando en consecuencia su competitividad.

Para los animales, significa la posibilidad de reconstruir los movimientos de un animal o lote de animales desde su explotación de nacimiento hasta su sacrificio, con el fin último de que la información llegue al consumidor final.

El sistema de trazabilidad es un sistema informatizado e integrado que procedió de la UE y de la necesidad de desarrollar el concepto de la trazabilidad para las vacas (crisis de las vacas locas) y los ovinos-caprinos (crisis de la aftosa). En España se compone de un sistema (SITRAN) multiespecie de acuerdo a la normativa legal para el almacenamiento de datos de los registros gestionados por los órganos competentes de las Comunidades Autónomas que consiste de tres subsistemas 'on-line' (bases de datos modulares): REGA, RIIA y REMO.

i) REGA (Registro General de Explotaciones Ganaderas)

Es un registro (libro de explotación) que contiene los datos de las explotaciones, titulares, ubicación (incluyendo coordenadas geográficas). Se trata de cualquier lugar o instalación con animales vivos que pueda considerarse como una unidad epidemiológica dentro de un mismo término municipal. Están incluidos los núcleos zoológicos, los mataderos y otros lugares en que se realice el sacrificio de animales, los centros de espectáculos taurinos, las instalaciones de los operadores comerciales y los centros de concentración. Cada una de las especies diferentes que se tienen en una explotación REGA constituye una subexplotación.

El titular facilita los datos necesarios para su inscripción en REGA y se asigna un número de registro (codificado por provincia, municipio, ganadero, etc.). Si la explotación interrumpe su actividad durante 1 año se denomina inactiva pero si la explotación interrumpe su actividad durante > 2 años se da de baja.

ii) RIIA (Registro de Identificación Individual de Animales)

Es un registro para aquellas especies para las que la legislación exige identificación individual y contiene toda la información referida a cada animal con base al etiquetado obligatorio. Se incluyen los datos básicos de los animales, los titulares de los animales, los datos de importaciones/exportaciones.

iii) REMO (Registro de Movimientos de Animales)

Es un registro que documenta los movimientos de los animales (lotes o individual). Los movimientos (tanto RIIA como REMO) se controlan por marcas auriculares y un documento de identificación (en el caso de los bovinos será un Documento de Identificación Bovino (DIB)). Se incluyen los datos del movimiento (los códigos, las fechas, las especies), la composición del movimiento (el número de animales por categoría, su identificación), las explotaciones implicadas en el movimiento, y los datos del medio de transporte.

Más allá de las necesidades de trazabilidad, el SITRAN incluye información relativa a las coordenadas geográficas, los datos zootécnicos, los censos, información de mercado (p.ej. flujos de animales, exportaciones/importaciones), y datos sanitarios (p.ej. calificaciones sanitarias, vacunaciones). Existe una base de datos distribuida y heterogénea en cada una de las 17 CC.AA., y un sistema central para compartir información básica que sirve de nodo de comunicación entre las CC.AA. Todo funciona como un sistema único desde el punto de vista del usuario. Es decir, cada CA posee la información de su territorio y mantiene sus propios servidores pero hay un vínculo de comunicación permanente entre el MARM y cada una de las distintas CC.AA.

El sistema podría producir mapas de riesgo durante los brotes/tráfico de animales, movimientos, BIPs, etc.

Las cifras anuales (2008) del SITRAN son: 689.776 explotaciones registradas, 17,5 millones de animales registrados, 2,4 millones de movimientos registrados, más de 8,5 millones de transacciones electrónicas, más de 1.600 documentos e informes generados, y más de 2.600 extracciones de datos realizadas.

La evolución del SITRAN será hacia la incorporación y gestión de nuevas especies como las de peces y moluscos.

7.2 Trazabilidad en acuicultura

Existe un estándar AENOR para la trazabilidad del pescado y ahora se plantea la disponibilidad potencial del sistema SITRAN para la acuicultura. Sin embargo, el origen de la trazabilidad se da a nivel de la empresa, como método de gestión interna para garantizar la calidad del producto final. Todavía, falta llevar a cabo la integración de la acuicultura al SITRAN, y aunque parece muy complicado, un sistema parecido ya existe para la salmonicultura.

En acuicultura, la trazabilidad está vinculada a la identificación de los animales dentro de grupos a lo largo del proceso productivo:: el origen genético (depende de la especie), la reproducción (identificación de los reproductores individualmente), los lotes de puesta (la unidad básica de la trazabilidad), los grupos de criba (la unidad de trazabilidad para los clientes), los registros (la trazabilidad electrónica para los movimientos, etc.).

En acuicultura, aunque todavía queda mucho por hacer y definir, los procesos de identificación y gestión ya conducen hacia la trazabilidad; no obstante, un punto clave para conseguirlo será la creación de un registro único de códigos asociado a los códigos de las empresas proveedoras y a el de las empresas receptoras. De este modo, se podría seguir el origen y destino de cada lote y se conseguiría la trazabilidad apoyándose en los propios sistemas que tienen las empresas y que están lo suficientemente avanzados como para asegurar esa trazabilidad. Sería una cuestión de adaptarlo para que pudiera encajar y ser compatible en el SITRAN.

El sistema de trazabilidad para los moluscos está menos desarrollado que en peces, pero existe el sistema de guías para los movimientos de lotes para cultivo y el de trazabilidad de la cadena para cuestiones de seguridad alimentaria, que cubre desde el origen de sus lotes, al centro de expedición, o a la depuradora, lo que se relaciona con la seguridad antes del consumo. También se requiere la integración en SITRAN.

7.3 Hoja de ruta

Existe un borrador de un documento sobre la acuicultura y la adaptación del RD 1614/2008 al Registro General de Explotaciones Ganaderas. Será un paso para su aplicación a la acuicultura y sus especies de producción.

Antes del 31 de julio 2009 el Estado tenía que cumplir con los requisitos de la Decisión 2008/392/CE sobre la creación de una página de información en Internet para dar acceso, por vía electrónica, a información sobre las empresas de producción acuícola y los establecimientos de transformación autorizados. Además, habrá que adaptar lo que corresponda del RD 1614/2008 al REGA.

El caso de la trazabilidad para los moluscos quizá resulte algo más difícil en comparación con los peces, especialmente por la dificultad de la consideración de las unidades epidemiológicas.



A black and white close-up photograph of a bird's feathers. The feathers are layered and have a distinct, overlapping pattern. A semi-transparent dark grey rectangular box is overlaid on the left side of the image, containing the word "ANEXOS" in white, bold, uppercase letters.

ANEXOS

Anexo I- Responsables de sanidad de los animales acuáticos en las CCAA

ANDALUCÍA

AGUAS CONTINENTALES		AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN	
	SILVESTRES		CULTIVO
Peces	No hay información disponible		<p>Normativa:</p> <ul style="list-style-type: none"> -RD 1614/2008, de 3 de octubre, relativo a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos. -Directiva 2006/88/CE del Consejo de 24 de octubre de 2006, relativa a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, y a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos. <p>.....</p> <p>Nombre: Juan Antonio Jaén Téllez Entidad: CAP DGAG-Servicio de Sanidad Animal. Email: jaen@juntadeandalucia.es Tel: 955 032252</p>
Moluscos	No hay información disponible		<p>Normativa:</p> <ul style="list-style-type: none"> -RD 1614/2008, de 3 de octubre, relativo a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos. -Directiva 2006/88/CE del Consejo de 24 de octubre de 2006, relativa a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, y a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos. <p>.....</p> <p>Nombre: Juan Antonio Jaén Téllez Entidad: CAP DGAG-Servicio de Sanidad Animal. Email: jaen@juntadeandalucia.es Tel: 955 032252</p>

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

Normativa:

-Orden de 18 de noviembre de 2008, por la que se modifica la de 15 de julio de 1993, por la que se declaran las zonas de producción y protección o mejora de moluscos bivalvos, moluscos gasterópodos, tunicados y equinodermos marinos de la Comunidad Autónoma de Andalucía.

Nombre: Daniel Acosta Camacho
Entidad: CAP-DGPA-Servicio de Ordenación de los Recursos Pesqueros y Acuícolas
Email: daniel.acosta@juntadeandalucia.es
Tel: 955 032 294

CULTIVOS

Normativa:

-RD 1614/2008, de 3 de octubre, relativo a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.

-Directiva 2006/88/CE del Consejo de 24 de octubre de 2006, relativa a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, y a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.

Nombre: Juan Antonio Jaén Téllez
Entidad: CAP DGAG-Servicio de Sanidad Animal.
Email: jantonio.jaen@juntadeandalucia.es
Tel: 955 032252

Moluscos

No hay información disponible

Normativa:

-RD 1614/2008, de 3 de octubre, relativo a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, así como a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.

-Directiva 2006/88/CE del Consejo de 24 de octubre de 2006, relativa a los requisitos zoonosanitarios de los animales y de los productos de la acuicultura, y a la prevención y el control de determinadas enfermedades de los animales acuáticos.

-Reglamento (UE) N° 175/2010 de la Comisión de 2 de marzo de 2010 por el que se aplica la Directiva 2006/88/CE del Consejo en lo referente a medidas de lucha contra el aumento de la mortalidad de los ostiones de la especie *Crassostrea gigas* en relación con la obtención de herpesvirus de los ostreidos tipo 1 μ var (OsHV-1 μ var)

Nombre: Juan Antonio Jaén Téllez
Entidad: CAP DGAG-Servicio de Sanidad Animal.
Email: jantonio.jaen@juntadeandalucia.es
Tel: 955 032252

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

Moluscos

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

Moluscos

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Pablo García Garrido

Entidad: Jefe de Servicio de Sanidad y Producción Animal

Email: pablo.garciagarrido@asturias.org

Tel: 985105500 (ext. 1391) - 605050780

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Moluscos

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Moluscos

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Normativa:
- Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

	SILVESTRES	CULTIVOS
Peces	<p>Normativa: -Ley Nacional de fomento de la Pesca Fluvial</p> <p>.....</p> <p>Nombre: Roque Espino Entidad: Cabildo Insular de Gran Canaria Email: respino@grancanaria.com Tel: 928219465</p> <p>.....</p> <p>Nombre: José Alberto Delgado Bello Entidad: Cabildo Insular de Tenerife Email: jalberto@tenerife.es Tel: 922239058</p>	<p>Normativa*: -Ley 7/2003 de Pesca de Canarias -Decreto 182/2004</p> <p>.....</p> <p>Nombre: Teodora Antúñez Jiménez Entidad: Servicio de Estructuras Pesqueras Email: tantjim@gobiernodecanarias.org Tel: 928 301 541 / 928 306 774</p>
Moluscos	No hay información disponible	No hay información disponible

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

	SILVESTRES	CULTIVOS
Peces	<p>Normativa: -Ley 7/2003 de Pesca de Canaria -Decreto 182/2004, de 21 de diciembre, por el que se aprueba el Reglamento de la Ley de Pesca de Canarias</p> <p>.....</p> <p>Nombre: Domingo Coello Entidad: Servicio de Inspección Pesquera Email: dcoegar@gobiernodecanarias.org Tel: 928 117567 / Fax: 928 117594</p>	<p>Normativa: -Ley 7/2003 de Pesca de Canaria -Decreto 182/2004, de 21 de diciembre, por el que se aprueba el Reglamento de la Ley de Pesca de Canarias</p> <p>.....</p> <p>Nombre: Domingo Coello Entidad: Servicio de Inspección Pesquera Email: dcoegar@gobiernodecanarias.org Tel: 928 117567 / Fax: 928 117594</p>
Moluscos	<p>Normativa: -Ley 7/2003 de Pesca de Canaria -Decreto 182/2004, de 21 de diciembre, por el que se aprueba el Reglamento de la Ley de Pesca de Canarias</p> <p>.....</p> <p>Nombre: Domingo Coello Entidad: Servicio de Inspección Pesquera Email: dcoegar@gobiernodecanarias.org Tel: 928 117567 / Fax: 928 117594</p>	<p>Normativa: -Ley 7/2003 de Pesca de Canaria -Decreto 182/2004, de 21 de diciembre, por el que se aprueba el Reglamento de la Ley de Pesca de Canarias</p> <p>.....</p> <p>Nombre: Domingo Coello Entidad: Servicio de Inspección Pesquera Email: dcoegar@gobiernodecanarias.org Tel: 928 117567 / Fax: 928 117594</p>

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

Normativa:

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826

CULTIVO

Normativa:

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826

Moluscos

Normativa:

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826**Normativa:**

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

Normativa:

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826

CULTIVO

Normativa:

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826

Moluscos

Normativa:

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826**Normativa:**

-Decreto 18/2000 de 17 de marzo

Nombre: Francisco Manuel Fernández Martínez**Entidad:** Consejería de Ganadería, Pesca y Desarrollo Rural**Email:** fernandez_fm@cantabria.es**Tel:** 942207826

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

Moluscos

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

Moluscos

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Normativa:

- Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
- Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009
- Llei 2/2010, del 18 de Febrer, de pesca i acció marítimes

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

Nombre: Maria Dolors Vila Calvet
Subdirectora General de Ramaderia
Entidad: Departament d'Agricultura, Ramaderia, Pesca, Alimentació i Medi Natural
Email: dolors.vila@gencat.cat
Tel: 93 304 67 00

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

Moluscos

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

CULTIVO

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

Moluscos

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Abdelhakim Abdeselam Al Lal
Entidad: Consejería de Sanidad y Consumo
Email: sanidad@ceuta.es
Tel: 856 200 680

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

CULTIVO

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Moluscos

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

CULTIVO

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Moluscos

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

Normativa:
-Decreto 12/2011. Competencias y estructura básica de las consellerías de la CAIB

Nombre: Margaret Mercadal Camps
Entidad: Direcció General de Medi Rural i Marí
Email: mmercadal@dgpesca.caib.es
Tel: 971176100

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia
- Decreto 2/2010 de Galicia

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: jorge.enrique.mourelo.estella@xunta.es

Tel: 981.544782

CULTIVO

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia
- Decreto 2/2010 de Galicia

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: jorge.enrique.mourelo.estella@xunta.es

Tel: 981.544782

Moluscos

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia
- Decreto 2/2010 de Galicia

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: jorge.enrique.mourelo.estella@xunta.es

Tel: 981.544782

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia
- Decreto 2/2010 de Galicia

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: emilio.mariadolores@carm.es

Tel: 981.544782

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

Peces

SILVESTRES

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia, por el que se establece la estructura orgánica de la Consellería
- Decreto 2/2010 de Galicia, por el que se regulan los órganos competentes y el procedimiento

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: jorge.enrique.mourelo.estella@xunta.es

Tel: 981 544782

CULTIVO

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia, por el que se establece la estructura orgánica de la Consellería
- Decreto 2/2010 de Galicia, por el que se regulan los órganos competentes y el procedimiento

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: jorge.enrique.mourelo.estella@xunta.es

Tel: 981 544782

Moluscos

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia, por el que se establece la estructura orgánica de la Consellería
- Decreto 2/2010 de Galicia, por el que se regulan los órganos competentes y el procedimiento

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: jorge.enrique.mourelo.estella@xunta.es

Tel: 981 544782

Normativa:

- Decreto 318/2009 de Galicia, por el que se establece la estructura orgánica de la Consellería
- Decreto 2/2010 de Galicia, por el que se regulan los órganos competentes y el procedimiento

Nombre: Jorge Enrique Mourelo Estella

Entidad: Consellería do Medio Rural

Email: jorge.enrique.mourelo.estella@xunta.es

Tel: 981 544782

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

	SILVESTRES	CULTIVO
Peces	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>
Moluscos	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

	SILVESTRES	CULTIVO
Peces	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>
Moluscos	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>	<p>Normativa: - Ley 2/2007, de 12 de marzo, de Pesca Marítima y Acuicultura de la Región de Murcia</p> <hr/> <p>Nombre: Emilio María Dolores Pedreño Entidad: Servicio de Pesca y Acuicultura Email: emilio.mariadolores@carm.es Tel: 968 326635</p>

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

	SILVESTRES	CULTIVO
Peces	Normativa: - Normas Forales de las 3 Diputaciones Forales <hr/> Nombre: Entidad: Diputaciones Forales de Vizcaya, Guipuzkoa Y Alava Email: Tel:	Normativa: - Normas Forales de las 3 Diputaciones Forales <hr/> Nombre: Entidad: Email: Tel:
Moluscos	No hay información disponible	No hay información disponible

AGUAS CONTINENTALES

AGUAS MARINAS Y DE TRANSICIÓN

	SILVESTRES	CULTIVO
Peces	Normativa: - Ley 6/1998 de 13 de marzo, de pesca marítima. Decreto 198/2000, de 3 de octubre por el que aprueba el Reglamento de Pesca Marítima Recreativa <hr/> Nombre: Jokin Díaz Entidad: Director de Pesca y Acuicultura del Gobierno Vasco Email: jokin-diaz@ej-gv.es Tel: 94 5019650	Normativa: - Ley 6/1998 de 13 de marzo Decreto 67/2004 de 6 de abril, modificado por el Decreto 413/2005 de 13 de diciembre <hr/> Nombre: Jokin Díaz Entidad: Director de Pesca y Acuicultura del Gobierno Vasco Email: jokin-diaz@ej-gv.es Tel: 94 5019650
Moluscos	Normativa: - Orden de 1 de septiembre por la que se establece la clasificación de las zonas de producción de moluscos bivalvos en el litoral de la Comunidad Autónoma Vasca <hr/> Nombre: Jokin Díaz Entidad: Director de Pesca y Acuicultura del Gobierno Vasco Email: jokin-diaz@ej-gv.es Tel: 94 5019650	Normativa: - Orden de 1 de septiembre por la que se establece la clasificación de las zonas de producción de moluscos bivalvos en el litoral de la Comunidad Autónoma Vasca - Decreto 678/2004 de 6 de abril, modificado por el Decreto 413/2005 de 13 de diciembre <hr/> Nombre: Jokin Díaz Entidad: Director de Pesca y Acuicultura del Gobierno Vasco Email: jokin-diaz@ej-gv.es Tel: 94 5019650

AGUAS CONTINENTALES

	SILVESTRES	CULTIVO
Peces	No hay información disponible	No hay información disponible

AGUAS CONTINENTALES

	SILVESTRES	CULTIVO
Peces	<p>Normativa: -Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009</p> <hr/> <p>Nombre: Pilar García Jané Entidad: Consejería de Agricultura Email: sanidadanimal@jccm.es Tel: 925 266761</p>	<p>Normativa: -Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009</p> <hr/> <p>Nombre: Pilar García Jané Entidad: Consejería de Agricultura Email: sanidadanimal@jccm.es Tel: 925 266761</p>

AGUAS CONTINENTALES

Peces

SILVESTRES

Normativa:
 -Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
 -Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009

Nombre: Olga Mínguez González
Entidad: Consejería de Agricultura y Ganadería. Dirección General de Producción Agropecuaria y Desarrollo Rural
Email: mingonol@jcyL.es
Tel: 983419784/983419788

Nombre: Sergio Marqués Prendes; Ana Grau Vila
Entidad: Consejería de Agricultura y Ganadería. Dirección General de Producción Agropecuaria y Desarrollo Rural
Email: marprese@jcyL.es ; gravilan@jcyL.es
Tel: 983419784/983419788

CULTIVO

Normativa:
 -Directiva 2006/88/CE; Reglamento (CE) N° 1251/2008; Decisión 2008/896/CE
 -Real Decreto 1614/2008; Real Decreto 1082/2009

Nombre: Olga Mínguez González
Entidad: Consejería de Agricultura y Ganadería. Dirección General de Producción Agropecuaria y Desarrollo Rural
Email: mingonol@jcyL.es
Tel: 983419784/983419788

Nombre: Sergio Marqués Prendes; Ana Grau Vila
Entidad: Consejería de Agricultura y Ganadería. Dirección General de Producción Agropecuaria y Desarrollo Rural
Email: marprese@jcyL.es ; gravilan@jcyL.es
Tel: 983419784/983419788

AGUAS CONTINENTALES

Peces

SILVESTRES

No hay información disponible

CULTIVO

Normativa:
 -Real Decreto 1082/2009; Real Decreto 1614/2008;
 -LEY 11/2010, de 16 de noviembre, de Pesca y Acuicultura de Extremadura.
 -Decreto 34/87 que regula las explotaciones de acuicultura en Extremadura

Nombre: Cristina Sanz Jiménez
Entidad: Servicio de Sanidad Animal
Email: cristina.sanz@adr.juntaex.es
Tel: 924002344

AGUAS CONTINENTALES

Peces

SILVESTRES

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Andrés Miguel López

Entidad: Servicio de Ganadería

Email: andres.miguel@larioja.org

Tel: 941291723

CULTIVO

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Andrés Miguel López

Entidad: Servicio de Ganadería

Email: andres.miguel@larioja.org

Tel: 941291723

AGUAS CONTINENTALES

Peces

SILVESTRES

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Rosa Díaz Suárez

Entidad: Subdirección General de Recursos Agrarios
(Área de Ganadería)

Email: rosa.diaz@madrid.org

Tel: 91.5801720

CULTIVO

Normativa:

No hay normativa específica

Nombre: Rosa Díaz Suárez

Entidad: Subdirección General de Recursos Agrarios
(Área de Ganadería)

Email: rosa.diaz@madrid.org

Tel: 91.5801720

AGUAS CONTINENTALES

Peces

SILVESTRES

Normativa:

-Decreto Foral 141/2011, de 24 de agosto, por el que se establece la estructura orgánica del Departamento de Desarrollo Rural, Industria, Empleo y Medio Ambiente

.....
Nombre: Javier Eguiluz Sáenz

Entidad: Sección Sanidad Animal. Servicio de Ganadería

Email: jeguilsa@cfnavarra.es

Tel: 848 426 410

CULTIVO

Normativa:

-Decreto Foral 141/2011, de 24 de agosto, por el que se establece la estructura orgánica del Departamento de Desarrollo Rural, Industria, Empleo y Medio Ambiente

.....
Nombre: Javier Eguiluz Sáenz

Entidad: Sección Sanidad Animal. Servicio de Ganadería

Email: jeguilsa@cfnavarra.es

Tel: 848 426 410

Anexo II- Centros de formación y sanidad acuícola

Centros de formación					
CC.AA.	Centro	Grupo	Contacto	Email	Comentario
ANDALUCÍA	Universidad de Málaga	Microbiología	Juan José Borrego Dolores Castro, M ^a Carmen Alonso,	jjborrego@uma.es dcastro@uma.es mdalonso@uma.es	Investigación en patologías microbianas de especies de cultivo. http://www.uma.es/
ARAGÓN	CIHEAM		Bernardo Basurco	basurco@iamz.ciheam.org	Cursos de formación internacionales. http://www.iamz.ciheam.org/
	UNIZAR		Nacho de Blas	deblas@unizar.es	Investigación epidemiología, diagnóstico y formación. http://www.unizar.es/
BALEARES	Universidad Illes Balears	Dpto. Microbiología	Jorge Lalucat, Balbina Nogales, Ramón Rosselló-Mora	bnogales@uib.es rossello-mora@uib.es	Microbiología marina http://www.uib.es/
CANARIAS	Instituto Canario de Ciencias Marinas	GIA	Juan Socorro	jsocorro@iccm.rcanaria.es	http://www.iccm.rcanaria.es/
	Universidad de Las Palmas de Gran Canaria	Instituto Universitario de Sanidad Animal	Fernando Real, Daniel Padilla	freal@dpat.ulpgc.es dpadilla@becarios.ulpgc.es	Participación en el Máster de Acuicultura y Máster de Sanidad Animal. http://www.ulpgc.es/
CASTILLA Y LEÓN	Universidad de León	Dpto. Sanidad Animal. Facultad de Veterinaria.	José Miguel Aller Gancedo	jmallg@unileon.es	Docencia enfermedades/sanidad de peces en la Licenciatura de Veterinaria y en el Máster de Veterinaria http://www.unileon.es/
CATALUÑA	Universidad de Barcelona	Dpto. de Microbiología	Albert Bosch, Anicet Blanch, Rosa Pinto, Rosina Gironés, Joan Jofre,	abosch@ub.edu dept-microbiologia-biol@ub.edu rpinto@ub.edu rgirones@ub.edu jjofre@ub.edu	Virología y bacteriología del medio acuático. Salud humana y animal. http://www.ub.edu/microbiologia/
		Dpto. Biología Celular	Mercè Durfort	mdurfort@ub.edu	Biología de la reproducción, histopatología y bioacumulación. Máster Interuniversitario en Acuicultura (UB-UAB-UPC) http://www.ub.edu/web/ub/ca/universitat/coneix_la_ub/departaments/biologia/depbiologiaacelimmuno.html
		Laboratorio de Protozoología. Dpto. de Biología Animal. Facultad de Biología	Humbert Salvadó	hsalvado@ub.edu	Parasitología de peces silvestres. Máster Interuniversitario en Acuicultura (UB-UAB-UPC) http://www.ub.edu/bioani/castella/index.htm
	Universidad Autónoma de Barcelona	Área de Zoología; Dpto. Biología animal, vegetal y ecología; Área de Fisiología; Dpto. Biología celular, fisiología e inmunología.	Sílvia Crespo, Francesc Padrós Maite Carrassón Lluís Tort Simon Mackenzie	silvia.crespo@uab.cat francesc.padros@uab.cat maite.carrasson@uab.cat lluis.tort@uab.cat simon.mackenzie@uab.cat	Investigación y servicio de diagnóstico de patologías de peces. Inmunología. Ecotoxicología. Máster Interuniversitario en Acuicultura (UB-UAB-UPC) http://www.uab.es/servlet/Satellite/Departaments-1090494921864.html
	Universidad Rovira i Vigili	Grupo MicroAqua, Unidad de Biología y Microbiología	M ^a José Figueras, Roxana Beaz	mariajose.figueras@urv.net roxana.beaz@urv.cat	Indicadores de contaminación microbiológica en agua y bivalvos. http://www.urv.cat/recerca/innovacio/es_index.html

Centros de formación

CC.AA.	Centro	Grupo	Contacto	Email	Comentario
COMUNIDAD VALENCIANA	Universidad de Valencia	Dpto. Microbiología y Ecología	Elena Alcaide, Belén Fouz, Carmen Amaro, Esperanza Garay, M ^a Jesús Pujalte	elena.alcaide@uv.es carmen.amaro@uv.es belen.fouz@uv.es esperanza.garay@uv.es maria.j.pujalte@uv.es	Master Interuniversitario en Acuicultura (UV, UPV, CSIC) se imparten varias asignaturas obligatorias y optativas con temáticas relacionadas con la Sanidad en Acuicultura. Depositarios de la colección española de cultivos. http://www.uv.es/microbeco
GALICIA	Universidad de Santiago de Compostela	Instituto de Acuicultura. Dpto. de Microbiología	Juan Barja, Alicia Estevez Toranzo, Jesús Romalde, Isabel Santos, Beatriz Magriños,	juanluis.barja@usc.es alicia.estevez.toranzo@usc.es jesus.romalde@usc.es ysabel.santos@usc.es beatriz.magrinosa@usc.es	Cursos de formación continua para empresas y la Administración, en todos los temas relacionados con la Acuicultura, incluyendo patología, diagnóstico, monitorización y muestreo, epidemiología, legislación. Investigación en patógenos animales y humanos en acuicultura. Docencia en las asignaturas de las licenciaturas de biología Coordina el Máster Oficial Interuniversitario de Acuicultura y el Doctorado en Acuicultura; http://www.usc.es/macuihc

Centros de sanidad acuícola

ANDALUCÍA	CSIC-ICMAN	Biología marina y acuicultura.	Mari Carmen Sarasquete	carmen.sarasquete@icman.csic.es	Histopatología, microbiología http://www.icman.csic.es/	
	CTAqua-ASEMA				Gestión de sanidad de peces. http://www.cetaqua.com/	
	IEO – Centro Oceanográfico de Málaga		David Macías	david.macias@ma.ieo.es	Parasitología http://www.ma.ieo.es/	
	IFAPA	Centro Agua del Pino		José Ignacio Navas	josei.navas@juntadeandalucia.es	Patología de moluscos bivalvos y peces planos: diagnóstico microbiológico, histopatológico y molecular. http://web5.ifapa.junta-andalucia.es/agriculturaypesca/ifapa/web
				Centro El Toruño	M ^a Concepción Berbel	maria.c.berbel@juntadeandalucia.es
				Manuel Manchado	manuel.manchado@juntadeandalucia.es	Diagnóstico molecular
	Universidad de Cádiz		María Luisa González de Canales	marialuisa.gonzalez@uca.es	Histopatología y toxicología medioambiental http://www.uca.es/es/	
	Universidad de Málaga	Microbiología	Juan José Borrego García, Dolores Castro, M ^a Carmen Alonso,	jjborrego@uma.es	Investigación y diagnóstico vírico y bacteriano http://www.uma.es/	
Miguel Ángel Morínigo			morinigo@uma.es	Probióticos		
ARAGÓN	UNIZAR	Laboratorio de Ictiopatología, Facultad de Veterinaria	Ignacio de Blas, Jose Luis Múzquiz, Imanol Ruiz	deblas@unizar.es musquiz@unizar.es imarui@unizar.es	Diagnóstico. Laboratorio e investigación. Laboratorio de referencia para enfermedades de salmónidos para Aragón, Catalunya, La Rioja, Navarra y Euskadi http://www.unizar.es/	

Centros de sanidad acuícola

CC.AA.	Centro	Grupo	Contacto	Email	Comentario
ASTURIAS	Centro de Biotecnología Animal (SERIDA) de Ictiopatología		Isabel Márquez	imarquez@serida.org	Diagnóstico e investigación en enfermedades víricas y bacterianas de salmónidos http://www.serida.org/
	CEP (Centro de Experimentación Pesquera) de Castropol de la Dirección General de Pesca de la Consejería Medio Rural y Pesca		Carmen Rodríguez	carmen.rodriguezrodriguez@asturias.org	Diagnóstico de moluscos http://tematico.asturias.es/dgpesca/din/exper.php
	Universidad de Oviedo		José Guijarro	jaga@uniovi.es	Investigación microbiología http://www.uniovi.es/inicio/
BALEARES	LIMIA (Laboratori d'Investigacions Marines i Aqüicultura) del Govern de les Illes Balears		Amàlia Grau Jofre	amaliagrau@dgpesca.caib.es	Histología e histopatología http://www.caib.es/govern/organigrama/area.do?lang=ca&coduo=54
CASTILLA Y LEÓN	Dibaq		José Luis Tejedor, Angela García, Mariví Carrión	jltejedor.delreal@dibaq.com	Laboratorio de patología y sanidad http://www.dibaq.com/cas/index.html
	Itacyl, Valladolid		Ana María Larrán García	ita-largaran@itacyl.es	http://www.itacyl.es/opencms_wf/opencms
	ProaAqua-Biomar		Elena Planas	epl@biomar.com	Laboratorio de patología y sanidad http://www.biomar.com/spain
	Skretting		Carlos Zarza	carlos.zarza@skretting.com	Laboratorio de patología y sanidad http://www.skretting.es/
CATALUÑA	l'Aquarium de Barcelona: Departamento Técnico		Patricio Bultó	bulto@aquariumbcn.com	Patología de los problemas en las propias instalaciones http://www.aquariumbcn.com/AQUARIUM/index.php
	IRTA-SCR	Programa de Acuicultura. Subprograma de Cultivos Acuáticos.	Dolores Furones, Noèlia Carrasco, Karl Andree, Ana Roque, Chris Rodgers	dolors.furones@irta.cat noelia.carrasco@irta.cat karl.andree@irta.cat ana.roque@irta.cat chris.rodgers@irta.cat	Investigación en salud animal y humana relacionadas con la acuicultura, especialmente en moluscos. http://www.irta.cat/es-ES/Paginas/default.aspx
	Universidad Autónoma de Barcelona	Dpto. de Biología Animal, Vegetal y Ecología	Francesc Padrós	francesc.padros@uab.es	Laboratorio de patología y sanidad de peces marinos. Servicio de diagnóstico. http://www.uab.es/servlet/Satellite/departamento-de-biologia-animal-de-biologia-vegetal-y-de-ecologia-1283928459885.html
	Universitat de Girona		Emili García-Berthou	emili.garcia@udg.edu	Parásitos de peces continentales, con aproximación ecológica http://www.udg.edu/
COMUNIDAD VALENCIANA	Acuival	ADS de Valencia	Jordi López Ramon	jlopez@riia.es	http://www.acuival.es/
	CSIC - Instituto de Acuicultura de Torre de la Sal	Grupo de Patología de Peces	Ariadna Sitjà, Oswaldo Palenzuela	ariadna@iats.csic.es oswaldo@iats.csic.es	Laboratorio de patología y sanidad de peces y parasitología http://www.iats.csic.es/
	Oceanogràfic de Valencia		Enrique Carbonell, Daniel García		Grupo de biólogos y veterinarios activo en diagnóstico (propias instalaciones) y también hacen investigación externa http://www.cac.es/
	Universidad Miguel Hernández, Elche, Alicante	Diagnóstico y terapias moleculares.	Amparo Estepa	aestepa@umh.es	Investigación en virus (rhabdovirus), respuesta inmune frente a virus y vacunas DNA http://www.umh.es/

Centros de sanidad acuícola

CC.AA.	Centro	Grupo	Contacto	Email	Comentario
COMUNIDAD VALENCIANA	Universidad de Valencia	Dpto. Microbiología y Ecología	Carmen Amaro, Belén Fouz, Eva Sanjuan, Elena Alcaide	carmen.amaro@uv.es belen.fouz@uv.es eva.sanjuan@uv.es alcaide@uv.es	Patógenos de animales acuáticos de interés en sanidad pública y acuicultura. Investigación en colaboración directa con administraciones y empresas nacionales e internacionales vinculadas al sector de la acuicultura http://www.uv.es/microbeco
		Dpto. Parasitología	Toni Raga, Juan Antonio Balbuena	toni.raga@uv.es j.a.balbuena@uv.es	Parasitología de animales acuáticos, incluyendo también cetáceos http://www.uv.es/parasitologia
GALICIA	Centro de Investigaciones Marinas (CIMA)		Antonio Villalba, María Jesús Carballal, Asunción Cao, Carmen López, Jaime Montes, Elvira Abollo	villalba@cimacoron.org maria.carballal@cimacoron.org asun@cimacoron.org clopez@cimacoron.org montes@cimacoron.org eabollo@cetmar.es	Investigación en enfermedades, inmunología, fisiología y cultivo de moluscos. Servicio de diagnóstico para la administración pública y para el sector privado http://www.cimacoron.org
	CSIC, Vigo	IIM	Antonio Figueras, Beatriz Novoa, Raquel Aranguren, Camino Gestal	antoniofigueras@iim.csic.es virus@iim.csic.es arangur@iim.csic.es cgestal@iim.csic.es	Laboratorio de patología e investigación, especialmente moluscos. Laboratorio de Referencia Nacional para Moluscos http://www.iim.csic.es/
	Estación de Ciencias Marinas de Toralla (ECIMAT)	Facultad de Ciencias del Mar. Universidad de Vigo.	Antonio González Villanueva	antonio.villanueva@uvigo.es	El laboratorio de patología de organismos marinos de la ECIMAT ofrece a la comunidad investigadora (tanto pública como privada) equipos, instalaciones a pie de mar con suministro de agua de mar y personal para la investigación en salud de animales marinos
	Instituto de Investigación y Análisis Alimentario	Grupo de Parasitología	Dr. Sanmartín (emérito), Dr. Leiro	m.sanmartin@usc.es josemanuel.leiro@usc.es	Patógenos de peces, sobre todo rodaballo y trucha http://www.usc.es/es/institutos/iiaa/index.html
	Instituto Tecnológico para el Control del Medio Marino de Galicia (INTECMAR)	Unidad de Patología	Susana Darriba Couñago	sdarriba@intecmar.org	INTECMAR realiza el control de oficial de las patologías de moluscos en Galicia y el diagnóstico de otras de las patologías que presentan los moluscos. http://www.intecmar.org/
	Laboratorio de Sanidad y Producción Animal de Galicia (LASAPAGA)	Departamento de Virología	Carmen Eiras Ferreiro	carmen.eiras.ferreiro@xunta.es	Análisis virológicos del Sistema de Vigilancia Sanitaria frente a SHV y a NHI, en especies piscícolas cultivadas sensibles a estas enfermedades
	Universidad de Santiago de Compostela – Campus de Lugo	Grupo de Patología de Peces de la Facultad de Veterinaria	M ^a Isabel Quiroga Berdeal Roberto Bermúdez	misabel.quiroga@usc.es	Aspectos relacionados con la patología de peces, desde un punto de vista histopatológico, los trabajos de investigación realizados en pleuronectiformes, trucha y abadejo http://www.facveterinarialugo.org/
	Universidad de Santiago de Compostela	Instituto de Acuicultura	Juan Barja, Alicia Toranzo, Jesus Romalde, Carlos Dopazo, Ysabel Santos, Jesus Lamas, Manuel Lemos, Beatriz Magariños, Isabel Bandín	juanluis.barja@usc.es alicia.estevez.toranzo@usc.es jesus.romalde@usc.es carlos.pereira@usc.es ysabel.santos@usc.es jesus.lamas@usc.es manuel.lemos@usc.es beatriz.magariños@usc.es isabel.bandin@usc.es	Análisis virológicos del Sistema de Vigilancia Sanitaria frente a SHV y a NHI, en especies piscícolas cultivadas sensibles a estas enfermedades

Centros de sanidad acuícola

CC.AA.	Centro	Grupo	Contacto	Email	Comentario	
GALICIA	Universidad de Vigo	Equipo de Fisiología de Peces	Jose Luis Soengas	jsoengas@uvigo.es	Aplicación en acuicultura http://www.uvigo.es/	
		Equipo de Inmunología	Encarnación de Miguel Villegas	villegas@uvigo.es	Respuesta inmune en peces cultivados, técnicas relacionadas con uso de anticuerpos, cultivos celulares, biología molecular, técnicas de purificación, inmunohistoquímica	
		Microbiología Marina y Acuicultura	María Teresa Pérez Nieto	mtperez@uvigo.es	Patología bacteriana, vacunas, probióticos, respuesta inmune	
		Parasitología Marina	Jose Manuel García Estévez	jestevez@uvigo.es	Diagnóstico, patología y control de enfermedades parasitarias en peces y moluscos cultivados	
MADRID	CIB (Centro de Investigaciones Biológicas), Madrid		Sara Pérez Prieto, Sylvia Rodríguez Saint-Jean	saraip@cib.csic.es sylvia@cib.csic.es	Investigación en enfermedades víricas http://www.cib.csic.es/es/	
	CISA-INIA, Valdeolmos		Carolina Tafalla Piñeiro	tafalla@inia.es	Inmunología y virología. Investigación y diagnóstico aplicado http://www.inia.es/inia/	
	INIA, Madrid		Julio Coll	juliocoll@inia.es	Investigación, fundamentalmente en Rhabdovirus http://www.inia.es/inia/	
	Laboratorio Nacional de Referencia de Peces de Algete		Pilar Fernández, Nieves Frías	mfsomalo@mapya.es nfriasso@mapya.es	Diagnostico de patógenos de declaración obligatoria. http://www.mapa.es/es/ganaderia/pags/laboratorios/lab_nac_referencia/lab_nac_referencia.htm	
	Universidad Complutense de Madrid (UCM)	Facultad de Veterinaria. Dpto. de Sanidad Anima.		José A. García, Lucas Domínguez	lucasdo@visavet.ucm.es	Investigación de enfermedades bacterianas e inmunología y diagnóstico de virus y bacterias (véase VISAVET) http://www.ucm.es/
		Departamento de Biología Celular (Morfología Microscópica)		Agustín Zapata		Ciencias biológicas, inmunología e investigación
	VISAVET				lucasdo@visavet.ucm.es , cporrero@visavet.ucm.es	http://www.vigilanciasanitaria.es/
MURCIA	Servicio de Pesca y Acuicultura de la Consejería de Agricultura y Agua	Equipo Veterinario	Emilio María Dolores, José Peñalver	emilio.mariadolores@carm.es jose.penalver2@carm.es	Estudios sanidad animal (especialmente parasitología y toxicología) en animales acuáticos: peces (acuicultura y silvestres), moluscos (pulpos), tortugas y cetáceos http://www.carm.es/web/pagina?IDC ONTENIDO=220&IDTIPO=140&RASTRO=c32\$m	
	Universidad de Murcia	Dpto. de Biología Celular e Histología. Facultad de Biología.	José Meseguer, Alfonsa García, M ^a Angeles Estéban, Victoriano Mulero	meseguer@um.es agayala@um.es aesteban@um.es vmulero@um.es	Inmunología http://www.um.es/investigacion/	
		Facultad de Veterinaria.	Pilar Muñoz, Serafín Gómez	pilarmun@um.es serafing@um.es	Investigación parasitología y histopatología	

Glosario

[Definiciones utilizadas en la Guía según Real Decreto 1614/2008 y OIE. Código sanitario para los animales acuáticos (2011)]

A

Acuicultura: cría o cultivo de organismos acuáticos con técnicas encaminadas a aumentar, por encima de las capacidades naturales del medio, la producción de los organismos en cuestión; estos serán, a lo largo de toda la fase de cría o cultivo y hasta el momento de su recogida, propiedad de una o varias personas físicas o jurídicas.

Agente patógeno: designa un microorganismo que provoca o que contribuye al desarrollo de una de las enfermedades enumeradas en el Código Acuático.

Alimento para animales (o pienso): designa cualquier material simple o compuesto, ya sea elaborado, semielaborado o crudo, destinado directamente a alimentar a los animales acuáticos.

Análisis del riesgo: designa el proceso que comprende la identificación del peligro, la evaluación del riesgo, la gestión del riesgo y la comunicación sobre el riesgo.

Animal acuático ornamental: el animal acuático que se mantenga, se críe o se ponga en el mercado exclusivamente con fines ornamentales.

Animal acuático silvestre: el animal acuático que no es animal de la acuicultura.

Animal acuático: peces pertenecientes a la superclase «Agnatha» y a las clases «Chondrichthyes» y «Osteichthyes», moluscos pertenecientes al filum «Mollusca», crustáceos pertenecientes al subfilum «Crustácea».

Animal de la acuicultura: todo animal acuático en todas las fases de su vida, incluidos los huevos y el esperma o los gametos, criado en una explotación o zona de cría de moluscos, incluido todo animal acuático de estas características, procedente del medio natural y destinado a una explotación o una zona de cría de moluscos.

Autoridad Competente: designa la Autoridad Veterinaria o cualquier otra Autoridad pública de un Miembro que tiene la responsabilidad y la capacidad de aplicar o supervisar la aplicación de las medidas de protección de la salud y el bienestar de los animales acuáticos, los procedimientos internacionales de certificación veterinaria y las demás normas y recomendaciones del Código Acuático en todo en el territorio del país.

B

Brote: designa la aparición de uno o más casos en una unidad epidemiológica.

C

Caso: designa un animal acuático infectado por un agente patógeno, con o sin signos clínicos manifiestos.

Código Acuático: designa el Código Sanitario para los Animales Acuáticos de la OIE.

Compartimento libre: designa un compartimento que reúne las condiciones indicadas en el capítulo (o capítulos) correspondiente(s) del Código Acuático para hacer una autodeclaración de ausencia de la enfermedad que se considere.

Compartimento: designa uno o varios establecimientos de acuicultura con un mismo sistema de gestión de la bioseguridad, que contienen una población de animales acuáticos con un estatus zoonosanitario particular respecto de una enfermedad o enfermedades determinada(s) contra la(s) cual(es) se aplican las medidas de vigilancia y control y se cumplen las condiciones elementales de bioseguridad requeridas para el comercio internacional. Cualquier compartimento establecido debe estar claramente documentado por la Autoridad Competente.

Comunicación del riesgo: designa el intercambio interactivo de información y opiniones a lo largo del proceso de análisis del riesgo acerca del riesgo en sí, los factores de riesgo y la percepción del riesgo entre las personas encargadas de evaluar el riesgo, las encargadas de la gestión del riesgo, las encargadas de informar sobre el riesgo, el público en general y las demás partes interesadas.

Cría: criar animales de la acuicultura en una explotación o en una zona de cría de moluscos.

Cuarentena: designa la medida que consiste en mantener a un grupo de animales acuáticos aislados, sin ningún contacto directo o indirecto con otros animales acuáticos, para someterlos a observación durante un período de tiempo determinado y, si es necesario, a pruebas de diagnóstico o a tratamiento, con inclusión del tratamiento de las aguas efluentes.

D

Desinfección: designa la aplicación, después de una limpieza completa, de procedimientos destinados a destruir los agentes infecciosos o parasitarios responsables de enfermedades de los animales acuáticos, incluidas las zoonosis. Esta operación se aplica a los establecimientos de acuicultura (es decir, criaderos, piscifactorías, criaderos de ostras, criaderos de camarones, viveros, etc.) y a los vehículos y objetos/equipos diversos que puedan haber sido directa o indirectamente contaminados.

Diagnóstico: designa la determinación de la índole de una enfermedad.

E

Enfermedad emergente: designa una infección nueva consecutiva a la evolución o la modificación de un agente patógeno existente, una infección conocida que se extiende a una zona geográfica o a una población de la que antes estaba ausente, un agente patógeno no identificado

anteriormente o una enfermedad diagnosticada por primera vez y que tiene repercusiones importantes en la salud de los animales acuáticos o de las personas.

Enfermedad: designa la infección, clínica o no, provocada por uno o varios agentes etiológicos de las enfermedades contempladas en el Código Acuático.

Especie susceptible: designa una especie de animales acuáticos en la que una infección ha sido demostrada por casos naturales o por una exposición experimental al agente patógeno que imita las vías naturales de la infección. En cada capítulo del Código Acuático y del Manual Acuático relativo a una enfermedad figura la lista de las especies susceptibles que se conocen actualmente.

Especificidad: designa una probabilidad de que la ausencia de infección sea identificada correctamente por una prueba de diagnóstico, o sea, número de resultados negativos verdaderos dividido por el número total de resultados negativos verdaderos más positivos falsos.

Establecimiento de acuicultura: designa un establecimiento en el que se crían o conservan peces, moluscos o crustáceos con fines de reproducción, de repoblación o de comercialización.

Establecimiento de transformación autorizado: cualquier empresa alimentaria aprobada de conformidad con el artículo 4 del Reglamento (CE) nº 853/2004, del Parlamento Europeo y del Consejo, de 29 de abril de 2004, para la transformación de animales de la acuicultura en alimentos, y autorizada de conformidad con los artículos 4.2 y 5 del Real Decreto 1614/2008.

Estatus sanitario: designa la situación de un país, una zona o un compartimento respecto de una enfermedad de los animales acuáticos, según los criterios enunciados en el capítulo del Código Acuático que trata de esa enfermedad.

Evaluación del riesgo: designa la evaluación de la probabilidad y de las consecuencias biológicas y económicas de la entrada, radicación o propagación de un peligro en el territorio de un país importador.

Explotación de acuicultura: empresa con o sin ánimo de lucro, pública o privada, que lleve a cabo cualquier actividad relacionada con la cría, la guarda o el cultivo de animales de la acuicultura en instalación, construcción o, en el caso de la cría al aire libre o espacio acuático abierto, cualquier lugar o área en los que se tengan, críen, guarden o cultiven animales de la acuicultura, con o sin fines lucrativos, incluso con carácter temporal, salvo los establecimientos de transformación autorizados y los centros de depuración y de expedición de moluscos. Las explotaciones de acuicultura podrán contar con una o más unidades de producción.

G

Gestión de riesgos: designa el proceso de identificación, selección y aplicación de las medidas que permiten reducir el nivel de riesgo.

H

Huevo: designa un óvulo fecundado y viable de animal acuático. La expresión «huevos verdes» se aplica a los óvulos de peces recién fecundados. La expresión «huevos embrionados» designa los huevos de peces en que son visibles los ojos del embrión y que pueden ser transportados.

I

Identificación del peligro: designa el proceso de identificación de los agentes patógenos que puede contener la mercancía que se prevé importar.

Incidencia: designa el número de brotes de enfermedad registrados en una población de animales acuáticos determinada durante un período de tiempo determinado.

Infeción: designa la presencia de un agente patógeno que se multiplica, desarrolla o está latente en un huésped. Se entiende que este término incluye a la infestación, cuando el agente patógeno es un parásito de un hospedador.

M

Manual Acuático: designa el Manual de Pruebas de Diagnóstico para los Animales Acuáticos de la OIE.

N

Notificación: designa el procedimiento por el que la Autoridad Veterinaria comunica a la Sede, o la Sede comunica a las Autoridades Veterinarias de los Miembros la aparición de una enfermedad, según lo dispuesto en el Título 1. del Código Acuático.

P

Peligro: designa la presencia de un agente biológico, químico o físico en un animal acuático o un producto de animal acuático, o el estado de un animal acuático o de un producto de animal acuático que puede provocar efectos adversos en la salud de los animales acuáticos o de las personas.

Prevalencia: designa el número total de animales acuáticos infectados expresado en porcentaje del número total de animales acuáticos presentes en una población determinada y en un momento determinado.

Puesta en el mercado: la venta, incluida la oferta de venta o cualquier otra forma de transferencia, ya sea a título gratuito u oneroso, y cualquier forma de circulación de los animales de la acuicultura.

Puesto fronterizo: designa los aeropuertos internacionales, los puertos y las estaciones ferroviarias o viales abiertos al comercio internacional.

R

Riesgo: designa la probabilidad de manifestación y la magnitud probable de las consecuencias biológicas y económicas de un incidente o efecto perjudicial para la salud de las personas o de los animales en el país importador.

S

Sensibilidad: designa un porcentaje de resultados positivos verdaderos que arroja una prueba de diagnóstico, o sea, número de resultados positivos verdaderos dividido por el número total de resultados positivos verdaderos más negativos falsos.

Subpoblación: designa una fracción particular de una población de animales acuáticos identificable por sus características sanitarias específicas.

T

Territorio: designa una extensión de tierra o de agua sometida a la jurisdicción de un país.

Titular de explotación de acuicultura: cualquier persona física o jurídica, responsable de asegurar el cumplimiento de los requisitos del Real Decreto 1614/2008 en la explotación o explotaciones que están bajo su control.

U

Unidad de producción: cualquier local, recinto o instalación perteneciente a una explotación de acuicultura en la que los animales de la acuicultura se críen con destino a ser puestos en el mercado, excepto aquellos en los que se encuentran temporalmente los animales acuáticos silvestres recogidos o capturados para el consumo humano, en espera de su sacrificio y sin ser alimentados.

Unidad epidemiológica: designa un grupo de animales que tienen en común aproximadamente el mismo riesgo de exposición a un agente patógeno con una localización definida. Puede deberse a que compartan el mismo medio acuático (por ejemplo, peces en una balsa, peces en una jaula dentro de un lago), o a que las prácticas de gestión hacen probable que un agente patógeno de un grupo de animales se transmita rápidamente a otros animales (por ejemplo, todas las balsas de una piscifactoría, todas las balsas de una aldea).

Unidades: designa elementos que pueden ser identificados individualmente. Se trata de un concepto genérico que se emplea para describir, por ejemplo, los miembros de una población o los elementos seleccionados al realizar el muestreo. En estos contextos, los ejemplos de unidades van desde los animales individuales a los estanques, redes, jaulas, viveros, pueblos, distritos, etc.

V

Vacío sanitario: designa, a efectos de control de enfermedades, la operación por la que se vacían de un establecimiento de acuicultura los animales acuáticos susceptibles a una enfermedad determinada o identificados como transmisores de un agente patógeno y, cuando sea posible, el agua que los contiene. En el caso de animales acuáticos cuya susceptibilidad es indeterminada y aquellos que no han sido reconocidos como portadores de una enfermedad determinada, la decisión de proceder al vacío sanitario debe basarse en una evaluación del riesgo.

Vigilancia: designa una serie de investigaciones que se llevan sistemáticamente a cabo en una población de animales acuáticos determinada para detectar, a efectos profilácticos, la presencia de enfermedades y que pueden consistir en someter a pruebas una población.

Z

Zona: designa una porción de un país o de un conjunto de países que abarca:

- la totalidad de una cuenca hidrográfica (desde el manantial de un río hasta el estuario o lago)
- más de una cuenca hidrográfica
- parte de una cuenca hidrográfica (desde el manantial de un río hasta una barrera que impide la introducción de una enfermedad o enfermedades específicas)
- parte de una zona costera bien delimitada geográficamente
- un estuario bien delimitado geográficamente.

Que constituye un sistema hidrológico homogéneo con un estatus sanitario particular respecto de una enfermedad o enfermedades determinada(s). Las zonas deben ser claramente documentadas por la(s) Autoridad(es) Competente(s) (por ejemplo, en un mapa o con otros medios de localización precisa, como las coordenadas GPS [sistema global de navegación]).

Zona de cría de moluscos: zona de producción o zona de reinstalación en la que ejercen su actividad todas las explotaciones de acuicultura con un sistema de bioseguridad común.

Zona de producción: cualquier zona de agua dulce, marina, de estuario, continental o de laguna donde se encuentren bancos naturales de moluscos, o lugares en que se cultiven y recolecten moluscos.

Zona libre: designa una zona que reúne las condiciones indicadas en el capítulo (o capítulos) correspondiente(s) del Código Acuático para hacer una autodeclaración de ausencia de la enfermedad que se considere.