



Estudio de la presencia de nematodos anisákidos en distintas especies acuícolas producidas en el litoral español

TESIS DOCTORAL
Jordi López Ramon



DIRIGIDA POR:
Prof. Francisco J. Espinós Gutiérrez
Prof. Lucas Domínguez Rodríguez

Valencia, diciembre de 2015



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA

**ESTUDIO DE LA PRESENCIA DE
NEMATODOS ANISÁKIDOS EN
DISTINTAS ESPECIES ACUÍCOLAS
PRODUCIDAS EN EL LITORAL ESPAÑOL**

TESIS DOCTORAL

JORDI LÓPEZ RAMON

Directores:

Dr. Francisco J. Espinós Gutiérrez

Dr. Lucas Domínguez Rodríguez

Valencia, diciembre de 2015



UNIVERSITAT
POLITÈCNICA
DE VALÈNCIA

ESTUDIO DE LA PRESENCIA DE NEMATODOS ANISÁKIDOS EN DISTINTAS ESPECIES ACUÍCOLAS PRODUCIDAS EN EL LITORAL ESPAÑOL

Memoria presentada para optar al Título de Doctor

Jordi López Ramon

Vº Bº Directores de Tesis

Dr. Francisco J. Espinós Gutiérrez

Dr. Lucas Domínguez Rodríguez

VALENCIA, DICIEMBRE DE 2015

acuicultura
ACUMA[®]
medioambiente
Research Center - UPV



UNIVERSIDAD
COMPLUTENSE
MADRID

A Clàudia, Gabriela y Àngel

AGRADECIMIENTOS

A mis directores de tesis, Paco Espinós y Lucas Domínguez, por todo su tiempo y dedicación. Sin su ayuda y su interés, esta tesis no habría visto la luz. A Paco, por haberme ayudado en mis primeros pasos en el mundo de la acuicultura. Sé que, aunque yo ahora ya nade solo, él siempre estará ahí. A Lucas, gran veterinario y mejor persona, por sus grandes consejos, tantos sobre esta tesis como sobre tantos otros aspectos.

A aquellas granjas pertenecientes a la ADS ACUIVAL que, de manera totalmente desinteresada, han cedido los resultados de los análisis para la elaboración de esta tesis: Acuícola Marina, s.a., Alevines de Guardamar, s.l., Alevines del Mediterráneo, s.l.u., Cultivos Marinos de Guardamar, s.l., Granja Marina del Mediterráneo, s.l., Grupo Andrómeda Ibérica, Industrias Pesqueras Balmar, s.a., Niordseas, s.l., Piscicultura Marina Mediterránea, s.l., Piscícola Turolense, s.l.l. y Valenciana de Acuicultura, s.a.

A mis compañeros del Centro de Investigación en Acuicultura y Medio Ambiente (ACUMA-RC) y de la Red de Innovación en Industrias Acuícolas de la Comunitat Valenciana (RIIA-CV): Segarra, Nacho, Ama, Charli, Miriam, Carmen y todos aquellos con los que he compartido tantas horas de ameno trabajo.

A Javier Ojeda y Rafael Gómez, grandes amigos, por su gran colaboración, tanto en lo relacionado con la elaboración de esta tesis como en tantas otras cosas que nada tienen que ver con el trabajo.

A la Consellería de Agricultura, Pesca, Alimentación y Agua, por la financiación económica prestada a la ADS ACUIVAL durante los años de ejecución de la primera fase del estudio 1, sin la cual no habría sido posible llevar a cabo el análisis de la gran cantidad de muestras estudiadas.

Al MAGRAMA, por financiar mediante la convocatoria de ayudas para acciones colectivas de interés público establecidas por la Secretaría General del Mar del Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino del Gobierno de España en base a los Reglamentos (CE) 1198/2006 y 744/2008 para las entidades asociativas del sector pesquero extractivo y acuícola de ámbito nacional o supraautonómico, según bases reguladoras de la Orden ARM/1193/2009, modificada en la Orden ARM/2024/2009 y según ARM/2368/2009 que aprueba la convocatoria y a APROMAR por confiar en nosotros para la ejecución del trabajo incluido en el proyecto *“Evaluación de la presencia de nematodos del género Anisakis en los pescados de acuicultura españoles”* recogido en la segunda fase del estudio 1.

Al Dr. Suárez de Parga, a la Dra. Margarita Tejada, a John White, al Grupo Dibaq, a APROMAR y a Valenciana de Acuicultura, s.a. por la cesión de algunas de las imágenes utilizadas en esta tesis doctoral.

A la Dra. Margarita Tejada y al personal del ICTAN-CSIC, por su inestimable ayuda y transmisión de conocimientos respecto de los nematodos anisákidos.

A Jaume, porque tras tantos años juntos para conseguir ser veterinarios, nos hemos servido de apoyo mutuo en la elaboración de nuestras respectivas tesis. Quién nos iba a decir que la vida nos iba a llevar a emprender este camino juntos.

A todos los familiares y amigos que, de forma más o menos consciente, me han ayudado y animado para llevar a buen término esta tesis.

A mis padres, por dárme todo. A mi madre, porque sin su insistencia y perseverancia, esta tesis no habría sido posible.

A mis hijos, Gabriela y Àngel, que, aún sin saberlo, han sacrificado horas de disfrute con su padre para que él pueda conseguir este fin.

A mi mujer, Clàudia, porque el mérito de esta tesis no es solo mío. A ella, por aguantar mis malos momentos y aceptar los sacrificios, que no han sido pocos. Gracias por haber estado siempre ahí.

“La medicina cura al hombre,
pero la veterinaria cura a la humanidad”

Louis Pasteur (1822-1895)

RESUMEN:

El principal objetivo de este trabajo ha sido la determinación de la presencia o ausencia de nematodos anisákidos en pescado proveniente de la acuicultura del litoral español.

Para el estudio se han utilizado diferentes técnicas de detección: visualización directa, digestión ácida y visualización con UV. Se han estudiado un total de 4.080 muestras de pescados procedentes de granjas del litoral español en un estudio dividido en dos fases. Además, se ha realizado un estudio para la determinación de la presencia de nematodos anisákidos en pescado procedente de la pesca extractiva de la Comunitat Valenciana. En este trabajo se han estudiado 217 individuos mediante la técnica de la visualización directa.

Los resultados obtenidos, mediante las técnicas diagnósticas utilizadas, indican la ausencia de larvas de anisákidos en los pescados de acuicultura criados en España, independientemente del sistema de producción, de la localización geográfica y la estación del año.

De las muestras provenientes de la acuicultura se han analizado las siguientes especies: dorada (1.741), lubina (907), anguila (601), trucha arco iris (441), corvina (246) y rodaballo (144). Similares resultados han sido obtenidos por otros autores con anterioridad (Kapota, 2012; Peñalver *et al.*, 2010).

Los métodos de procesado de las materias primas utilizadas en la fabricación de los piensos extrusionados para acuicultura, principalmente las utilizadas para la producción de harinas y aceites de pescado, impiden la transferencia de anisákidos viables a través de los piensos extrusionados.

Sin embargo, en el pescado proveniente de la pesca extractiva, asimilable a las especies sinantrópicas de las granjas acuícolas, la prevalencia ha sido del 5,53 %.

Se confirma la hipótesis que la forma de cría y alimentación de los pescados criados en España minimiza la posibilidad de la presencia de nematodos anisákidos en los mismos, por lo que el riesgo de una transmisión al ser humano de estos parásitos por el consumo de pescado de acuicultura es insignificante.

En las granjas de acuicultura del litoral español se dan las condiciones que serían necesarias para la presencia de nematodos anisákidos en el pescado: presencia de hospedadores definitivos de nematodos anisákidos; presencia de hospedadores paraténicos de nematodos anisákidos; presencia de hospedadores intermediarios, dado que se cierra el ciclo biológico del parásito; cría de especies sensibles en las instalaciones de acuicultura del litoral español.

Sin embargo, no se han encontrado larvas de anisákidos, por lo que se puede concluir que la ausencia de larvas de nematodos anisákidos no es debida a que las especies de cultivo criadas no sean sensibles, ni a la ausencia de nematodos en las aguas donde se crían, ya que existen hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos, sino a las condiciones de cultivo y de alimentación utilizadas en las granjas marinas del litoral español.

Aunque no se puede descartar totalmente su presencia, en las condiciones de cría de pescado actualmente utilizadas en España, la probabilidad de encontrar larvas de anisákidos en estos pescados es prácticamente nula. Por tanto, el consumo de pescado procedente de acuicultura española no representa un riesgo significativo de infección del consumidor por larvas de anisákidos y disminuye el riesgo de sensibilización al parásito.

Palabras clave: Nematodos, anisákidos, *Anisakis*, acuicultura, Comunitat Valenciana, España.

RESUM:

El principal objectiu d'aquest treball ha sigut la determinació de la presència o absència de nematodes anisàkids en peix provinent de l'aqüicultura del litoral espanyol.

Per a l'estudi s'han utilitzat diferents tècniques de detecció: visualització directa, digestió àcida i visualització amb UV. S'han estudiat un total de 4.080 mostres de peix provinent de granges del litoral espanyol en un estudi dividit en dues fases. A més, s'ha realitzat un estudi per la determinació de la presència de nematodes anisàkids en peix provinent de la pesca extractiva de la Comunitat Valenciana. A aquest treball s'han estudiat 217 individus mitjançant la tècnica de la visualització directa.

Els resultats obtinguts, mitjançant les tècniques diagnòstiques utilitzades, indiquen l'absència de larves d'anisàkids als peixos d'aqüicultura criats a Espanya, independentment del sistema de producció, la localització geogràfica i l'estació de l'any.

De les mostres provinents de l'aqüicultura s'han analitzat les següents espècies: orada (1.741), llobarro (907), anguila (601), truita arc de Sant Martí (441), corball (246) i rèmol empexinat (144). Semblants resultats han sigut obtinguts per altres autors amb anterioritat (Kapota, 2012; Peñalver *et al.*, 2010).

Els mètodes de processat de les matèries primes utilitzades a la fabricació dels pinsos extrusionats per a l'aqüicultura, principalment les utilitzades per la fabricació de farines i olis de peix, impedeixen la transferència d'anisàkids viables mitjançant els pinsos extrusionats.

No obstant això, al peix provinent de la pesca extractiva, assimilable a les espècies sinantròpiques de les granges aquícoles, la prevalència ha sigut del 5,53 %.

Es confirma la hipòtesi que la forma de cria i alimentació dels peixos criats a Espanya minimitza la possibilitat de la presència de nematodes anisàkids en els mateixos, de manera que el risc d'una transmissió a l'ésser humà d'aquests paràsits pel consum de peix d'aqüicultura es insignificant.

A les granges d'aqüicultura del litoral espanyol es donen les condicions que serien necessàries per la presència de nematodes anisàkids al peix: presència de hospedadors definitius de nematodes anisàkids; presència de hospedadors paratènics de nematodes anisàkids; presència d'hospedadors intermediaris, ja que es tanca el cicle del paràsit; cria d'espècies sensibles a les instal·lacions del litoral espanyol.

Malgrat això, no s'han trobat larves d'anisàkids, pel que es pot concloure que l'absència de larves de nematodes anisàkids no es deguda a que les espècies de cultiu criades no són sensibles, ni a l'absència de nematodes a les aigües on es crien, ja que hi han hospedadors definitius, intermediaris i paratènics, sinó a les condicions de cultiu i d'alimentació utilitzades a les granges marines del litoral espanyol.

Tot i que no es pot descartar totalment la seua presència, en les condicions de cria de peix actualment utilitzades a Espanya, la probabilitat de trobar larves d'anisàkids a aquestos peixos es pràcticament nul·la. Per tant, el consum de peix provinent de l'aqüicultura espanyola no representa un risc significatiu d'infecció del consumidor per larves d'anisàkids i disminueix el risc de sensibilització al paràsit.

Paraules clau: Nematodes, anisàkids, *Anisakis*, aqüicultura, Comunitat Valenciana, Espanya.

ABSTRACT:

The main objective of this study has been to determine the presence or absence of anisakid nematodes in aquaculture fish from the Spanish coast.

For the study, it has been used different detection techniques: direct visualization, acid digestion and UV visualization. It has been studied a total of 4,080 samples from fish farms on the Spanish coast in a study divided into two phases. In addition, it has been also performed an study to determine the presence of anisakid nematodes in fish from fisheries of Valencia Region. In this work 217 samples were studied by the technique of direct visualization.

The obtained results by the diagnostic techniques used indicate no anisakid larvae in aquaculture fish bred in Spain, independently of the production system, geographic location and season.

From aquaculture samples, it has been analyzed the following species: gilthead seabream (1.741), european sea bass (907), european eel (601), rainbow trout (441), meagre (246) and turbot (144). Similar results has been obtained from other authors previously (Kapota, 2012; Peñalver *et al.*, 2010).

The processing methods for raw materials utilized to the manufacture of extruded aquaculture feed, mainly those used to the production of fish meal and oils, prevent the transfer of viable anisakid through the extruded feed.

However, in fish from fisheries, comparable to synanthropic species of fish farms, the prevalence was 5.53 %.

The hypothesis that the breeding and food techniques used in Spain minimizes the possibility of the presence of anisakid nematodes on this fishes is confirmed, so the risk of human transmission of these parasites through fish aquaculture consumption is negligible.

The conditions that would be necessary for the presence of anisakid nematodes in fish occur in fish farms on the Spanish coast: presence of definitive hosts of anisakid nematodes; presence of anisakid nematode paratenic hosts; presence of intermediate hosts, because the life cycle of the parasite is closed; breeding of susceptible species in aquaculture facilities of the Spanish coast. However, it has not been found anisakid larvae, so it can be concluded that the absence of anisakid larvae nematodes is not due to species kept are not affected, or the absence of nematodes in waters where they are raised, as there are definitive, intermediate and paratenic hosts, but growing and feed conditions feed used in Spanish fish farms.

Although the presence of anisakid larvae can not completely be discarded, in the fish farming conditions that currently are used in Spain, the probability of finding anisakid larvae in these fish is negligible. Therefore, consumption of fish from spanish aquaculture does not represent a significant risk to consumer of infection by anisakid larvae and reduces the risk of sensitization to the parasite.

Key words: Nematodes, anisakids, *Anisakis*, aquaculture, Valencia Region, Spain.

ÍNDICE

ÍNDICE DE TABLAS..... v

ÍNDICE DE FIGURAS viii

ABREVIATURAS, SIGLAS Y ACRÓNIMOS xv

PREFACIO xix

I. INTRODUCCIÓN 1

1. LOS NEMATODOS ANISÁKIDOS..... 3

1.1. Parasitosis en peces3

1.2. Taxonomía de los anisákidos6

1.3. Características morfológicas generales.....9

1.4. Ciclo biológico11

1.4.1. Hospedadores definitivos12

1.4.2. Hospedadores intermediarios y paraténicos15

1.5. Patologías producidas por anisákidos en el ser humano17

1.5.1. Anisakiasis y Anisakidosis17

1.5.2. Cuadros clínicos19

1.5.3. Epidemiología de la anisakiasis humana23

1.6. Métodos de inactivación de las larvas de anisákidos en el pescado25

1.7. Prevalencia de los anisákidos en el pescado26

1.7.1. Estudios realizados en España30

1.7.2. Localización las larvas en los hospedadores paraténicos36

1.8. Impacto de la presencia de nematodos anisákidos39

1.9. Nematodos en pescado de acuicultura.....42

2. MÉTODOS DE DETECCIÓN DE ANISÁKIDOS EN EL PESCADO .. 43

2.1. Examen visual simple43

2.2. Transiluminación (*Candling*)44

2.3. Iluminación con luz ultravioleta45

2.4. Digestión ácida.....45

2.5. Técnicas inmunológicas46

2.6. Técnicas moleculares46

2.7. Otras técnicas de detección48

3. LA ACUICULTURA.....	50
3.1. La acuicultura en el mundo	50
3.2. La acuicultura en la Unión Europea	53
3.3. La acuicultura en España.....	54
3.4. La acuicultura en la Comunitat Valenciana.....	59
3.4.1. Instalaciones acuícolas de la Comunitat Valenciana	60
4. PRINCIPALES ESPECIES PISCÍCOLAS PRODUCIDAS EN ESPAÑA62	
4.1. Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	62
4.1.1. Características generales	62
4.1.2. Ciclo biológico	64
4.1.3. Producción de dorada	64
4.1.1. Presencia de nematodos anisákidos.....	66
4.2. Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>).....	67
4.2.1. Características generales	67
4.2.2. Ciclo biológico	68
4.2.3. Producción de lubina.....	69
4.2.1. Presencia de nematodos anisákidos.....	71
4.3. Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>).....	72
4.3.1. Características generales	72
4.3.2. Ciclo biológico	72
4.3.3. Producción de rodaballo	73
4.3.1. Presencia de nematodos anisákidos.....	75
4.4. Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)	76
4.4.1. Características generales	76
4.4.2. Ciclo biológico	77
4.4.1. Producción de corvina.....	77
4.4.1. Presencia de nematodos anisákidos.....	79
4.5. Anguila europea (<i>Anguilla anguilla</i>).....	80
4.5.1. Características generales	80
4.5.2. Ciclo biológico	81
4.5.3. Producción de anguila europea	83
4.5.4. Presencia de nematodos anisákidos.....	86
4.6. Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>).....	87
4.6.1. Características generales	87
4.6.2. Ciclo biológico	88
4.6.3. Producción de trucha arco iris	88
4.6.1. Presencia de nematodos anisákidos.....	90
4.7. Principales especies sinantrópicas de las granjas acuícolas	91

5. LA ALIMENTACIÓN DE LOS PECES DE ACUICULTURA.....	95
5.1. Alimentación larvaria	96
5.1.1. La transición de la alimentación endotrófica a exotrófica.....	96
5.1.2. La captura e ingestión de alimento	97
5.1.3. Alimento vivo	98
5.2. Destete	102
5.3. Alimentación con alimento inerte	102
5.3.1. Piensos húmedos.....	102
5.3.2. Piensos semihúmedos	103
5.3.3. Piensos secos.....	103
5.4. Composición de los piensos utilizados en piscicultura	105
5.4.1. Materias primas de origen animal.....	106
5.4.2. Materias primas de origen vegetal	111
5.5. Sistemas de alimentación.....	112
II. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS.....	115
III. MATERIAL Y MÉTODOS.....	119
1. ESTUDIO 1	122
1.1. Fase 1	122
1.1.1. Muestreo.....	122
1.1.2. Análisis de las muestras.....	132
1.2. Fase 2	137
1.2.1. Muestreo.....	137
1.2.2. Procesado previo de las muestras.....	145
1.2.3. Análisis de las muestras	150
2. ESTUDIO 2	153
2.1. Muestreo	153
2.1.1. Origen de las muestras	153
2.1.2. Tamaño muestral	154
2.1.3. Procedimiento de muestreo.....	154
2.2. Análisis de las muestras	155

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	159
1. RESULTADOS.....	161
1.1. Estudio 1	161
1.1.1. Fase 1.....	161
1.1.2. Fase 2.....	166
1.2. Estudio 2	174
2. DISCUSIÓN DE LOS RESULTADOS.....	178
2.1. Elección de la técnica de detección	179
2.2. Cálculo del tamaño muestral	180
2.3. Prácticas de producción y alimentación de las granjas acuícolas.....	182
2.4. Presencia de hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos...182	
2.5. Sensibilidad a la parasitación por nematodos anisákidos de las especies estudiadas	188
2.6. Resultados previos en pescado de acuicultura	189
2.7. Ausencia de nematodos anisákidos en el pescado de acuicultura.....	192
V. CONCLUSIONES	195
VI. BIBLIOGRAFÍA.....	199
VII. ANEXOS	235
ANEXO I. Noticias	237
ANEXO II. Relación de muestreos del estudio 1.A	245
ANEXO III. Relación de muestras tomadas en el estudio 2.....	257
ANEXO IV. Muestras tomadas y resultados de las encuestas del estudio 1.B	267
ANEXO V. Resultados de los análisis del estudio 1.B.....	273

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Géneros de la familia Anisakidae.	6
Tabla 2. Especies de los principales géneros de la familia Anisakidae.	8
Tabla 3. Diferencias entre los diferentes géneros de nematodos anisákidos.	10
Tabla 4. Distribución geográfica y prevalencia de especies hospedadoras de <i>Anisakis simplex</i>	27
Tabla 5. Especies descritas como hospedadoras de anisákidos en España.	31
Tabla 6. Ventajas e inconvenientes de las diferentes técnicas de detección de anisákidos.	49
Tabla 7. Principales especies de peces producidas mediante acuicultura en la UE (t).	54
Tabla 8. Principales especies acuícolas producidas en España en 2013 (t).....	57
Tabla 9. Producción piscícola marina por Comunidades Autónomas en 2012 (t).	58
Tabla 10. Número de establecimientos de acuicultura en activo en España en 2011, por tipo.....	59
Tabla 11. Producción piscícola de la Comunitat Valenciana en los años 2000-2013 (t).....	60
Tabla 12. Distribución de las especies autorizadas en la Comunitat Valenciana por instalaciones.	61
Tabla 13. Especies de peces sinantrópicas de las granjas acuícolas del litoral mediterráneo español.	91
Tabla 14. Referencias de nematodos anisákidos en las principales especies sinantrópicas.	93
Tabla 15. Algunas de las microalgas más comunes utilizadas en el cultivo de plancton y larvas de peces.....	99
Tabla 16. Composición de diferentes tipos de harinas de pescado.	107
Tabla 17. Fuentes de las harinas de pescado: origen y especie usada.	109

Tabla 18. Composición química (media % peso total) de las harinas de sangre.....	111
Tabla 19. Composición de diferentes ingredientes de origen vegetal.	112
Tabla 20. Resumen de las muestras tomadas en la fase 1 del estudio 1.....	128
Tabla 21. Distribución de la producción en España de las especies seleccionadas, las unidades producidas y el número de granjas (2008).....	138
Tabla 22. Distribución por origen de las muestras del estudio 1.B.....	139
Tabla 23. Distribución por especie de las muestras del estudio 1.B.....	139
Tabla 24. Relación de muestras tomadas en el estudio 1.B.....	142
Tabla 25. Listado de especies muestreadas en el estudio 2.	154
Tabla 26. Distribución por especie y procedencia de los individuos analizados en el estudio 2.....	155
Tabla 27. Distribución de los individuos analizados por especie en el estudio 1.A.....	161
Tabla 28. Distribución del número de individuos analizados por especie y año en el estudio 1.A.	162
Tabla 29. Distribución de individuos por especie y talla del estudio 1.A.	162
Tabla 30. Distribución de muestras por estación del año del estudio 1.A.	163
Tabla 31. Distribución de muestras por talla, especie y año del estudio 1.A.	164
Tabla 32. Distribución de las muestras por sistema productivo del estudio 1.A.	165
Tabla 33. Distribución de los individuos analizados por especie en el estudio 1.B.....	166
Tabla 34. Distribución de las granjas por especie y origen en el estudio 1.B.	166
Tabla 35. Distribución de las granjas muestreadas por sistema productivo, origen y especie en el estudio 1.B.	167

Tabla 36. Distribución de las granjas muestreadas por especie y sistema productivo en el estudio 1.B.	168
Tabla 37. Peso, longitud, edad y temperatura de los muestreos del estudio 1.B.	170
Tabla 38. Edad media (meses) por especie del estudio 1.B.	171
Tabla 39. Talla de siembra de los lotes muestreados en el estudio 1.B.	172
Tabla 40. Relación de muestras positivas en el estudio 2.	175
Tabla 41. Muestras positivas en relación a la procedencia del estudio 2.	176
Tabla 42. Distribución de los positivos por especie y procedencia del estudio 2.	177
Tabla 43. Número de individuos analizados procedentes de acuicultura en el global de los estudios.	178
Tabla 44. Máxima prevalencia posible según las muestras del estudio 1.A del año 2013.	180
Tabla 45. Variaciones geográficas de la prevalencia de larvas de anisákidos en jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	184
Tabla 46. Prevalencia de nematodos anisákidos en bacaladilla (<i>M. poutassou</i>) y merluza (<i>M. merluccius</i>)	185
Tabla 47. Referencias bibliográficas de las especies positivas en el estudio 2.	187

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Microscopía electrónica de barrido ambiental de <i>A. simplex</i>	3
Figura 2. Larva de anisákido.	6
Figura 3. Representación esquemática de los diferentes órganos y estructuras de la larva L3 de <i>A. simplex</i>	9
Figura 4. Microfotografía electrónica de la larva L3 de <i>A. simplex</i>	10
Figura 5. Características diferenciales de los principales géneros de la familia Anisakidae.....	10
Figura 6. Ciclo biológico de <i>Anisakis simplex</i>	12
Figura 7. Distribución de las especies del género <i>Anisakis</i> en función del hospedador definitivo.	13
Figura 8. Extracción endoscópica de una larva de anisákido.....	21
Figura 9. Distribución geográfica de diferentes especies de <i>Anisakis</i> spp.....	26
Figura 10. Larvas de <i>Anisakis</i> en una merluza (<i>Merluccius merluccius</i>).	36
Figura 11. Evolución de la pesca y la acuicultura en el mundo (1950-2011)(t).	51
Figura 12. Evolución de la producción acuícola mundial por grupos (1950-2011)(t).	52
Figura 13. Granja de producción de trucha arco iris de la C. Valenciana.....	54
Figura 14. Granja de preengorde de especies marinas de la C. Valenciana.	55
Figura 15. Estero en Andalucía.	55
Figura 16. Batea para producción de moluscos en el puerto de Sagunto (Valencia).....	55
Figura 17. Granja de viveros flotantes en la C. Valenciana.....	56
Figura 18. Distribución de las instalaciones de acuicultura en España.....	56

Figura 19. Evolución de las producciones de pescados de crianza en España (1950-2011)(t).	58
Figura 20. Ubicación de las instalaciones de producción piscícola de la C. Valenciana.....	61
Figura 21. <i>Sparus aurata</i>	62
Figura 22. Dorada (<i>Sparus aurata</i>).	63
Figura 23. Ciclo productivo de la dorada (<i>Sparus aurata</i>).....	65
Figura 24. Evolución de la producción mundial de dorada (<i>Sparus aurata</i>) en el periodo 1980-2011.....	65
Figura 25. Países productores de dorada (<i>Sparus aurata</i>).....	66
Figura 26. <i>Dicentrarchus labrax</i>	67
Figura 27. Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>).	68
Figura 28. Ciclo productivo de la lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>).	69
Figura 29. Evolución de la producción mundial de lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>) en el periodo 1980-2011.....	70
Figura 30. Países productores de lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>).	70
Figura 31. <i>Scophthalmus maximus</i>	72
Figura 32. Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>).....	73
Figura 33. Ciclo productivo del rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>).....	74
Figura 34. Evolución de la producción mundial de rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>) en el periodo 1980-2011 (t).	74
Figura 35. Países productores de rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>).....	75
Figura 36. <i>Argyrosomus regius</i>	76
Figura 37. Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>).....	77
Figura 38. Ciclo productivo de la corvina (<i>Argyrosomus regius</i>).	78

Figura 39. Evolución de la producción mundial de corvina (<i>Argyrosomus regius</i>) en el periodo 1980-2011 (t).....	78
Figura 40. Países productores de corvina (<i>Argyrosomys regius</i>).	79
Figura 41. <i>Anguilla anguilla</i>	80
Figura 42. Anguila Europea (<i>Anguilla anguilla</i>).	81
Figura 43. Carta de Johannes Schmidt mostrando la distribución de larvas leptocéfalas de <i>A. anguilla</i> en el océano Atlántico.....	82
Figura 44. Alevines de anguila (angulas).	82
Figura 45. Metamorfosis de larvas de <i>A. anguilla</i> (a) y detalle de la cabeza de una larva leptocéfala de <i>A. anguilla</i> (b).	83
Figura 46. Ciclo productivo de la anguila europea (<i>Anguilla anguilla</i>).....	84
Figura 47. Evolución de la producción mundial de anguila (<i>Anguilla anguilla</i>) en el periodo 1950-2011 (t).	85
Figura 48. Países productores de Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>).	85
Figura 49. <i>Oncorhynchus mykiss</i>	87
Figura 50. Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>).....	88
Figura 51. Ciclo productivo de la trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>).....	89
Figura 52. Evolución de la producción mundial de trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>) en el periodo 1950-2011.	89
Figura 53. Países productores de trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>).	90
Figura 54. Alacha (<i>Sardinella aurita</i>).....	92
Figura 55. Boga (<i>Boops boops</i>).....	92
Figura 56. Lisa (<i>Chelon labrosus</i>). Fam. Mugilidae.....	92
Figura 57. Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>).....	92
Figura 58. Delfines en una granja de engorde del litoral de la C. Valenciana.....	93

Figura 59. Red antipájaros instalada sobre un vivero de una granja de engorde del litoral de la C. Valenciana.....	94
Figura 60. Gaviotas en el interior de un vivero de una granja de engorde del litoral de la C. Valenciana.	94
Figura 61. Esquema de la forma de nutrición y el tipo de alimento a lo largo de las diferentes fases productivas y de desarrollo de los peces.....	96
Figura 62. Pirámide trófica del cultivo larvario.	98
Figura 63. Sala de cultivo de fitoplancton del ECIMAT de la Universidad de Vigo.	100
Figura 64. Imagen del extrusor de la fábrica de Dibaq en Fuentepelayo (Segovia).....	104
Figura 65. Pienso extrusionado de diferentes tamaños.....	105
Figura 66. Harina de pescado.....	106
Figura 67. Diagrama de flujo de elaboración de la harina de pescado.....	108
Figura 68. Aceite de pescado.	109
Figura 69. Harina de sangre.....	110
Figura 70. Alimentación a mano en una instalación de engorde en mar abierto.....	113
Figura 71. Anguilas accionando el comedero de autodemanda en Valenciana de Acuicultura, s.a.....	113
Figura 72. Cañón y tolva de alimentación en mar abierto.	114
Figura 73. Plataforma de alimentación en mar abierto en una granja de la C. Valenciana.....	114
Figura 74. Larvas de anisákidos en piel, cavidad abdominal y vísceras de bacaladillas (<i>Micromesistius poutassou</i>).	121
Figura 75. Ubicación de las granjas participantes en el estudio 1.A.....	122
Figura 76. Detalle de los aros flotantes de un vivero.	123
Figura 77. Vivero de una granja en mar abierto de la C. Valenciana.	123

Figura 78. Tanques de preengorde de una granja de la C. Valenciana.....	124
Figura 79. Separador de espuma de una granja de preengorde de la C. Valenciana.	124
Figura 80. Filtro UV de una granja de preengorde de la C. Valenciana.....	124
Figura 81. Tanques de engorde de anguila de Valenciana de Acuicultura, s.a.....	125
Figura 82. Filtro mecánico (de disco) de Valenciana de Acuicultura, s.a.....	125
Figura 83. Alevines de trucha con vesícula vitelina.	126
Figura 84. Tanques de alevinaje de una granja de trucha arco iris de la Comunitat Valenciana.	126
Figura 85. Material utilizado en el muestreo (guantes, bolsas herméticas, tubos, hisopos con medio de transporte, etc.).....	130
Figura 86. Nevera para el transporte de las muestras.....	130
Figura 87. Acumuladores de frío para el transporte refrigerado.....	130
Figura 88. Nevera portátil de sistema Peltier con conexión eléctrica a 12 V del vehículo.....	130
Figura 89. Modelo de acta de toma de muestras utilizado por la ADS ACUIVAL.....	131
Figura 90. Vista parcial del laboratorio de la RIIA-CV en Polinyà de Xúquer.....	132
Figura 91. Báscula para el pesado de las muestras.....	132
Figura 92. Campo de trabajo con mechero Bunsen y asa de siembra para cultivo microbiológico.....	133
Figura 93. Material de disección utilizado en las necropsias.....	133
Figura 94. Lámpara con aumentos para la necropsia.....	133
Figura 95. Lupa estereoscópica (a) y microscopio trinocular (b).....	133
Figura 96. Procedimiento de necropsia de una dorada (<i>S. aurata</i>) utilizado en el estudio 1.A.....	135

Figura 97. Distribución geográfica de las granjas y especies muestreadas en el estudio 1.B.....	140
Figura 98. Pesca de dorada en un estero previa a la toma de muestras.....	141
Figura 99. Cuba de pesca de rodaballo previa a la toma de muestras.....	141
Figura 100. Muestreo de lubinas de una cuba de pesca para el estudio 1.B.....	141
Figura 101. Vehículo y neveras identificadas para el transporte de las muestras.....	141
Figura 102. Modelo de acta de toma de muestras utilizada en el estudio 1.B.....	144
Figura 103. Longitudes del pez.....	145
Figura 104. Pesado de un rodaballo (<i>S. maximus</i>).....	146
Figura 105. Medición de la longitud de un rodaballo (<i>S. maximus</i>).....	146
Figura 106. Cuchillos y tabla de corte utilizados para el procesado.....	146
Figura 107. Máquina de envasado al vacío.....	146
Figura 108. Bolsas para el envasado de un individuo identificadas.....	146
Figura 109. Congelador para almacenamiento de las muestras.....	146
Figura 110. Eviscerado de una corvina (<i>A. regius</i>).....	147
Figura 111. Fileteado de un rodaballo (<i>S. maximus</i>).....	147
Figura 112. Envasado al vacío de una dorada (<i>S. aurata</i>) tras el fileteado.....	147
Figura 113. Bolsa con cierre zip conteniendo las diferentes partes de un rodaballo (<i>S. maximus</i>).....	147
Figura 114. Plantilla de datos de muestreo y procesado utilizada en el estudio 1.B.....	148
Figura 115. Almacenamiento de las muestras en las instalaciones del ICTAN-CSIC.....	148
Figura 116. Modelo de documento de entrega de muestras al ICTAN-CSIC.....	149
Figura 117. Contenido de una bolsa individual de dorada (<i>S. aurata</i>).....	151

Figura 118. Plantilla utilizada durante los análisis del estudio 1.B.....	152
Figura 119. Plantilla utilizada durante la digestión de las muestras en el estudio 1.B.....	152
Figura 120. Ubicación de las lonjas de origen del pescado analizado en el estudio 2.....	153
Figura 121. Especies muestreadas en el estudio 2.....	157
Figura 122. Distribución de las muestras analizadas por origen en el estudio 1.B.....	167
Figura 123. Distribución de los muestreos a lo largo de los años 2010 y 2011 en el estudio 1.B.....	168
Figura 124. Temperatura del agua en los muestreos del estudio 1.B.....	169
Figura 125. Distribución de las granjas por peso y longitud media del estudio 1.B.....	169
Figura 126. Distribución de las granjas por peso y edad media de los peces del estudio 1.B.....	171
Figura 127. Distribución del peso medio y la talla de siembra de los individuos muestreados en el estudio 1.B.....	172
Figura 128. Distribución de las muestras por procedencia del estudio 2.....	174
Figura 129. Distribución de las muestras por especie del estudio 2.....	174
Figura 130. Larvas de anisákidos detectadas en el estudio 2.....	175
Figura 131. Larva de anisákido en salmón atlántico (<i>Salmo salar</i>).....	190

ABREVIATURAS, SIGLAS Y ACRÓNIMOS

a. C.	Antes de Cristo
ADN	Ácido Desoxirribonucleico
ADS	Agrupación de Defensa Sanitaria
ADS ACUIVAL	Agrupación de Defensa Sanitaria Acuicultura de la Comunitat Valenciana
AESAN	Agencia Española de Seguridad Alimentaria y Nutrición
AGD	<i>Amoebic gill disease</i> (Enfermedad amebiana de las branquias)
APROMAR	Asociación Empresarial de Productores de Cultivos Marinos
ARN	Ácido Ribonucleico
atm	Atmósferas de presión
BOE	Boletín Oficial del Estado
C. Valenciana	Comunitat Valenciana
CC.AA.	Comunidades Autónomas
cm	Centímetros
CO₂	Dióxido de carbono
Cont.	Continuación
cox2	<i>Cytochrome oxidase 2</i> (Citocromo oxidasa 2)
CSIC	Consejo Superior de Investigaciones Científicas
D	Derecha
DHA	<i>Docosahexaenoic acid</i> (Ácido docosahexanoico)
Dig.	Digestión
ECIMAT	Estación de Ciencias Marinas de Toralla
EE.UU.	Estados Unidos
EFSA	<i>European Food Safety Authority</i> (Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria)
ELISA	<i>Enzyme-Linked Immunosorbent Assay</i> (Ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas)
EPA	<i>Eicosapentaenoic acid</i> (Ácido eicosapentanoico)
ESACUA	Asociación Española de Productores de Acuicultura Continental

Fam.	Familia
FAO	<i>Food and Agriculture Organization of the United Nations</i> (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación)
FDA	<i>Food and Drug Administration</i> (Administración para la Alimentación y Medicamentos)
FEDER	Fondo Europeo de Desarrollo Regional
FIP	<i>International Pharmaceutical Federation</i> (Federación Farmacéutica Internacional)
g	Gramo
h	Horas
HCl	Ácido Clorhídrico
HUFA	<i>Highly unsaturated fatty acid</i> (Ácidos grasos altamente insaturados)
I	Izquierda
ICTAN	Instituto de Ciencia y Tecnología de Alimentos y Nutrición
IEO	Instituto Español de Oceanografía
IgE	Inmunoglobulina E
IgG	Inmunoglobulina G
Im	Infección media
IMPIVA	Instituto de la Mediana y Pequeña Industria Valenciana
JACUMAR	Junta Asesora de Cultivos Marinos
kg	Kilogramo
km	Kilómetro
l	Litro
L2	Larva de Anisákido en estadio 2
L3	Larva de Anisákido en estadio 3
L4	Larva de Anisákido en estadio 4
m	Metro
M	Molar
M€	Millones de Euros
MAGRAMA	Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente

mg	Miligramo
MJ	Megajulio
mm	Milímetro
n	Tamaño muestral
NF	<i>U.S. National Formulary</i> (Formulario Nacional de los EE.UU.)
nm	Nanómetro
Nº	Número
°C	Grado centígrado
OIE	Organización Mundial de Sanidad Animal
OPP	Organización de Productores Piscicultores
p	Prevalencia
p. ej.	Por ejemplo
PAZ	Plan Anual Zoosanitario
pb	Pares de bases
PCB	<i>Polychlorinated biphenyls</i> (Bifenilos policlorados)
PCR	<i>Polymerase Chain Reaction</i> (Reacción en Cadena de la Polimerasa)
PCR-RFLP	<i>Polymerase Chain Reaction-Restriction Fragment Length Polimorphism</i> (Reacción en Cadena de la Polimerasa-Polimorfismos de Longitud de Fragmentos de Restricción)
pH	Potencial hidrógeno
Pm	Peso medio
POV	<i>Peroxide value</i> (Valor de peróxido)
PUFAs	<i>Polyunsaturated fatty acids</i> (Ácidos grasos poliinsaturados)
p:v	Peso : volumen
rpm	Revoluciones por minuto
RIIA-CV	Red de Innovación en Industrias Acuícolas de la Comunitat Valenciana
RT-PCR	<i>Reverse Transcription Polymerase Chain Reaction</i> (Reacción en Cadena de la Polimerasa con Transcriptasa Inversa)
<i>s.l.</i>	<i>Sensu lato</i>
<i>s.s.</i>	<i>Sensu stricto</i>

sp.	Especie (sin concretar)
spp.	Especies (todas las especies del género)
t	Tonelada
T^a	Temperatura
TVN	<i>Total volatile nitrogen</i> (Nitrógeno volátil total)
UE	Unión Europea
UICN	Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza
UPV	<i>Universitat Politècnica de València</i>
UV	Ultravioleta
V	Voltios
WHO	<i>World Health Organization</i> (Organización Mundial de la Salud)
WWF	<i>World Wildlife Fund</i> (Fondo Mundial para la Naturaleza)
µm	Micrómetro

PREFACIO

El objetivo último del ejercicio profesional de los veterinarios es el cuidado y la promoción de la higiene de los animales para garantizar la salud humana. Así rige en el emblema de la profesión veterinaria en nuestro país: "*Higia pecoris, salus populi*" (que puede traducirse como "la salud del ganado, la salud del pueblo").

Tal es la vinculación entre la salud humana y la animal que la OMS y la OIE han puesto en marcha la iniciativa One Health (One World-One Medicine-One Health), para que los profesionales de la medicina humana y animal trabajen juntos en pro del beneficio de la humanidad.

Ya Louis Pasteur (1822-1895), considerado el pionero de la microbiología moderna, decía "El médico cuida del hombre. El veterinario cuida de la humanidad".

Como profesional veterinario, desarrollo mi actividad en el sector de la acuicultura, siendo el Director Técnico Veterinario de la Agrupación de Defensa Sanitaria Acuicultura de la Comunitat Valenciana (ADS ACUIVAL) desde su puesta en marcha en mayo de 2008. Como Director Técnico Veterinario de la ADS ACUIVAL, soy el encargado de la realización de las actuaciones indicadas en el Plan Anual Zoonosario (PAZ), publicado por la Consellería de Agricultura, Pesca, Alimentación y Agua, para las granjas asociadas, así como de la elaboración y control del cumplimiento del Programa Sanitario propio de la ADS. Por tanto, ha sido mi interés el desarrollar una investigación que combinase la protección de la salud humana con la acuicultura.

De entre las zoonosis que puede transmitir el pescado, una de las más importantes, tanto por su gravedad como por el aumento de la incidencia en los últimos años en los países de nuestro entorno, es la producida por los nematodos anisákidos.

La EFSA, en sus informes, indica que el salmón atlántico obtenido mediante acuicultura está libre de *Anisakis*, ya que existen suficientes datos científicos que avalan esta afirmación. Sin embargo, para el resto de pescados producidos en acuicultura indica que no existen suficientes datos científicos para realizar la misma afirmación.

Por todo esto, nos decidimos a realizar la investigación sobre la presencia de nematodos anisákidos en pescado de acuicultura.

El principal objetivo de la presente tesis doctoral es demostrar la ausencia de larvas de anisákidos en especies piscícolas producidas en granjas acuícolas del litoral español.

A pesar de que los resultados de los análisis realizados en pescado proveniente de la acuicultura han sido todos negativos, no habiéndose encontrado ninguna larva en este pescado, nos hemos decidido a presentar esta tesis doctoral por considerar que viene a respaldar una suposición no adecuadamente confirmada. Además, partimos del convencimiento de la necesidad de publicar los resultados de todas las investigaciones, aunque los resultados, aparentemente, no posean un elevado valor por ser negativos y no haberse podido realizar un análisis estadístico.

I. INTRODUCCIÓN

1. LOS NEMATODOS ANISÁKIDOS

A finales del siglo XIX se describió por primera vez las larvas de *Anisakis* spp. (Figura 1) en el pescado.

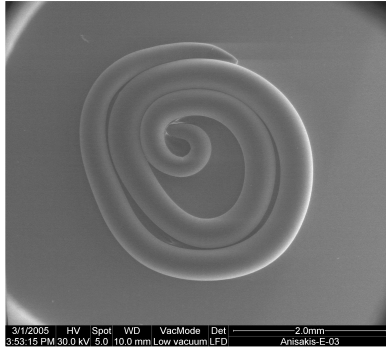


Figura 1. Microscopía electrónica de barrido ambiental de *A. simplex*.

Fuente: Cortesía de la Dra. Margarita Tejada.

Etimológicamente, “*anisakis*” proviene del griego *anisos* = desigual y *akis* = punta. Fue Félix Dujardin, en 1845, quién utilizó este término para describir los ascáridos adultos encontrados en un delfín de las Islas Maldivas (Rello *et al.*, 2004). Sin embargo, como apunta Rello, ya en el siglo XIII se habían observado larvas de nematodos en pescado.

Como indica Osanz-Mur (2001), citando a Rodrick y Cheng (1989), a mitad del siglo XX se describe el problema sanitario que comporta la presencia en el pescado del agente etiológico causante de la zoonosis denominada anisakidosis.

1.1. Parasitosis en peces

Tal y como defienden Palm y Klimpel (2007), el parasitismo es una de las más exitosas formas de vida. Tal es así que existe un mayor número, en los océanos y en la tierra, de especies parásitas que de no parásitas, y todos los organismos serán parasitados al menos una vez durante su vida.

Los peces, tanto los de agua dulce como los de agua marina, pueden ser parasitados por distintas especies de parásitos que tienen importancia desde el punto de vista económico y sanitario. Los parásitos de los peces pueden dar lugar a enfermedades o malformaciones en los peces, que producen alteraciones histopatológicas, inflamaciones del músculo, piel, aletas, despigmentaciones de la piel, malformaciones de sus órganos internos, incluso la aparición de zonas necróticas que ocasionan su muerte o la disminución de su valor económico.

Las peces de acuicultura pueden verse afectados por un gran número de parásitos de diversos grupos. A continuación se enumera algunas especies de parásitos más importantes por su prevalencia e impacto económico, tanto de algunos parásitos que afectan tanto a pescados salvajes como de acuicultura.

Los parásitos que pueden afectar al pescado van desde los más simples, como las amebas, entre las que se encuentra al agente etiológico de la enfermedad de la agalla del salmón (*Amoebic gill disease*, AGD), hasta más complejos como los artrópodos, como el *Caligus* o piojo del salmón, que se ha convertido en un grave

problema en las granjas noruegas, en parte por las resistencias desarrolladas a los tratamientos medicamentosos, y que provoca grandes pérdidas al sector.

Entre los protozoos encontramos *Ichthyophthirius multifiliis*, que provoca la enfermedad del punto blanco, de gran importancia sobretodo en acuariofilia.

Entre los mixozoos se puede encontrar a *Enteromyxum leei* y *Enteromyxum Scophthalmi*, que afectan a la dorada (*Sparus aurata*) y al rodaballo (*Scophthalmus maximus*) respectivamente, provocando severas pérdidas productivas, principalmente en el caso del segundo. Los microsporidios también tienen una gran importancia en los cultivos acuícolas españoles. En los últimos años, se ha detectado un síndrome emaciativo en dorada que ha sido asociado a la presencia de *Enterospora nucleophila* (Palenzuela *et al.*, 2014). Otros parásitos, como *Kudoa* pueden producir alteraciones en la carne del pescado, aunque no es un problema en la acuicultura.

Entre los trematodos, destacan los monogeneas, que son un grupo con una elevada prevalencia en los peces de cultivo, encontrando especies parásitas específicas para cada especie producida. Así, *Sparicotyle chrysophrii* afecta a la dorada, *Diplectanum aequans* afecta a la lubina, *Furnestinia echeensis* afecta por igual a ambas especies, *Sciaenocotyle panceri*, que afecta a la corvina. Entre los trematodos, aunque no son un problema en España, también se puede destacar, por estar en la lista de enfermedades de los peces de la OIE, *Gyrodactylus salaris*.

Entre los nematodos se encuentra el *Anguillicoloides crassus*, que afecta a la anguila, mermando su capacidad de maduración y reduciendo por tanto las poblaciones naturales. Pero sin lugar a duda, entre los nematodos destacan, por su implicación en salud pública, al tratarse de una zoonosis emergente, los anisákidos como *Anisakis simplex* o *Pseudoterranova decipiens*.

En el pescado también se pueden encontrar cestodos, principalmente de sus fases larvarias. En pescados salvajes se puede encontrar fases larvarias de *Gymnorhynchus gigas*, siendo bastante común en especies como la palometa negra (*Brama brama*) o el pez espada (*Xiphias gladius*). Uno de los parásitos más conocidos del grupo de los cestodos, por provocar la zoonosis conocida como difilobotriosis, es *Diphyllobotrium latum*, aunque no es un problema en España, pudiendo afectar al ser humano tras el consumo de pescado de agua dulce poco cocinado o crudo.

Entre los artrópodos, además del piojo del salmón ya nombrado, podemos encontrar al *Ceratothoa oestroides*, que es un isópodo que afecta a la lubina, principalmente en granjas de Grecia y Turquía provocando grandes pérdidas económicas y la necesidad de invertir grandes cantidades en personal y productos terapéuticos.

Los parásitos pueden alterar el pescado una vez capturado, como el caso de infección del músculo por mixosporidios, que produce ablandamiento e incluso licuefacción del músculo por la alta tasa de proteasas que liberan durante el cocinado o tratamientos tecnológicos. Asimismo, pueden ocasionar a los

consumidores ictiozoonosis al ingerir pescados infectados con determinados parásitos, como sucede con algunos helmintos.

Según indican Slifko *et al.* (2000) numerosas zoonosis parasitarias tienen un origen alimentario. Así, mientras algunas tienen un origen alimentario en un determinado porcentaje, como *Giardia lamblia* (10 %), *Cryptosporidium parvum* (genotipo II) (10 %) o *Toxoplasma gondii* (50 %), otras especies tienen un origen exclusivamente alimentario, como *Taenia spp.*, *Trichinella spiralis* o *Anisakis simplex*.

Las zoonosis causadas por consumo de pescado parasitado por helmintos representan hoy en día uno de los mayores problemas sanitarios, ya que algunos de estos parásitos son altamente patógenos (WHO, 2004). Esta creciente importancia se observa en la convocatoria de la UE “KBBE.2012.2.4-02: *Food safety and quality issues related to parasites in seafood*” de 2011 en la que, por primera vez en la UE, tiene como objetivo el favorecer los estudios de los problemas sanitarios derivados de los parásitos del pescado y que son un riesgo para la salud humana.

Desde el punto de vista sanitario, el interés de los anisákidos estriba en que el ser humano puede actuar como hospedador accidental, dando lugar a la Anisakidosis. Las larvas llegan al aparato digestivo humano por el consumo de los hospedadores intermediarios parasitados por larvas 3 (L3). Entre los diferentes anisákidos destaca el género *Anisakis*, además de que al parecer es el más abundante, porque es el que con más frecuencia aparece en el hombre (Smith y Wootten, 1978).

1.2. Taxonomía de los anisákidos



Figura 2. Larva de anisákido.

La familia Anisakidae (Nematoda: Rhabditida: Ascaridomorpha) comprende al menos 10 géneros (Worms Editorial Board, 2014)(Tabla 1), siendo los más conocidos *Pseudoterranova*, *Hysterothylacium*, *Contracaecum* y *Anisakis* (Figura 2). Al menos, hay descritas diez especies de *Anisakis* (Delyamure *et al.*, 1964; Mattiucci *et al.*, 2002), aunque es *Anisakis simplex* s.l. la principal responsable de los episodios de infecciones parasitarias en humanos y alergias alimentarias, y considerándose un problema emergente relevante en los últimos años (Audicana *et al.*, 2002; Audicana y Kennedy, 2008).

Tabla 1. Géneros de la familia Anisakidae.

Géneros
<i>Acanthocheilus</i> (Molin, 1858)
<i>Alibagascaris</i> (Kalyankar, 1970)
<i>Anisakis</i> (Dujardin, 1845)
<i>Brevimulticaecum</i> (Mozgovoï, 1951)
<i>Contracaecum</i> (Railliet y Henry, 1912)
<i>Goezia</i> (Zeder, 1800)
<i>Hysterothylacium</i> (Ward y Magath, 1917)
<i>Phocascaris</i> (Höst, 1932)
<i>Pseudoterranova</i> (Mozgovi, 1951)
<i>Terranova</i> (Leiper y Atkinson, 1914)

Fuente: WoRMS Editorial Board, 2014.

Desde el punto de vista de la salud pública, *Pseudoterranova* (= *Phocanamea*) y *Contracaecum* (= *Thynascaris*) tienen una menor importancia, aunque pueden tener un papel importante en la sensibilización a alérgenos.

El esquema clasificatorio de los anisákidos propuesto por De Ley y Blaxter (2004) es el siguiente:

Reino: Animal

Filum: Nematoda

Clase: Chromadorea

Orden: Rhabditida

Suborden: Rhabditina

Infraorden: Ascaridomorpha

Superfamilia: Ascaridoidea

Subfamilia: Anisakinae

Familia: Anisakidae

Si bien esta es la clasificación aceptada para *Anisakis simplex*, gracias a las técnicas moleculares, principalmente la reacción en cadena de la polimerasa con análisis del polimorfismo de los fragmentos de restricción (PCR-RFLP), que se están utilizando para la identificación molecular de las diferentes especies de nematodos anisákidos, se está produciendo una continua modificación de las diferentes especies y sus relaciones filogenéticas (D'Amelio *et al.*, 2000; Mattiucci *et al.*, 2002; Mattiucci *et al.*, 2005; Mattiucci y Nascetti, 2006; Mattiucci y Nascetti, 2007; Umehara *et al.*, 2006; Umehara *et al.*, 2007; Umehara *et al.*, 2008).

En la Tabla 2 se muestran las especies de los principales géneros de la familia Anisakidae.

Tabla 2. Especies de los principales géneros de la familia Anisakidae.

Especies				
<i>Anisakis</i>				
<i>A. berlandi</i>	<i>A. brevispiculata</i>	<i>A. nascettii</i>	<i>A. paggiae</i>	<i>A. pegreffii</i>
<i>A. physeteris</i>	<i>A. schupakovi</i>	<i>A. simplex</i> s.s.	<i>A. simplex</i> C	<i>A. typica</i>
<i>A. ziphidarum</i>				
<i>Contraecaecum</i>				
<i>C. anasi</i>	<i>C. andersoni</i>	<i>C. australe</i>	<i>C. bancrofti</i>	<i>C. bioccai</i>
<i>C. bubakii</i>	<i>C. caballeroi</i>	<i>C. ceylanicum</i>	<i>C. chubutensis</i>	<i>C. collare</i>
<i>C. engonium</i>	<i>C. engraulisi</i>	<i>C. equulai</i>	<i>C. erraticum</i>	<i>C. eudypetes</i>
<i>C. eudypuluae</i>	<i>C. fagerholmi</i>	<i>C. hagedashiae</i>	<i>C. haliaeti</i>	<i>C. heardi</i>
<i>C. himeu</i>	<i>C. magnicollare</i>	<i>C. magnipapillatum</i>	<i>C. margolisi</i>	<i>C. microcephalum</i>
<i>C. milvoensis</i>	<i>C. mirounga</i>	<i>C. mulli</i>	<i>C. multipapillatum</i>	<i>C. nehli</i>
<i>C. nycticoracis</i>	<i>C. ogmorhini</i>	<i>C. oschmarini</i>	<i>C. osculatum</i>	<i>C. ovale</i>
<i>C. overstreeti</i>	<i>C. papilligerum</i>	<i>C. pelagicum</i>	<i>C. podicipitis</i>	<i>C. praestriatum</i>
<i>C. punctatum</i>	<i>C. pyripapillatum</i>	<i>C. quincuspis</i>	<i>C. radiatum</i>	<i>C. rodhaini</i>
<i>C. rudolphii</i>	<i>C. scotti</i>	<i>C. septentrionale</i>	<i>C. sinulabiatum</i>	<i>C. spasskii</i>
<i>C. tricuspe</i>	<i>C. variegatum</i>	<i>C. yamaguti</i>		
<i>Hysterothylacium</i>				
<i>H. aduncum</i>	<i>H. aetobatium</i>	<i>H. amoyensis</i>	<i>H. arii</i>	<i>H. arnoglossi</i>
<i>H. assi</i>	<i>H. auctum</i>	<i>H. baylisi</i>	<i>H. bidentatum</i>	<i>H. bifidalatum</i>
<i>H. carangis</i>	<i>H. cenaticum</i>	<i>H. chaunaxi</i>	<i>H. chorinemi</i>	<i>H. clavatum</i>
<i>H. coiliae</i>	<i>H. collare</i>	<i>H. cornutum</i>	<i>H. corrugatum</i>	<i>H. cyclopteri</i>
<i>H. dollfusi</i>	<i>H. epinepheli</i>	<i>H. fabri</i>	<i>H. fortalezae</i>	<i>H. gadi</i>
<i>H. gracile</i>	<i>H. habena</i>	<i>H. hapalogenyos</i>	<i>H. haze</i>	<i>H. histiophori</i>
<i>H. ilishae</i>	<i>H. increscens</i>	<i>H. incurvum</i>	<i>H. japonicum</i>	<i>H. legendrei</i>
<i>H. liparis</i>	<i>H. longispiculum</i>	<i>H. macquariae</i>	<i>H. macrozoarcium</i>	<i>H. magnum</i>
<i>H. marinum</i>	<i>H. melanogrammi</i>	<i>H. melichthysi</i>	<i>H. murrayense</i>	<i>H. naitoi</i>
<i>H. nototheniae</i>	<i>H. nototheniae</i>	<i>H. ogcocephali</i>	<i>H. okadai</i>	<i>H. otolithii</i>
<i>H. pagrosomi</i>	<i>H. paralichthydis</i>	<i>H. perezi</i>	<i>H. physiculi</i>	<i>H. rectum</i>
<i>H. reliquens</i>	<i>H. rhacodes</i>	<i>H. rigidum</i>	<i>H. robustum</i>	<i>H. saba</i>
<i>H. salvelini</i>	<i>H. sauridae</i>	<i>H. scomberomori</i>	<i>H. seriolae</i>	<i>H. sinense</i>
<i>H. synpapillus</i>	<i>H. tasmaniense</i>	<i>H. trichiuri</i>	<i>H. tridentatum</i>	<i>H. unidentatum</i>
<i>H. winteri</i>	<i>H. zenis</i>	<i>H. zenopsis</i>	<i>H. muraenesoxin</i>	
<i>Pseudoterranova</i>				
<i>P. azarasi</i>	<i>P. bulbosa</i>	<i>P. cattani</i>	<i>P. ceticola</i>	<i>P. decipiens</i>
<i>P. krabbei</i>				

Fuente: WoRMS Editorial Board, 2014.

1.3. Características morfológicas generales

Los nematodos anisákidos tienen un cuerpo cilíndrico, alargado, sin la presencia de segmentaciones y con los extremos puntiagudos. La cutícula posee unas finas estriaciones transversales. Poseen sistema digestivo completo, con boca, esófago, intestino y ano (Möller y Anders, 1986). La apertura bucal tienen varios labios y un diente cuticular (Figura 4). El esófago posee dos partes diferenciadas: la anterior, muscular, denominada proventrículo, y la posterior, glandular, denominada ventrículo. Éste puede poseer o no un apéndice esofágico, dependiendo de la especie de anisákido. Igualmente, dependiendo del género, el intestino puede poseer ciego intestinal (Osanz-Mur, 2001)(Figura 3).

El sistema nervioso de los anisákidos es rudimentario, destacando la presencia de un anillo nervioso ubicado en el tercio anterior del parásito. Posee un sistema excretor que está compuesto por una glándula y un conducto que finaliza en el poro excretor, ubicado justo por debajo de la apertura bucal o a nivel del anillo nervioso, dependiendo del género (Cheng, 1982)(Figura 5).

Las larvas L3 del género *Pseudoterranova* tienen un color rojo-anaranjado, mientras que las de *Anisakis*, *Contraecum* e *Hysterothylacium* tienen un color blanquecino. Las larvas L3 de *Anisakis* y *Pseudoterranova* tienen una longitud de 7-45 mm, mientras que las de *Contraecum* e *Hysterothylacium* suelen ser algo más pequeñas (2,5-22 mm)(Rello *et al.*, 2004).

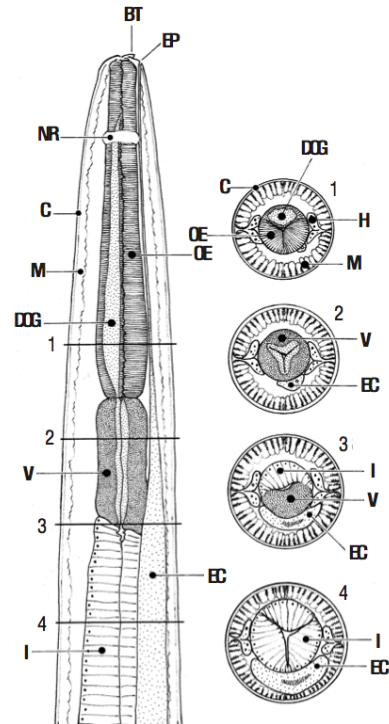


Figura 3. Representación esquemática de los diferentes órganos y estructuras de la larva L3 de *A. simplex*.

Nota: Sección longitudinal y sección transversal a diferentes niveles (1-4).

BT) diente perforador; EP) poro excretor; NR) anillo nervioso; C) cutícula; M) musculatura; DOG) glándula esofágica dorsal; V) ventrículo; EC) célula excretora; I) intestino; OE) esófago muscular; H) cordones hipodérmicos laterales.

Fuente: Ubeira *et al.*, 2000.

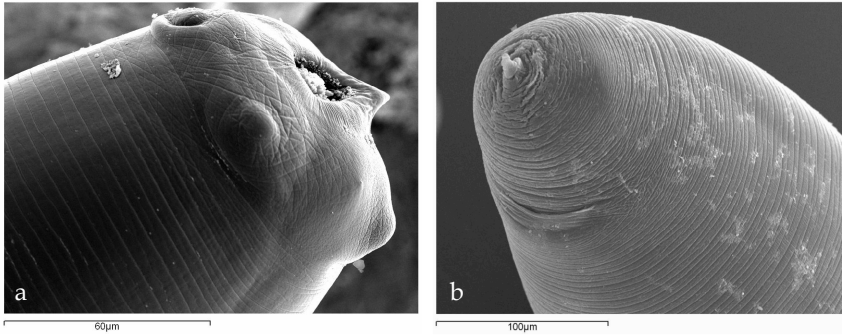


Figura 4. Microfotografía electrónica de la larva L3 de *A. simplex*.

Nota: a) zona anterior y b) zona posterior.

Fuente: Cortesía de la Dra. Margarita Tejada.

En cuanto a los órganos internos, *Anisakis* tiene un ventrículo más o menos desarrollado sin apéndice ventricular ni ciego intestinal, mientras que *Pseudoterranova* tiene un ciego intestinal de longitud variable, que se dirige hacia la parte anterior, y un ventrículo de menor tamaño. El poro excretor se encuentra en la base de los labios en los géneros *Anisakis* y *Pseudoterranova*, en el extremo anterior en *Contracaecum* y a la altura del anillo nervioso en *Hysterothylacium* (Osanz-Mur, 2001; Rello *et al.*, 2004)(Tabla 3).

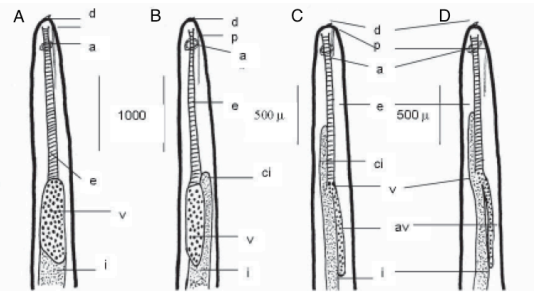


Figura 5. Características diferenciales de los principales géneros de la familia Anisakidae.

Nota: A) *Anisakis*; B) *Pseudoterranova*; C) *Contracaecum*; D) *Hysterothylacium*.

d) diente; p) poro excretor; a) anillo nervioso; e) esófago; v) ventrículo; av) apéndice ventricular; ci) ciego intestinal; i) intestino.

Fuente: Rello *et al.*, 2004.

Tabla 3. Diferencias entre los diferentes géneros de nematodos anisákidos.

Género	Apéndice esofágico	Ciego intestinal	Poros excretor
<i>Anisakis</i>	No	No	En la base de los labios
<i>Pseudoterranova</i>	Si	Si	En la base de los labios
<i>Contracaecum</i>	Si	Si	En el extremo anterior
<i>Hysterothylacium</i>	Si	Si	A la altura del anillo nervioso

Fuente: Osanz-Mur (2001) citando a Möller y Anders (1986).

1.4. Ciclo biológico

Los anisákidos tienen un ciclo biológico indirecto. El ciclo vital de estos parásitos se desarrolla en el medio acuático, y para llevarlo a cabo necesitan uno o varios hospedadores intermedios.

Los anisákidos están asociados a organismos acuáticos (peces y mamíferos marinos) y aves ictiófagas. La transmisión de las especies en esta familia se desarrolla en el agua y generalmente involucra invertebrados acuáticos y peces como hospedadores intermediarios y paraténicos.

En el ciclo biológico de los anisákidos se reconocen cinco estadios de desarrollo separados por cuatro mudas (Figura 6):

- Los hospedadores definitivos eliminan huevos al medio. Dentro del huevo, se desarrollan las fases larvianas L2 y L3 que, una vez eclosionada, es la forma infectiva para los hospedadores intermediarios como peces, moluscos o krill (Køie *et al.*, 1995). El período de maduración del huevo se ve influido por la temperatura, produciéndose la eclosión a los 20-27 días con temperaturas de 5-7 °C. Una vez que han eclosionado, las larvas L3 libres pueden sobrevivir 3-4 semanas a temperaturas de 13-18 °C ó 6-7 semanas a 5-7 °C (Rello *et al.*, 2004).
- Las larvas L3 son ingeridas por el primer hospedador intermediario. La infección por larvas de anisákidos no tiene ningún impacto sobre la salud del pez, a no ser en el caso de parasitaciones masivas, en las que se puede desarrollar un cuadro emaciativo (López y López, 2000).
- La infección de los mamíferos marinos se produce por el consumo de peces teleósteos o cefalópodos, infectados por larvas L3 y donde no sufren ninguna muda, que forman parte de la dieta de los hospedadores definitivos (Rello *et al.*, 2004). En el caso de las ballenas, parece ser que pueden infectarse por el consumo de grandes cantidades de eufásidos (Ubeira *et al.*, 2000).
- En el momento que llegan al interior de los mamíferos marinos, las larvas L3 se insertan en la pared gástrica del hospedador y realizan dos mudas más, alcanzando el estadio adulto. Normalmente, los anisákidos se agrupan en el centro de úlceras de 1-6 cm de diámetro que contienen 50-100 vermes en distintos estadios de desarrollo (L3, L4 y adultos)(Ubeira *et al.*, 2000).

Si bien se habla en todo momento de hospedadores intermediarios, este aspecto no está del todo aclarado. Si la larva L3 se desarrolla, según lo que indican algunos autores (Audicana y Kennedy, 2008; Køie *et al.*, 1995), en el huevo, estos hospedadores deberían ser clasificados como paraténicos, al no desarrollarse ninguna fase del parásito en su interior, aunque si parecen ser necesarios para el desarrollo completo del ciclo biológico.

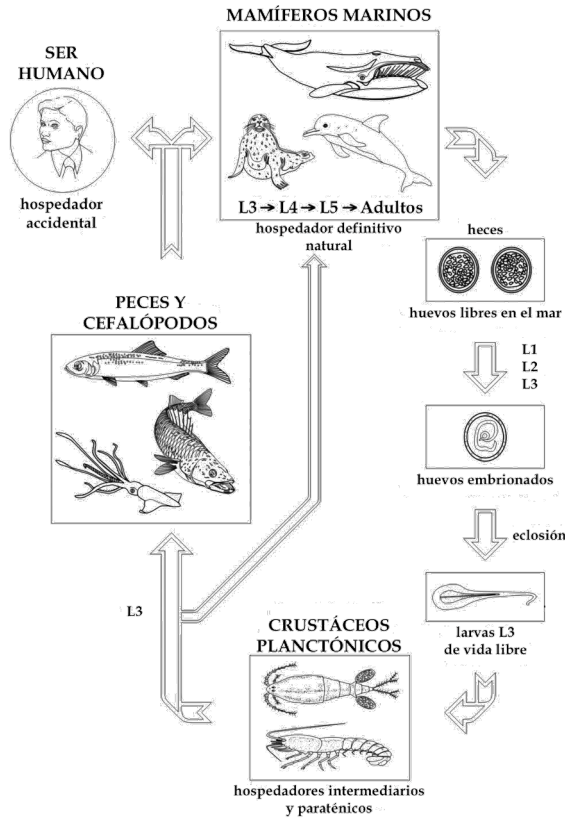


Figura 6. Ciclo biológico de *Anisakis simplex*.
Fuente: Adaptado de Audicana y Kennedy (2008).

1.4.1. Hospedadores definitivos

Los diferentes géneros de anisákidos tienen diferentes hospedadores definitivos (Rello *et al.*, 2004):

- *Anisakis*: cetáceos.
- *Pseudoterranova*: pinnípedos.
- *Contracaecum*: mamíferos marinos y aves ictiófagas.
- *Hysterothylacium*: peces.

En el caso del género *Anisakis*, existen numerosas especies de cetáceos que actúan como hospedadores definitivos: la ballena franca pigmea (*Caperea marginata*), el rorcual aliblanco (*Balaenoptera acutorostrata*), la beluga (*Delphinapterus leucas*), el delfín común (*Delphinus delphis*), el calderón (*Globicephala melaena*), el delfín de

hocico blanco (*Lagenorhynchus albirostris*), el delfín septentrional sin aleta (*Lissodelphis borealis*), la orca (*Orcinus orca*), la falsa orca (*Pseudorca crassidens*), el delfín listado (*Stenella coeruleoalba*), el delfín mular (*Tursiops truncatus*), o la marsopa común (*Phocoena phocoena*). Sin embargo, las diferentes especies del género *Anisakis* tienen diferentes hospedadores definitivos (Mattiucci y Nascetti, 2006).

Aún así, la lista de hospedadores definitivos de *Anisakis* es mayor, ya que se han descrito en otras especies de mamíferos marinos: orca pigmea (*Feresa attenuata*) (Zerbini y Santos, 1997), ballena boreal (*Balaena mysticetus*) (Migaki *et al.*, 1982), cachalote pigmeo (*Kogia breviceps*) y cachalote enano (*Kogia sima*) (Klimpel *et al.*, 2011) (Figura 7).

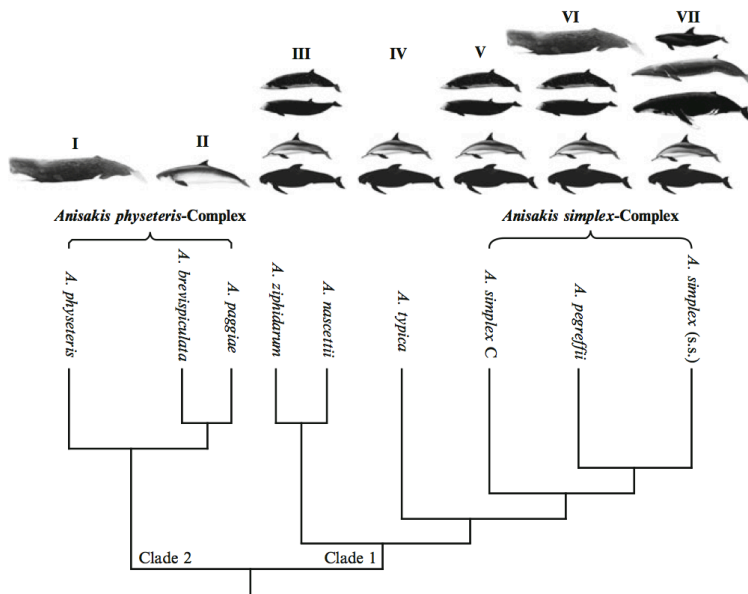


Figura 7. Distribución de las especies del género *Anisakis* en función del hospedador definitivo.

Nota: I: Physeteridae; II: Kogiidae; III: Ziphiidae, Delphinidae; IV: Delphinidae; V: Ziphiidae, Delphinidae; VI: Physeteridae, Neobalaenidae, Delphinidae; VII: Phocoenidae, Balaenopteridae, Monodontidae, Delphinidae.

Fuente: Klimpel y Palm, 2011.

En el mar Mediterráneo podemos encontrar los siguientes mamíferos marinos (UICN, 2012):

- Cetáceos:
 - Residentes en el mar Mediterráneo: delfín mular (*Tursiops truncatus*), zifio común o de Cuvier (*Ziphius cavirostris*), rorcual común (*Balenoptera physalus*), calderón común (*Globicephala*

melas), calderón gris (*Grampus griseus*), delfín común (*Delphinus delphis*), cachalote (*Physeter macrocephalus*), delfín listado (*Stenella coeruleoalba*).

- Visitantes y errantes: rorcual aliblanco (*Balaenoptera acutorostrata*), ballena jorobada o yubarta (*Megaptera noveangliae*), falsa orca (*Pseudorca crassidens*), delfín de dientes rugosos (*Steno bredanensis*), orca (*Orcinus orca*), rorcual boreal (*Balaenoptera borealis*), ballena franca del norte (*Eubalaena glacialis*), Ballena gris (*Eschrichtius robustus*), cachalote enano (*Kogia sima*), zifio calderón boreal (*Hyperoodon ampullatus*), zifio de Blainville (*Mesoplodon densirostris*) y zifio de Gervais (*Mesoplodon europaeus*).
- Pinnípedos:
 - Foca monje (*Monachus monachus*), se encuentra principalmente en las costas de Turquía y Grecia.

En cuanto a los mamíferos presentes en otras zonas del litoral español, cabe destacar el archipiélago canario. Según WWF (2013), en las aguas de Canarias se ha constatado la presencia de 30 especies de cetáceos, que representan el 35 % de las especies a nivel mundial y el 67 % de las especies presentes en el Atlántico Norte. Por lo que es una de las regiones con mayor riqueza y diversidad del Atlántico nororiental. Según indica WWF, esta diversidad es debida a una combinación de factores entre los que destacan el enclave geográfico del archipiélago, los fenómenos oceanográficos y el carácter de islas oceánicas que favorece la aproximación de especies de hábitos oceánicos. Entre las especies presentes, destacan el cachalote (*Physeter macrocephalus*) que presenta poblaciones estables durante todo el año en las islas o especies asociadas a las plataformas continentales como el delfín mular (*Tursiops truncatus*) o el calderón gris (*Grampus griseus*). Además, podemos encontrar otras especies amenazadas a nivel mundial como la ballena franca septentrional (*Eubalaena glacialis*), la ballena azul (*Balaenoptera musculus*) y la yubarta (*Megaptera novaeangliae*) con avistamientos puntuales, el rorcual norteño (*Balaenoptera borealis*) y el rorcual común (*Balaenoptera physalus*) que pasan por Canarias en sus rutas migratorias.

Es habitual observar mamíferos marinos, principalmente delfines, nadando alrededor de las instalaciones acuícolas del litoral español. Su presencia es debida a la atracción que ejerce la gran cantidad de peces que viven en las inmediaciones de estas granjas, aprovechando detritus y otras fuentes de alimento.

En la costa mediterránea española (Comunitat Valenciana y Región de Murcia) hay una gran abundancia de algunas especies de cetáceos, con densidades comparables a zonas de gran interés para la conservación de los cetáceos, como el Santuario Internacional de Cetáceos del Mar de Liguria (Gómez *et al.*, 2006).

Entre las especies varadas en la costa de la Comunitat Valenciana, y por tanto presentes en su litoral, encontramos al rorcual común (*Balaenoptera physalus*), al cachalote (*Physeter macrocephalus*), el delfín mular (*Tursiops truncatus*), el calderón

común (*Globicephala melas*), el calderón gris (*Grampus griseus*), el delfín listado (*Stenella coeruleoalba*), el delfín común (*Delphinus delphis*), el zifio de común o de Cuvier (*Ziphius cavirostris*) y la orca bastarda (*Pseudorca crassidens*) (Gozalbes *et al.*, 2010).

En España existen varias referencias a la presencia de nematodos anisákidos en mamíferos marinos.

Cordero *et al.* (1994), en su "Índice-catálogo de zooparásitos ibéricos", incluyen un listado de mamíferos marinos en los que se han descrito estos nematodos:

- *Anisakis physeteris*: zifio común (*Ziphius cavirostris*) y cachalote (*Physeter macrocephalus*).
- *Anisakis simplex*: rorcual común (*Balaenoptera physalus*), calderón (*Globicephala melaena*) y delfín común (*Delphinus delphis*).
- *Anisakis typica*: zifio común (*Ziphius cavirostris*).

Por otro lado, Fernández *et al.* (2004) describieron la presencia de larvas de *Anisakis* sp. en el zifio común (*Ziphius cavirostris*) y Quiñones *et al.* (2013) describieron la presencia de *Anisakis* sp. en delfín mular (*Tursiops truncatus*) del Mediterráneo oeste.

Entre los hospedadores definitivos del género *Contracaecum* encontramos a algunas aves ictiófagas. Entre ellas, por su presencia en nuestro territorio, destacan los cormoranes (*Phalacrocorax* spp.), que desde hace unos años han establecido poblaciones no migratorias en zonas con granjas marinas, donde encuentran alimento de manera relativamente sencilla. Estas poblaciones, además de un problema para las granjas marinas debido a las pérdidas que ocasionan, han llegado a convertirse en un problema ambiental en determinadas zonas húmedas debido al gran número de animales que las forman y a su capacidad de pesca.

En los cormoranes (*Phalacrocorax carbo*) se ha llegado a encontrar prevalencias del 92,5 % de *Contracaecum* spp. (adultos de *Contracaecum rudolphii* y larvas L3 y L4 de *Contracaecum* spp.) (Kanarek y Bohdanowicz, 2009).

1.4.2. Hospedadores intermediarios y paraténicos

En el ciclo biológico de los nematodos anisákidos aparecen, como mínimo, dos hospedadores intermediarios, si bien, como se ha comentado anteriormente, podrían tener la consideración de hospedadores paraténicos al no existir desarrollo larvario del parásito en su interior.

Marcogliese (1996), durante su estudio sobre la transmisión de *Pseudoterranova decipiens* desde invertebrados a diferentes especies de peces espinosos (*Gasterosteus aculeatus* y *Apeltes quadracus*) en aguas salobres, describe a los mísidos (*Neomysis americana*) y anfípodos (*Gammarus* spp.) como los primeros hospedadores intermediarios.

Klimpel *et al.* (2004) establecen al copépodo *Paraeucheta norvegica* como primer hospedador intermediario en el Mar del Norte de *Anisakis simplex*, siendo necesaria la participación de un segundo hospedador intermediario para poder alcanzar la cantidad necesaria para poder parasitar al hospedador definitivo.

Como se verá más adelante, existen numerosas especies de peces o cefalópodos que pueden actuar como hospedadores intermediarios o paraténicos, siendo los nematodos anisákidos muy poco específicos en este sentido. En los hospedadores intermediarios y paraténicos podemos encontrar las larvas de anisákidos en el tracto gastrointestinal, en cavidad abdominal, en diferentes órganos o en el músculo.

Tras ser ingeridas, las larvas L3 migran al hemocele del crustáceo y completan su desarrollo hasta alcanzar el estadio infectante. Cuando este hospedador es ingerido por un hospedador paraténico (peces o cefalópodos), las larvas atraviesan las paredes intestinales hasta llegar a diferentes tejidos. En esta forma larvaria los anisákidos se encuentra habitualmente en el tubo digestivo cuando el pez está vivo, y dispone de dientes capaces de cortar los tejidos de los que se alimenta, así como asegurarse la salida del hospedador en caso de que éste muera. Una vez muerto, las larvas migran hacia la cavidad abdominal, vísceras (principalmente el hígado), musculatura y algunas incluso llegan a perforar la piel del pescado.

En algunas especies, como el salmón atlántico (*Salmo salar*), las larvas de anisákidos no migran una vez muerto el pez, sino que ya se encuentran en la musculatura. Así lo indican Borderías y Sánchez-Alonso (2011) citando a Roepstorff *et al.* (1993), en el caso del arenque (*Clupea harengus*), a Karl *et al.* (2002), en el caso del abadejo (*Pollachius pollachius*), el eglefino (*Melanogrammus aeglefinus*) y la gallineta nórdica (*Sebastes marinus*), y a Herreras *et al.* (2000), en la merluza argentina (*Merluccius hubbsi*).

1.5. Patologías producidas por anisákidos en el ser humano

El ser humano no es un hospedador natural de los nematodos anisákidos, ya que no actúa ni como hospedador definitivo, intermediario ni paraténico, sino como hospedador accidental, ya que en su interior la larva no puede completar su ciclo vital y alcanzar la madurez sexual.

1.5.1. *Anisakiasis y Anisakidosis*

En primer lugar, hay que diferenciar entre las diferentes denominaciones de las patologías producidas por nematodos anisákidos, como son anisakiasis o anisakiosis y anisakidosis.

Se emplean los términos anisakiasis o anisakiosis para referirse a la infección humana producida por la ingestión de larvas vivas de *Anisakis simplex s.l.*, mientras que el término anisakidosis se refiere a la producida por diferentes géneros de la familia Anisakidae (*Anisakis simplex s.l.*, *Pseudoterranova decipiens* y *Contracaecum osculatatum*). Sin embargo, cada vez más autores utilizan ambos términos para definir las patologías causadas por parasitismo y/o alergia que se presentan al ingerir las larvas, independientemente del género al que pertenezcan, e incluso se denomina “anisakiasis gastroalérgica” cuando se producen al tiempo manifestaciones alérgicas y gástricas causadas por larvas vivas durante su migración a la mucosa del tracto digestivo (Daschner *et al.*, 2000; Moneo y Caballero, 2002).

Aunque en 1876 ya se describe en Groenlandia un caso de infección por un anisákido, son Van Thiel *et al.* (1960) quienes describen el primer caso probado en 1955, descrito como un síndrome abdominal provocado por la infección humana por larvas vivas de *Anisakis* debido al consumo de arenque.

La infección de pescado y los problemas que plantea la ingestión por el consumidor de las larvas de anisákidos en estadio 3 se han estudiado desde hace décadas desde distintas perspectivas. Los principales trabajos se han orientado a identificar el ciclo vital del parásito, las especies de anisákidos y su distribución geográfica, la prevalencia, intensidad de las infecciones y zonas preferentes donde se alojan las larvas en distintas especies de pescado, las zonas geográficas y caladeros de pesca donde existe alta contaminación, los problemas clínicos debidos a la ingestión de las larvas que causan infección o alergia en el consumidor así como los estudios tecnológicos dirigidos a determinar las condiciones de muerte de las larvas y la influencia de las condiciones tecnológicas y culinarias en el reconocimiento de alérgenos así como los tratamientos dados al pescado para disminuir la tasa de alergenidad en muestras parasitadas (Rodríguez-Mahillo *et al.*, 2010; Tejada *et al.*, 2006a; Tejada *et al.*, 2006b; Tejada, 2007; Tejada, 2009a; Tejada, 2009b; Tejada, 2009c; Vidaček, de las Heras y Tejada, 2009; Vidaček, de las Heras, Solas, Rodríguez-Mahillo *et al.*, 2009; Vidaček, de las Heras, Solas, Mendizabal *et al.*, 2009; Vidaček *et al.*, 2010; Vidaček *et al.*, 2011).

La infección del consumidor por las larvas vivas y la alergia a *Anisakis* se asocian con los países y regiones en los que se consumen tradicionalmente pescado crudo o preparaciones culinarias en las que las larvas permanecen vivas (*sushi, sashimi, ceviche, boquerones en vinagre, ahumados en frío, etc.*). En la actualidad el consumo se ha extendido a otros países debido al incremento del turismo con acceso a formas de consumo típicas de determinadas regiones y a un incremento del comercio internacional, por lo que se necesita conocer el estado actual de las infecciones de los pescados de distinto origen.

Ceballos-Mendiola *et al.* (2010), eleva a más de 33.000 los casos descritos de anisakiasis hasta 2010 en 27 países, de los cuales, el 97 % están causados por miembros del complejo *Anisakis simplex s.l.*

El aumento del número de casos se entiende que está debido a diferentes factores:

- Por un lado están los avances en los métodos de diagnóstico y en el conocimiento por parte del personal sanitario de esta patología.
- Por otro lado, la variación en los gustos gastronómicos, así como el aumento del turismo.
- Aumento, por diferentes razones, de la prevalencia de nematodos anisákidos en las especies pesqueras consumidas.

No todas las especies de anisákidos parasitan al hombre. Si bien *Hysterothylacium aduncum* se considera que no parasita al hombre se han descrito casos de anisakidosis no invasiva con sintomatología digestiva, así como se le ha señalado como responsable de algunas reacciones alérgicas alimentarias (Rello *et al.* (2009) citando a Yagi *et al.* (1996) y a Valero *et al.* (2003)). En el estudio realizado por Umehara *et al.* (2007) sobre 85 pacientes con anisakiasis, el 98,8 % de los pacientes estaban infectados con *Anisakis simplex s.s.* y el 1,2 % con *Anisakis pegreffii*.

En general la infección en humanos se debe a la ingesta de pescado parasitado que se consume crudo o con tratamientos culinarios suaves que no producen la muerte de las larvas, causando las ictiozoonosis parasitarias en los consumidores. Además, en los últimos años, se han desarrollado métodos diagnósticos más precisos por lo que han incrementado los casos documentados de estas parasitosis.

El hombre se contagia cuando consume pescado crudo o insuficientemente cocinado, parasitado con L3. Aunque, en teoría, las larvas L3 ingeridas no se pueden desarrollar, se ha observado la presencia de larvas L4 en pacientes con anisakiasis (Rosales *et al.*, 1999). También se ha observado, en casos excepcionales, el desarrollo de las fases adultas de anisákidos (Kliks, 1986; Ubeira e Iglesias, 2000).

1.5.2. Cuadros clínicos

Durante la infección con *Anisakis simplex* se generan ciertos cambios patológicos en el tracto gastrointestinal humano, que son el resultado combinado de la acción traumática directa causada por la larva durante la invasión tisular y de la interacción compleja entre el sistema inmunitario humano y el conjunto de sustancias liberadas o contenidas en el parásito (Audicana, 2000).

En la década de los 70 se propuso que las sustancias liberadas a través del canal excretor principal de *Anisakis simplex* posiblemente tenían propiedades proteolíticas. Se ha comprobado que las larvas del parásito son capaces de degradar algunos componentes de la matriz extracelular de la pared gastrointestinal (in vitro). Este hecho, junto con el diente oral de las larvas, son los principales responsables de la penetración tisular del parásito en el tracto digestivo (Audicana, 2000).

Los productos metabólicos liberados por la larva también tienen gran importancia desde el punto de vista inmunológico. Se ha descrito que alrededor de la región oral del nematodo se forman unas protuberancias compuestas principalmente por productos excretados y secretados por la larva (Audicana, 2000).

En contraste con otras infecciones por nematodos, la enfermedad puede deberse a un solo parásito, aunque se han descrito infecciones masivas (Daschner *et al.*, 1997; Kagei y Isogaki, 1992).

Las larvas se asientan principalmente en el tracto digestivo, principalmente en la zona gastroduodenal (60-70 % de los casos) o en el intestino (20-30 %), siendo la localización colónica menos frecuente. Aún así, las larvas pueden atravesar la pared gastrointestinal y migrar provocando cuadros extradigestivos, ubicándose, de manera atípica, en los pulmones, hígado, páncreas, bazo, amígdalas, linfonódulos, área periescrotal, lengua o mesenterio (López *et al.*, 2000).

Dado que las larvas no completan su desarrollo en el ser humano, es inútil el diagnóstico de la enfermedad por técnicas coprológicas (análisis de heces) y es aconsejable hacer un análisis endoscópico cuando el parásito se asienta en zonas accesibles (Audicana, 2000).

Este cuadro clínico se puede producir al ingerir pescado parasitado poco cocinado o crudo como es el caso de los ahumados en frío, de las semiconservas, de los pescados en vinagre, del ceviche y de otras especialidades de pescado crudo en las que el tratamiento no inactiva las larvas L3 de anisákidos.

Generalmente todos estos cuadros clínicos se agrupan en tres patologías: anisakiasis gástrica, alergia a *Anisakis* y una combinación más o menos simultánea de los dos cuadros anteriores, dando lugar a la anisakiasis gastroalérgica.

1.5.2.1. Anisakiasis gástrica

La anisakiasis gástrica o intestinal es la patología producida por la presencia de larvas vivas de nematodos anisákidos en el tubo digestivo del ser humano. Las larvas llegan hasta la submucosa mediante la acción de una peptidasa y causan

dolor epigástrico. La larva puede anclarse en el estómago (forma gástrica) o en el intestino (forma intestinal). Se ha de extraer el parásito para que no evolucione a una forma subaguda o crónica, en la que las larvas pueden atravesar la pared gástrica o intestinal, pudiendo originar inflamaciones junto con fiebre, diarrea y dolor abdominal. Pueden simular cuadros apendiculares, obstrucción y pseudo-obstrucción intestinal.

El sitio de localización más frecuente es el estómago (Pérez *et al.*, 1998; Romero *et al.*, 1997) o el intestino (Louredo *et al.*, 1997; Shirahama *et al.*, 1992). La anisakiasis gástrica se caracteriza por dolor abdominal de tipo cólico, localizado en epigastrio, que puede acompañarse de náuseas, vómitos y, si también afecta al intestino delgado, de alteraciones del ritmo intestinal. En este caso, el diagnóstico puede confirmarse mediante endoscopia, con visualización del parásito, cuya extracción hará desaparecer los síntomas. Cuando el proceso presenta un curso crónico, la formación de abscesos o granulomas gástricos (Tadamori *et al.*, 1992) o intestinales puede simular cuadros de pseudoobstrucción intestinal, apendicitis aguda o episodios de enfermedad inflamatoria intestinal (Del Olmo *et al.*, 1998; Domínguez *et al.*, 2000). Barros *et al.* (1992), describieron tres casos de anisakiasis en España por consumo de sardinas (*Sardina pilchardus*) crudas aliñadas con limón y especias. De estos casos, dos se debieron a nematodos del género *Anisakis* y el otro a *Pseudoterranova decipiens*, y según indican los autores, el origen del pescado consumido era autóctono.

Los síntomas se desarrollan como resultado de una reacción inflamatoria, cuando la cabeza de la larva se adhiere o penetra en la mucosa del tubo digestivo. Las manifestaciones clínicas dependerán de la zona del tubo digestivo donde se localice la larva y del tipo de reacción a que de lugar.

Las pruebas de diagnóstico por imagen no suelen ser necesarias. En los cuadros intestinales sería de elección la ecografía, aunque los signos observados son inespecíficos: engrosamiento de la pared intestinal, líquido libre, estrechamiento de la luz y disminución del peristaltismo (Domínguez y Martínez-Cócer, 2000).

El mejor tratamiento para la anisakiasis gástrica es la extracción endoscópica de las larvas alojadas en el tracto digestivo del paciente (Daschner *et al.*, 2000)(Figura 8).

La anisakiasis también puede estar relacionada con apendicitis aguda y cuadros reumatológicos (Arenal *et al.*, 1991). Si bien en la mayor parte de los casos la anisakiasis está provocada por una única larva, se han descrito casos con parasitaciones múltiples (Amo *et al.*, 2008).

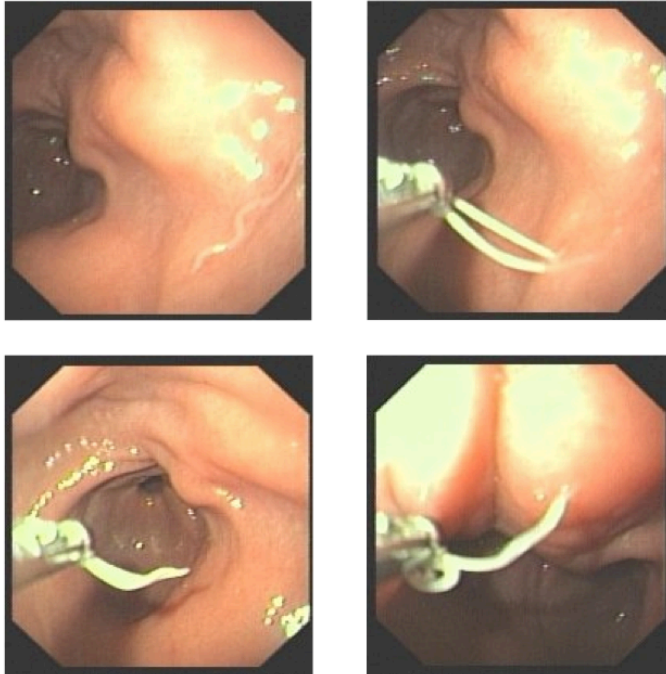


Figura 8. Extracción endoscópica de una larva de anisákido.

Fuente: Cortesía del Dr. Suárez de Parga.

1.5.2.2. Alergia a *Anisakis*

Kasuya *et al.* (1990) fue el primero en describir la alergia a *Anisakis* en 1989. En España, el primer caso se detecta en 1995 (Audicana, Fernández y Muñoz, 1995). La alergia a *Anisakis* es una respuesta de hipersensibilidad mediada por IgE a distintas proteínas alergénicas del parásito, que se asocian a los productos de secreción/excreción o a proteínas somáticas o de cutícula de las larvas (Moneo *et al.*, 2000). En la actualidad están descritos 12 alérgenos (IUIS, 2011). Se considera que es necesaria una infección inicial de la mucosa gástrica o intestinal con la larva L3 viva para que se sintetice IgE y se sensibilice el individuo (EFSA, 2010; Moneo *et al.*, 2000) ya que las proteasas e inhibidores de proteasas que excreta/secretada la larva para invadir al hospedador pueden actuar como alérgenos en los humanos. Sin embargo, una vez que el individuo está sensibilizado, se pueden dar casos de alergia al consumir las proteínas alergénicas del parásito, por lo que aunque se produzca la muerte de la larva por aplicación de distintos tratamientos que evitarían la infección del consumidor, debido a su gran resistencia térmica y a condiciones ácidas, no se evita la alergia en la población previamente sensibilizada a determinados alérgenos de *Anisakis* (Audicana y Kennedy, 2008; Moneo y Caballero, 2002; Moneo *et al.*, 2005; Rodríguez-Mahillo, 2006). Existe una gran

variación individual de la respuesta a los alérgenos pudiendo algunos pacientes ser alérgicos a distintos alérgenos.

La larva de *Anisakis simplex* puede producir también una reacción alérgica de tipo inmediato, mediada por IgE, dando lugar a manifestaciones sistémicas que van desde la urticaria o angioedema hasta el choque anafiláctico (AESAN, 2005; Mendizabal, 1999; Moreno-Ancillo *et al.*, 1997). Se han descrito casos de enfermedad ocupacional (asma y conjuntivitis) por sensibilización a *Anisakis simplex* (Añibarro y Seoane, 1998; Armentia *et al.*, 1998), así como dermatitis de contacto (Carretero *et al.*, 1997) y artralgias tras la exposición al parásito (Cuende, 1998).

Existe un tipo poco frecuente de reacción anafiláctica inducida por antígenos termoestables que se desarrolla pese a que el pescado se consuma cocinado o congelado, de modo que no hayan larvas viables en su interior (López-Serrano, Alonso, Daschner *et al.*, 2000).

Si bien algunos autores aseguran que el consumo de pescado adecuadamente congelado no supone ningún riesgo para los pacientes sensibilizados frente a *Anisakis simplex* (Alonso-Gómez *et al.*, 2004), debido a que algunos de los alérgenos de *Anisakis* son termoestables y proteasa-resistentes (Audicana *et al.*, 1997; Caballero y Moneo, 2004; Moneo *et al.*, 2005), la alergia puede presentarse después de consumir pescado parasitado correctamente cocinado, congelado e incluso en conservas enlatadas, donde las larvas están evidentemente muertas (Audicana *et al.*, 2002; Montoro *et al.*, 1997; Moneo *et al.*, 2005).

La capacidad antigénica de las larvas de *Anisakis simplex* se mantiene tras la congelación, lo que puede dar lugar a reacciones alérgicas en pacientes previamente sensibilizados (Rodríguez-Mahillo *et al.*, 2008). La presencia de estos antígenos se ha demostrado que se mantiene en durante al menos 11 meses a -20 °C (Rodríguez-Mahillo *et al.*, 2010). Según algunos autores (Sastre, Lluch-Bernal, Quirce *et al.*, 2000; Sastre, Lluch-Bernal, Fernández *et al.*, 2000), las larvas liofilizadas no provocan síntomas alérgicos en pacientes previamente sensibilizados.

Según Montoro *et al.* (1997), la mayoría de los casos diagnosticados como alergia al pescado, realmente son sensibilizaciones a *Anisakis simplex*. La sensibilización a *Anisakis simplex* se debe, principalmente, al consumo de boquerones en vinagre (85 %) o de sardinas a la brasa (15 %)(Del Rey *et al.*, 2006).

Aunque hay autores que aseguran que *Anisakis simplex* únicamente provoca síntomas alérgicos cuando parasita el tracto gastrointestinal (Alonso-Gómez *et al.*, 2004), diversos estudios han descrito la alergia a *Anisakis* por contacto, sin relación con el consumo de pescado. En estos casos, se observaba una erupción pruriginosa (Carretero *et al.*, 1997) o síntomas respiratorios (Armentia *et al.*, 1998). Este último estudio, junto con Scala *et al.* (2001), describen el asma profesional en personal que trabajaba procesando pescado. Nieuwenhuizen *et al.* (2006) describieron una prevalencia de sensibilización del 8 % frente a *Anisakis simplex* en personal de

empresas procesadoras de pescado, por un 6 % sensibilizado al pescado, por lo que la alergia a *Anisakis* puede considerarse como una enfermedad profesional.

1.5.2.3. *Anisakiasis gastroalérgica*

Se trata de una combinación de los dos cuadros anteriores, encontrando de manera simultánea sintomatología gástrica y alérgica, al darse la parasitación con larvas vivas en personas previamente sensibilizadas a los antígenos de *Anisakis*.

Se han descrito casos de anafilaxis provocada por una anisakiasis gastroduodenal asintomática tras el consumo de pescado crudo (García-Labairu *et al.*, 1999).

Algunos pacientes presentan un cuadro mixto de urticaria y/o angioedema (síntomas alérgicos) acompañado de clínica abdominal (epigastralgia, vómitos, etc.), que se ha descrito como anisakiasis gastroalérgica (Alonso *et al.*, 1997; López-Serrano, Alonso, Daschner *et al.*, 2000; López-Serrano, Alonso, Moreno-Ancillo *et al.*, 2000). En esta situación los síntomas digestivos suelen preceder a los de estirpe alérgica, con una latencia media respecto a la ingestión del pescado parasitado de tres horas y cinco horas, respectivamente.

Daschner *et al.* (2000) realizaron un estudio sobre 20 pacientes con anisakiasis gastroalérgica que habían tenido parasitaciones agudas por *Anisakis simplex*, en la que demuestran la importancia de la realización de una correcta historia clínica a la hora del diagnóstico de la anisakiasis gastroalérgica.

López-Serrano, Alonso, Daschner *et al.* (2000) publicaron el diagnóstico de anisakiasis gastroalérgica en 22 pacientes del Hospital General Universitario La Paz, de Madrid. En este caso, los síntomas aparecían aún cuando se consumía pescado cocinado o congelado previamente.

Mattiucci *et al.* (2013) describen tres casos de anisakiasis gastroalérgica en diferentes regiones de Italia. Estos tres casos pertenecían a un grupo de ocho pacientes afectados por anisakiasis. Todos estos casos estaban relacionados con el consumo de pescado crudo (boquerones marinados) y con *Anisakis pegreffii*.

1.5.3. *Epidemiología de la anisakiasis humana*

La anisakiasis es un problema sanitario especialmente importante en aquellos países con elevado consumo de pescado y sobre todo pescado crudo, marinado o ahumado. A nivel mundial se han descrito más de 20.000 casos, siendo Japón, por razones obvias (consumo de pescado crudo), donde se contabilizan más del 90 % del total de casos descritos en el mundo, con alrededor de 2.000 casos anuales. En su conjunto, la cifra de casos descrita en EE.UU. y Europa se puede considerar discreta (alrededor de 50 casos en EE.UU. y unos 600 en Europa) aunque en el viejo continente la casuística se concentra en algunos países concretos como Holanda, Alemania, Francia, Italia o España con una tendencia que se considera creciente, entre otras razones, por el mejor conocimiento de la enfermedad por parte de los médicos y la disponibilidad de mejores instrumentos para llevar a cabo el diagnóstico (por ejemplo la toma de muestras por endoscopia), así como

por el desarrollo creciente de una metodología de laboratorio cada vez más sensible y específica, sin olvidar la globalización del suministro de alimentos (Pravettoni *et al.*, 2012). En España los primeros casos notificados de anisakiasis y alergia debidos a *Anisakis simplex* se refirieron en 1991 y 1995 (Arenal *et al.*, 1991; Audicana, Fernández, Muñoz, Fernández *et al.*, 1995).

Los principales pescados implicados dependen de las zonas. No se dispone de estudios epidemiológicos acerca de la frecuencia de *Anisakis simplex* con capacidad infectiva en muestras amplias de productos ya preparados para el consumo, pero parece razonable que varíe con el tipo de pescado y los modos de preparación del mismo. En nuestro país, seguramente por el método de preparación, la mayor parte de los casos se relacionan con el consumo de boquerones aliñados con vinagre y aceite y, menos, en el caso de sardinas aliñadas con limón, merluza y otros pescados insuficientemente cocinados (Lorenzo, 2001).

La frecuencia y distribución de los problemas clínicos derivados de la exposición a *Anisakis* puede inferirse a partir de tres fuentes de información:

- a) La distribución de la contaminación de los alimentos, ya sea en origen (crudos) o después de preparados para el consumo.
- b) La distribución de anticuerpos (IgG e IgE) frente a *Anisakis simplex* en sujetos asintomáticos, en la población general o en sujetos que consultan en el sistema sanitario por cuadros gastrointestinales o alérgicos.
- c) La distribución de las formas clínicas derivadas de la infección, tanto la anisakiasis invasiva como los cuadros alérgicos (urticaria, angioedema, etc.) en población consultante en el sistema sanitario.

Para el diagnóstico se puede utilizar una prueba cutánea, realizada, como norma general, mediante punción (*prick-test*) frente a antígeno somático de *Anisakis simplex*. Se acompaña de unos valores elevados de IgE específica para *Anisakis simplex*, y de una importante elevación de la tasa de IgE sérica total (Audicana, Fernández, Muñoz, Fernández *et al.*, 1995; Kasuya *et al.*, 1990). Sin embargo, estos datos tienen una baja especificidad y no constituyen, por sí mismos, un signo de enfermedad o de parasitación actual por *Anisakis simplex*, sino que deben valorarse en el contexto de los antecedentes y del cuadro clínico del paciente.

Algunos datos parecen indicar que la utilización selectiva del antígeno S/E puede aumentar considerablemente la especificidad de las técnicas diagnósticas, ya que sólo se detecta IgE específica frente a este alérgeno en pacientes con anisakiasis gástrica o gastroalérgica (Valls *et al.*, 2002), pero no es una proteína reconocida por el suero de individuos asintomáticos con prueba cutánea e IgE específica positivas frente al antígeno de cuerpo entero de *Anisakis Simplex* (Moneo *et al.*, 2000).

1.6. Métodos de inactivación de las larvas de anisákidos en el pescado

Los anisákidos son parásitos que deben soportar condiciones ambientales muy adversas, como es el pH bajo del estómago de sus hospedadores. Para conseguir sobrevivir en estos ambientes, han desarrollado diversos mecanismos defensivos que hacen que sean muy resistentes a diferentes tratamientos tecnológicos.

Las larvas de anisákidos son sensibles a diferentes tratamientos térmicos. Así, se inactivan en el pescado a 55 °C durante 10 a 60 segundos. Según la FDA (*U.S. Food and Drug Administration*), es suficiente alcanzar 60 °C en el centro del producto durante un minuto para la inactivación de las larvas. Por tanto, los productos ahumados en caliente, en los que se alcanzan temperaturas superiores a los 60 °C, los pasteurizados o los hervidos o fritos son seguros, mientras que no lo son los ahumados en frío, los cocinados a la plancha o al microondas (AESAN, 2005b).

La congelación es otro sistema de inactivación de las larvas. La eficacia depende de la combinación de tiempo y temperatura utilizados. La FDA (2011) establece como medida de control la congelación o almacenamiento a temperaturas inferiores a -20 °C durante al menos siete días (tiempo total) o congelación a temperaturas inferiores a -35 °C hasta que solidifique y mantenimiento a la misma temperatura durante 15 horas o congelación a temperaturas inferiores a -35 °C hasta que solidifique y mantenimiento a temperaturas inferiores a -20 °C durante 24 horas.

Las larvas de *Anisakis* sobreviven más de 10 días en boquerones en vinagre, debido a la resistencia de las mismas a la acción del ácido y la pepsina (Solas *et al.*, 2009). Otros estudios indican periodos superiores, de al menos 35 días, dependiendo de las condiciones de preparación (AESAN, 2005b).

Pascual *et al.* (2010) demostraron que las larvas de *Anisakis* pueden sobrevivir en productos refrigerados con atmósfera modificada. Aunque detectaron diferencias en función de las concentraciones de gases utilizadas en el envasado, en todas las concentraciones probadas las larvas podían llegar viables al consumidor.

La FDA (2011) indica que la salazón o encurtido no son un método que reduzca hasta un nivel aceptable el riesgo de parasitación por nematodos, ya que éstos son capaces de sobrevivir durante 28 días en salmueras al 21 % de sal. Las larvas de anisákidos también son resistentes a elevadas concentraciones de sacarosa. Son capaces de sobrevivir durante más de 35 días a concentraciones del 12 % (AESAN, 2005b). También son sensibles a las altas presiones, siendo éste un método utilizado para su inactivación en las vísceras en buques de pesca (Brutti *et al.*, 2010).

1.7. Prevalencia de los anisákidos en el pescado

Hace unas décadas sólo se consideraban como especies de pescado parasitadas por anisákidos el bacalao (*Gadus morhua*), parasitado por *Pseudoterranova decipiens* (gusano del bacalao), y el arenque (*Clupea arenagus*), parasitado por *Anisakis* spp. (gusano del arenque). Se considera que actualmente la mayoría de las especies de consumo de captura extractiva están parasitadas, con una prevalencia y tasa de infección que depende de la especie y el caladero. Como indican Rello *et al.* (2004) citando a Kagei (1970) y Oshima (1972), existen más de 100 especies en las aguas japonesas en las que se ha descrito la presencia de anisákidos.

La mayoría de especies de nematodos anisákidos tienen una distribución geográfica limitada (Figura 9), que está íntimamente relacionada con el área de distribución de la especie que actúa como hospedador definitivo (Klimpel y Palm, 2011; Mattiucci y Nascetti, 2006).

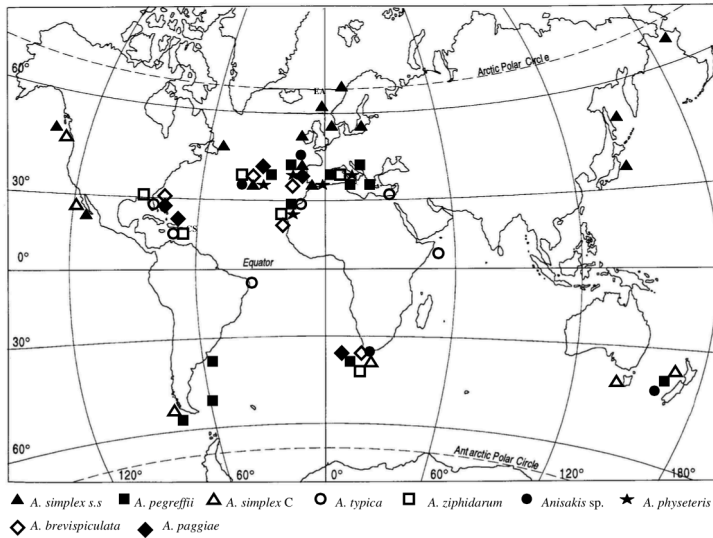


Figura 9. Distribución geográfica de diferentes especies de *Anisakis* spp.
Fuente: Mattiucci y Nascetti, 2006.

Sin embargo, hay especies de anisákidos, como *Anisakis simplex*, que tiene una distribución muy amplia, encontrándose desde Canadá y China hasta la Antártida, donde se ha localizado en las Islas Shetland del Sur (Klimpel *et al.*, 2010).

Pseudoterranova decipiens también es una especie parásita inespecífica. Así, Palm (1999), en la Antártida, detectó la presencia de este parásito en el 100 % (12 de 12) de las especies estudiadas en las Islas Shetland del Sur (prevalencia del 9-95 %) y en un 33 % (11 de 33) en el Mar de Weddell (prevalencia del 2-57 %).

Según Angot y Brasseur (1995), las diferencias en la prevalencia de infección por nematodos anisákidos se pueden explicar por diferentes causas:

- El nivel de infección de mamíferos marinos.
- La abundancia de hospedadores intermediarios obligatorios.
- La importancia de la especie en la cadena trófica.

En la Tabla 4 se muestra las diferencias en cuanto a prevalencia en función del área geográfica y la especie.

Tabla 4. Distribución geográfica y prevalencia de especies hospedadoras de *Anisakis simplex*.

Zona	Especie	Prevalencia	Referencia
Mar de Barents	Bacalao (<i>Gadus morhua</i>)	96 %	Aspholm, 1995
	Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	76 %	Silva y Eiras, 2003
Costa portuguesa	Caballa (<i>Scomber scombrus</i>)	96 %	
	Merluza (<i>Merluccius</i> spp.)	100 %	
	Bacaladilla (<i>Micromesistius poutassou</i>)	94 %	
Madeira (Portugal)	Caballa (<i>Scomber japonicus</i>)	70 %	Costa <i>et al.</i> , 2003
Costa mediterránea española	Bacaladilla (<i>Micromesistius poutassou</i>) (17-24 cm)	12 %	Valero <i>et al.</i> , 2000
	Bacaladilla (<i>Micromesistius poutassou</i>) (>25 cm)	17 %	
	Merluza (<i>Merluccius</i> spp.)	41-100 %	Valero <i>et al.</i> , 2006 Ceballos-Mendiola <i>et al.</i> , 2010
Mar Mediterráneo (Italia)	Jurel de altura (<i>Trachurus pictoratus</i>)	80-100 %	Manfredi <i>et al.</i> , 2000
	Merluza (<i>Merluccius</i> spp.)	100 %	Ceballos-Mendiola <i>et al.</i> , 2010
Galicia	Bacaladilla (<i>Micromesistius poutassou</i>)		
	Maruca (<i>Molva molva</i>)		
	Rape (<i>Lophius piscatorius</i>)	>70 %	Abollo <i>et al.</i> , 2001
	Caballa (<i>Scomber scombrus</i>) Chopa (<i>Spondyliosoma cantharus</i>)		
Francia	Bacalao (<i>Gadus morhua</i>)	1,97 %	Angot, 1993
	Bacalada (<i>Merlangius merlangus</i>)	3,55 %	
Costa Norte de Marruecos	Estornino (<i>Scomber japonicus</i>)	65,4 %	Abattouy <i>et al.</i> , 2011
	Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	54,9 %	Abattouy, 2012
Costa Pacifico Sur (Perú)	Calamar gigante (<i>Dosidicus gigas</i>)	17,7 %	Céspedes <i>et al.</i> , 2011

Fuente: Olivares, 2013.

Se ha detectado un aumento en la prevalencia y en los niveles de parasitación de nematodos anisákidos en el pescado. Este aumento puede estar debido a diferentes factores, entre los que podemos destacar los siguientes:

- La protección internacional de los cetáceos, prohibiendo su pesca, ha favorecido un incremento de sus poblaciones, con lo que aumenta el número de hospedadores definitivos y, en consecuencia, el de nematodos anisákidos en el ambiente (Macpherson, 2005).
- Las prácticas pesqueras que, desechando las vísceras sin la inactivación previa de los nematodos, retroalimenta el ambiente marino con larvas infectantes.
- La mayor sensibilidad de las técnicas analíticas utilizadas, con lo que se reduce la proporción de falsos negativos.

La presencia de hospedadores definitivos es indispensable para la presencia de nematodos anisákidos en las especies pesqueras. A mayor número de hospedadores, mayor es la prevalencia en el pescado. Así lo observaron Aspholm *et al.* (1995), que encontraron una mayor prevalencia de *Pseudoterranova decipiens* en bacalao (*Gadus morhua*) en zonas con elevadas poblaciones de focas, que en aquellas zonas con una menor población.

Por otro lado, según algunos estudios, la prevalencia de anisákidos no es constante durante todo el año, pudiendo observarse variaciones estacionales. En Brasil, en un estudio sobre la parasitación de anisákidos en el pez sable (*Trichiurus lepturus*), en la que encontraron prevalencias mayores de *Anisakis typica* en invierno y de *Hysterothylacium* sp. en verano (Borges *et al.*, 2012).

Durante diferentes fases de la vida del pescado, la tasa de parasitación puede ser diferente. Así, los salmones keta (*Oncorhynchus keta*) que remontan los ríos en Japón, tienen un mayor número de larvas de *Anisakis simplex*, presumiblemente porque se alimentan de eufásidos durante su migración (Urawa y Fujisaki, 2006). La etapa vital del hospedador también tiene influencia, tal y como observaron Sugawara *et al.* (2004), también en *Oncorhynchus keta*, que tenía una mayor prevalencia (100 %) en la etapa adulta, cuando se modificaban sus hábitos alimentarios para comenzar el remonte del río para reproducirse.

La prevalencia, abundancia e intensidad de infección del pescado por larvas L3 de *Anisakis* se ha asociado directamente con la edad y tamaño de los individuos (Abaunza *et al.*, 1995; Carvajal *et al.*, 1979; Incorvaia y Hernández, 2006; Mladineo, 2003; Valero, López-Cuello *et al.*, 2006), aunque en bacaladilla capturada en el Atlántico Noroeste se ha descrito un comportamiento inverso (Levsen y Midthun, 2007). La abundancia de mamíferos marinos en los caladeros incrementa la posibilidad de infección (Young, 1972). También se ha detectado un incremento de parasitación cuando se realizan estudios sistemáticos de determinados caladeros durante periodos largos (Urawa y Fujisaki, 2006).

El tamaño del hospedador también es un factor que determina la tasa de infección. En la bacaladilla (*Micromesistius poutassou*), a mayor tamaño, mayor prevalencia

(Valero *et al.*, 2000). En algunos casos se han encontrado diferencias en la parasitación en función del sexo. Estas diferencias están debidas a la diferente alimentación de machos y hembras de la misma especie (Hemmingsen *et al.*, 2000).

En la bacaladilla (*Micromesistius poutassou*) se han encontrado diferencias estacionales en la parasitación por diferentes especies de anisákidos, encontrándose una mayor prevalencia en primavera y verano (Valero *et al.*, 2000). En el caso de la dorada (*Sparus aurata*) y la mojarra (*Diplodus vulgaris*) las prevalencias e infecciones medias son mayores en épocas cálidas (Kalay *et al.*, 2009).

Zurak (2010) describió la presencia de *Anisakis simplex* en caballa (*Scomber scombrus*), sierra común (*Scomberomorus maculatus*), tonino (*Scomber colias*), jurel (*Trachurus trachurus*), jurel blanco (*Trachurus mediterraneus*), bonito del Atlántico (*Sarda sarda*) y merluza europea (*Merluccius merluccius*) en pescados comercializados en Zagreb (Croacia).

Hermida *et al.* (2012) realizaron un estudio sobre el besugo (*Pagellus bogaraveo*), especie perteneciente a la familia de los espáridos, detectando prevalencias cercanas al 100 % en algunas zonas de Portugal.

Pekmezi (2014) describió una prevalencia del 25 % en caballas (*Scomber scombrus*) importadas congeladas desde Noruega y comercializadas en Turquía.

En Noruega, se han descrito elevadas prevalencias de *Anisakis simplex* en el fogueño (*Pollachius virens*) (99,6 %), el bacalao (*Gadus morhua*) (97,8 %) y la gallineta nórdica (*Sebastes marinus*) (88,0 %) en un estudio realizado sobre 571 pescados (Strømnes y Andersen, 1998).

Rello *et al.* (2009) encontraron diferencias en las especies parásitas del boquerón (*Engraulis encrasicolus*) en diferentes zonas de pesca. Así, en el Mediterráneo Oeste, se encuentra una mayor prevalencia de *Hysterothylacium aduncum* (44,69 %) que de *Anisakis* (5,56 %), mientras que en el Atlántico Este la prevalencia es mayor en *Anisakis* (13,13 %) que en *Hysterothylacium aduncum* (4,30 %). En total, encontraron una prevalencia de nematodos anisákidos del 31,95 %.

Setyobudi *et al.* (2011) estudiaron, mediante PCR-RFLP la presencia de *Anisakis* spp. en salmón keta (*Oncorhynchus keta*) proveniente de la pesca extractiva, determinando una prevalencia del 100 % (Im=69,65 %). El 98 % de las larvas se encontraron en el músculo.

Angellucci *et al.* (2011) estudiaron la presencia de *Anisakis* spp. e *Hysterothylacium* spp. en diferentes especies de teleósteos y cefalópodos de las aguas de Cerdeña (Italia). Encontraron que el 60 % de las especies de cefalópodos se encontraban parasitadas, con una prevalencia del 11,9 %, mientras en el caso de peces, eran el 87,5 % las especies parasitadas y la prevalencia del 68,8 %.

Chaligiannis *et al.* (2012), describieron la presencia de anisákidos en diferentes especies de pescado procedente del Mar Egeo. Encontraron una prevalencia del 18,83 %, y la presencia de nematodos anisákidos en el 50 % de las especies

estudiadas. Cabe destacar la presencia en especies menos comunes, como la boga (*Boops boops*) (P=4,3 %), en el pagel (*Pagellus erythrinus*) (P=11,8 %) y en el caramel (*Spicara smaris*) (P=3,8 %). En cuanto a las especies de anisákidos, *Anisakis pegreffii* (67,6 %) fue el que más se encontró, seguido de *Anisakis simplex* s.s. (14,7 %). También describieron la infección conjunta por *Anisakis pegreffii* y *Anisakis simplex* en el 11,7 % de los individuos. En último lugar se encontró *Hysterothylacium aduncum* en un 5,8 % de los individuos.

La presencia de nematodos anisákidos no es exclusiva de ambientes marinos. Diferentes autores han descrito la presencia de *Contracaecum* spp. (Bassleer *et al.*, 1973; Dick *et al.*, 1987; Olivero-Verbel *et al.*, 2006; Paperna, 1996) o *Anisakis* spp. (Bassleer *et al.*, 1973; Køie, 2001; Wootten y Smith, 1975) en especies dulceacuícolas

1.7.1. Estudios realizados en España

En España se han realizado numerosos estudios, principalmente dirigidos a determinar la prevalencia de nematodos anisákidos en diferentes especies pesqueras.

En la Tabla 5 se pueden observar las especies pesqueras en las que se ha descrito la presencia de nematodos anisákidos en España. Hay que tener en cuenta que algunos de los estudios relacionados se realizaron sobre pescado comercial en mercas o establecimientos minoristas (Pereira, 1992; López y Castell, 1994; Viu *et al.*, 1996; De la Torre *et al.*, 2000), por lo que no es posible asegurar que la procedencia de todas las especies sea el litoral español. Algunos de los nombres, comerciales y científicos reflejados en la tabla han sido revisados y ajustados a la denominación aceptada actualmente según el listado de denominaciones de especies pesqueras publicado en la Resolución de 28 de mayo de 2012, de la Secretaría General de Pesca. Los nombres científicos sinónimos y desactualizados se han consultado en World Register of Marine Species (WoRMS Editorial Board, 2014).

Tabla 5. Especies descritas como hospedadoras de anisákidos en España.

HOSPEDADOR	ANISÁKIDO	REFERENCIA
PECES		
Orden Anguilliformes		
Fam. Anguillidae		
Anguila <i>Anguilla anguilla</i>	<i>Anisakis simplex</i>	Aguilar <i>et al.</i> , 2005
Fam. Congridae		
Congrio <i>Conger conger</i>	<i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis simplex</i> <i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Cordero <i>et al.</i> , 1994; López y Castell, 1994 Abollo <i>et al.</i> , 2001; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994 Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Orden Beloniformes		
Fam. Belonidae		
Aguja <i>Belone belone</i>	<i>Anisakis pegreffii</i>	Abollo <i>et al.</i> , 2001
Orden Beryciformes		
Fam. Berycidae		
Palometa roja <i>Beryx decadactylus</i>	Anisákidos	Abollo <i>et al.</i> , 2001; Pereira Bueno, 1992
Orden Carcharhiniformes		
Fam. Carharhinidae		
Tintorera <i>Prionace glauca</i>	<i>Anisakis pegreffii</i> <i>Anisakis simplex</i>	Abollo <i>et al.</i> , 2001 Abollo <i>et al.</i> , 2001
Fam. Scyliorhinidae		
Pintarroja <i>Scyliorhinus canicula</i>	<i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis simplex</i>	Cordero <i>et al.</i> , 1994 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Orden Clupeiformes		
Fam. Clupeidae		
Sardina <i>Sardina pilchardus</i>	<i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis simplex</i> <i>Contracaecum</i> spp. <i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i> <i>Pseudoterranova decipiens</i>	Barros <i>et al.</i> , 1992; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994 Cordero <i>et al.</i> , 1994 Cuéllar <i>et al.</i> , 1991 Rello, 2003; Rello, Adroher <i>et al.</i> , 2008; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Valero <i>et al.</i> , 2004 Barros <i>et al.</i> , 1992
Fam. Engraulidae		
Boquerón <i>Engraulis encrasicolus</i>	Anisákidos <i>Anisakis simplex</i> <i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Pereira, 1992; De la Torre <i>et al.</i> , 2000 Rello, 2003; Valero <i>et al.</i> , 2004 Cuéllar <i>et al.</i> , 1991 Rello, 2003; Valero <i>et al.</i> , 2004
Orden Gadiformes		
Fam. Gadidae		
Abadejo <i>Pollachius pollachius</i>	Anisákidos <i>Anisakis simplex</i> <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Pereira, 1992 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Bacaladilla <i>Micromesistius poutassou</i>		
	Anisákidos <i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis pegreffii</i> <i>Anisakis physeteris</i> <i>Anisakis simplex</i> <i>Contracaecum</i> spp.	Pereira, 1992; De la Torre <i>et al.</i> , 2000; Valero <i>et al.</i> , 2000 Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; López y Castell, 1994; Osanz-Mur, 2001 Abollo <i>et al.</i> , 2001; Valero <i>et al.</i> , 2000 Valero <i>et al.</i> , 2000; Valero <i>et al.</i> , 2004; Viu <i>et al.</i> , 1996 Abollo <i>et al.</i> , 2001; Abollo <i>et al.</i> , 2001; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Valero <i>et al.</i> , 2004; Viu <i>et al.</i> , 1996 Osanz-Mur, 2001

Tabla 5 (Cont.). Especies descritas como hospedadoras de anisákidos en España.

HOSPEDADOR	ANISÁKIDO	REFERENCIA
Bacaladilla (Cont.) <i>Micromesistius poutassou</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Valero <i>et al.</i> , 2000; Valero <i>et al.</i> , 2004
	<i>Hysterothylacium fabri</i>	Valero <i>et al.</i> , 2004
Bacalao <i>Gadus morhua</i>	Anisákidos	Pereira, 1992
Capellán <i>Trisopterus minutus</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Osanz-Mur, 2001
Faneca <i>Trisopterus luscus</i>	Anisákidos <i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis simplex</i>	Pereira, 1992; De la Torre <i>et al.</i> , 2000 Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; Rello, Valero <i>et al.</i> , 2008 Abollo <i>et al.</i> , 2001; Rello, 2003; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
	<i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991 Rello, 2003; Rello, Valero <i>et al.</i> , 2008; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Merlán <i>Merlangius merlangus</i>	Anisákidos	Pereira, 1992
Fam. Lotidae		
Bertorella <i>Gaidropsarus mediterraneus</i>	<i>Anisakis simplex</i> <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Maruca <i>Molva molva</i>	Anisákidos <i>Anisakis simplex</i>	Pereira, 1992
Maruca azul <i>Molva dypterygia</i>	Anisákidos <i>Anisakis simplex</i>	Abollo <i>et al.</i> , 2001
Fam. Merluccidae		
Merluza europea <i>Merluccius merluccius</i>	Anisákidos <i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis physeteris</i> <i>Anisakis simplex</i> <i>Contracaecum</i> spp. <i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Pseudoterranova</i> spp.	Pereira, 1992; De la Torre <i>et al.</i> , 2000 Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; López y Castell, 1994; Osanz-Mur, 2001; Valero, López-Cuello <i>et al.</i> , 2006 Madrid y Sáez, 2012 Abollo <i>et al.</i> , 2001; Ceballos-Mendiola <i>et al.</i> , 2010; Madrid y Sáez, 2012; Viu <i>et al.</i> , 1996 Osanz-Mur, 2001 Cordero <i>et al.</i> , 1994; Madrid y Sáez, 2012; Osanz-Mur, 2001 Viu <i>et al.</i> , 1996
Fam. Phycidae		
Brótola de fango <i>Phycis blennoides</i>	Anisákidos <i>Anisakis physeteris</i> <i>Anisakis simplex</i> <i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i> <i>Hysterothylacium fabri</i>	Pereira, 1992; De la Torre <i>et al.</i> , 2000 Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006 Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006 Osanz-Mur, 2001 Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006 Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006
Brótola de roca <i>Phycis phycis</i>	<i>Anisakis simplex</i> <i>Anisakis physeteris</i> <i>Hysterothylacium aduncum</i> <i>Hysterothylacium fabri</i>	Valero <i>et al.</i> , 2004; Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006 Valero <i>et al.</i> , 2004; Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006 Valero <i>et al.</i> , 2004; Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006 Valero <i>et al.</i> , 2004; Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006

Tabla 5 (Cont.). Especies descritas como hospedadoras de anisákidos en España.

HOSPEDADOR	ANISÁKIDO	REFERENCIA
Orden Lophiiformes		
Fam. Lophiidae		
Rape Blanco	<i>Anisakis</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
<i>Lophius piscatorius</i>	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo <i>et al.</i> , 2001; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
	<i>Contracecum</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994
	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
	<i>Hysterothylacium rigidum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Orden Perciformes		
Fam. Ammodytidae		
Pión	<i>Anisakis simplex</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
<i>Hyperoplus lanceolatus</i>	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Fam. Bramidae		
Japuta	<i>Anisakis</i> spp.	López y Castell, 1994
<i>Brama brama</i>		
Fam. Carangidae		
Jurel	Anisákidos	Pereira, 1992
<i>Trachurus trachurus</i>	<i>Anisakis</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; López y Castell, 1994; Osanz-Mur, 2001
	<i>Anisakis pegreffii</i>	Gutiérrez-Galindo <i>et al.</i> , 2010
	<i>Anisakis physeteris</i>	Adroher <i>et al.</i> , 1996
	<i>Anisakis simplex</i>	Abaunza <i>et al.</i> , 1995; Abollo <i>et al.</i> , 2001; Abollo <i>et al.</i> , 2001; Adroher <i>et al.</i> , 1996; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Valero <i>et al.</i> , 2004; Viu <i>et al.</i> , 1996
	<i>Contracecum</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Gutiérrez-Galindo <i>et al.</i> , 2010; Osanz-Mur, 2001
	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Adroher <i>et al.</i> , 1996; Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; Osanz-Mur, 2001
	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Valero <i>et al.</i> , 2004
Palometa blanca	Anisákidos	Pereira, 1992
<i>Trachinotus ovatus</i>		
Fam. Labridae		
Bodión	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
<i>Symphodus cinereus</i>		
Maragota	<i>Anisakis simplex</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
<i>Labrus bergyllta</i>		
Tordo negro	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
<i>Labrus merula</i>		
Fam. Moronidae		
Lubina	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
<i>Dicentrarchus labrax</i>		
Fam. Mullidae		
Salmonete de fango	Anisákidos	Pereira, 1992
<i>Mullus barbatus</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994
Salmonete de roca	<i>Anisakis simplex</i>	Valero <i>et al.</i> , 2004
<i>Mullus surmuletus</i>	<i>Hysterothylacium fabri</i>	Valero <i>et al.</i> , 2004
Fam. Scombridae		
Caballa	Anisákidos	Pereira, 1992; De la Torre <i>et al.</i> , 2000
<i>Scomber scombrus</i>	<i>Anisakis</i> spp.	Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; López y Castell, 1994; Osanz-Mur, 2001
	<i>Anisakis pegreffii</i>	Gutiérrez-Galindo <i>et al.</i> , 2010
	<i>Anisakis simplex</i>	Abaunza <i>et al.</i> , 1995; Abollo <i>et al.</i> , 2001; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
	<i>Contracecum</i> spp.	Gutiérrez-Galindo <i>et al.</i> , 2010; Osanz-Mur, 2001
	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; Osanz-Mur, 2001

Tabla 5 (Cont.). Especies descritas como hospedadoras de anisákidos en España.

HOSPEDADOR	ANISÁKIDO	REFERENCIA
Caballa (Cont.) <i>Scomber scombrus</i>	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	Gutiérrez-Galindo <i>et al.</i> , 2010; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Bonito <i>Sarda sarda</i>	<i>Anisakis</i> spp.	López y Castell, 1994
Fam. Serranidae		
Cabrilla <i>Serranus cabrilla</i>	Anisákidos	Pereira, 1994
Fam. Sparidae		
Boga <i>Boops boops</i>	<i>Anisakis simplex</i> <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Besugo <i>Pagellus bogaraveo</i>	<i>Anisakis</i> spp.	López y Castell, 1994; Pereira, 1992
Breca <i>Pagellus erythrinus</i>	<i>Anisakis</i> spp.	López y Castell, 1994
Chopa <i>Spondyliosoma cantharus</i>	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo <i>et al.</i> , 2001
Salpa <i>Sarpa salpa</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
Fam. Trichiuridae		
Pez sable <i>Trichiurus lepturus</i>	<i>Anisakis</i> spp.	López y Castell, 1994
Fam. Uranoscopidae		
Miracielo <i>Uranoscopus scaber</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
Orden Petromyzontiformes		
Fam. Petromyzontidae		
Lamprea <i>Petromyzon marinus</i>	<i>Anisakis simplex</i>	Bao <i>et al.</i> , 2013
Orden Pleuronectiformes		
Fam. Citharidae		
Solleta <i>Citharus linguatula</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994
Fam. Pleuronectidae		
Platija <i>Platichthys flesus</i>	<i>Contraecum</i> sp.	Álvarez <i>et al.</i> , 2002
Fam. Scophthalmidae		
Gallo <i>Lepidorhombus boscii</i>	<i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis pegreffii</i> <i>Anisakis simplex</i>	Cordero <i>et al.</i> , 1994 Abollo <i>et al.</i> , 2001; Álvarez <i>et al.</i> , 2002; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
	<i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Cordero <i>et al.</i> , 1994 Álvarez <i>et al.</i> , 2002; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Gallo del Norte <i>Lepidorhombus whiffiagonis</i>	Anisákidos <i>Anisakis</i> spp. <i>Anisakis simplex</i>	Pereira, 1992 Cordero <i>et al.</i> , 1994 Álvarez <i>et al.</i> , 2002; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
	<i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i> <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Cordero <i>et al.</i> , 1994 Álvarez <i>et al.</i> , 2002; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994 Álvarez <i>et al.</i> , 2002; Cordero <i>et al.</i> , 1994; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Rodaballo <i>Scophthalmus maximus</i>		
Fam. Soleidae		
Golleta <i>Microchirus variegatus</i>	<i>Anisakis simplex</i> <i>Hysterothylacium</i> spp. <i>Hysterothylacium aduncum</i>	Álvarez <i>et al.</i> , 2002 Cordero <i>et al.</i> , 1994 Sanmartín <i>et al.</i> , 1994

Tabla 5 (Cont.). Especies descritas como hospedadoras de anisákidos en España.

HOSPEDADOR	ANISÁKIDO	REFERENCIA
Orden Scorpaeniformes		
Fam. Scorpaenidae		
Cabracho	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo, D'Amelio <i>et al.</i> , 2001; Abollo, Gestal <i>et al.</i> , 2001
<i>Scorpaena scrofa</i>	<i>Anisakis pegreffii</i>	
Fam. Sebastidae		
Gallineta	Anisákidos	Pereira, 1992
<i>Helicolenus dactylopterus</i>		
Fam. Triglidae		
Arete Aletón	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994
<i>Chelidonichthys obscurus</i>		
Arete	<i>Anisakis</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
<i>Chelidonichthys cuculus</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
Bejel/Rubio	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
<i>Chelidonichthys lucerna</i>	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Borracho	<i>Anisakis</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
<i>Eutrigla gurnardus</i>	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo <i>et al.</i> , 2001; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Garneo	<i>Hysterothylacium</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994
<i>Trigla lyra</i>		
Rubio	Anisákidos	Pereira, 1992
<i>Chelidonichthys lastoviza</i>		
Orden Zeiformes		
Fam. Zeidae		
Pez de San Pedro	<i>Anisakis</i> spp.	Cordero <i>et al.</i> , 1994
<i>Zeus faber</i>		
MOLUSCOS		
Orden Oegopsida		
Fam. Ommastrephidae		
Pota costera	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo, Gestal <i>et al.</i> , 2001; Abollo <i>et al.</i> , 2001; Pascual <i>et al.</i> , 1995
<i>Todaropsis eblanae</i>		
Volador	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo, Gestal <i>et al.</i> , 2001; Pascual <i>et al.</i> , 1995
<i>Todarodes sagittatus</i>		
Volador	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo, Gestal <i>et al.</i> , 2001; Pascual <i>et al.</i> , 1995
<i>Illex coindetii</i>		
Orden Sepiida		
Fam. Sepiidae		
Sepia	<i>Anisakis simplex</i>	Abollo, Gestal <i>et al.</i> , 2001
<i>Sepia officinalis</i>		

1.7.2. Localización las larvas en los hospedadores paraténicos

En la mayor parte de las especies, las localizaciones más frecuentes de las larvas de anisákidos en el pez vivo, son en el tracto digestivo, la cavidad abdominal y en las vísceras tales como el hígado y las gónadas, aunque también se pueden encontrar larvas de anisákidos parasitando el músculo (Figura 10). Sin embargo, la distribución de las larvas en el músculo y las vísceras depende de la especie de pescado.

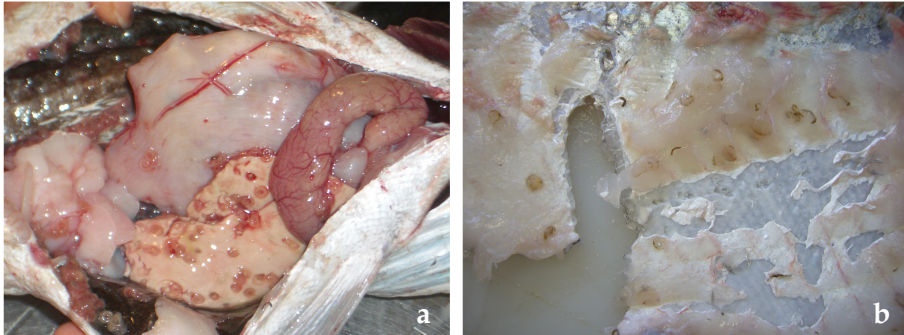


Figura 10. Larvas de *Anisakis* en una merluza (*Merluccius merluccius*).

Nota: a) cavidad abdominal y b) filete ventral.

Fuente: Cortesía de la Dra. Margarita Tejada.

Se presentan enrolladas en forma de espiral bajo el tejido conectivo. La localización preferente de las larvas en los peces y cefalópodos se cree que está ligada a los hábitos alimenticios del hospedador. En los peces que se alimentan principalmente de eufáusidos tales como la bacaladilla (*Micromesistius poutassou*), el arenque (*Clupea* spp.) y la caballa (*Scomber scombrus*), la mayoría se encuentra en la cavidad abdominal y vísceras, mientras que en peces piscívoros como el abadejo (*Pollachius* spp.), bacalao (*Gadus morhua*), merluza (*Merluccius* spp.) y merlán (*Merlangius merlangus*) suelen estar también presentes en la musculatura hipoaxial que rodea la cavidad abdominal.

En calamares y potas, las larvas se asientan normalmente en la pared externa del estómago aunque también se encuentran en la musculatura del manto. El número de larvas en la musculatura y su distribución difiere con la especie de pescado y con los caladeros (Abollo *et al.*, 2001; Smith, 1984; FDA, 2001; Valero, Paniagua *et al.*, 2006; Wharton *et al.*, 1999).

En estudios efectuados en especies capturadas en el Atlántico Norte, entre el 90 y el 98 % de las larvas se localizaban en la cavidad abdominal y vísceras y el resto en la musculatura, sobre todo en la musculatura ventral (Karl, 2008). Sin embargo, en algunas especies de salmón del Pacífico se detecta más abundancia en *Anisakis simplex* s.l. en la musculatura (87 %), con localización preferente en la musculatura abdominal (Deardorff y Kent, 1989).

En peces capturados en el Adriático, se ha estimado que la localización preferente en las vísceras es el hígado en merluza (*Merluccius* spp.), el intestino en caballa (*Scomber scombrus* y *Scomber japonicus*) y anchoa (*Engraulis encrasicolus*) y las gónadas en jurel (*Trachurus trachurus*) (Mladineo, 2003). En bacaladilla (*M. poutassou*) la víscera con mayor tasa de infección es el hígado, disminuyendo el porcentaje de larvas con el tamaño del pez. En caballa (*Scomber scombrus* y *Scomber japonicus*) y arenque (*Clupea* spp.) se ha estimado que la zona más infectada es la zona pilórica, en donde se encuentran entre el 57 % y el 81 % de todas las larvas (Levsen y Midthun, 2007).

En las infecciones por nematodos, el mayor número de éstos se localizan en las vísceras, encontrándose únicamente una pequeña proporción en la musculatura. Esto es consecuencia de la migración larvaria del nematodo una vez muerto el pescado (Rello *et al.*, 2004), cuando se desplazan a zonas más apetecibles del pescado para ser ingeridos por otro hospedador. Sin embargo, como ya se ha comentado, algunos autores han detectado nematodos anisákidos en la carne en el momento de la pesca, por lo que, en algunos casos, la migración puede producirse antemortem (Borderías y Sánchez-Alonso, 2011; Herreras *et al.*, 2000; Karl *et al.*, 2002; Roepstorff *et al.*, 1993).

La evisceración pretende evitar que las larvas pasen al tejido muscular después de la muerte del pescado. La evisceración en alta mar evita en buena medida la contaminación del músculo con este nematodo, mejorando la conservación, el problema es cuando se arrojan las vísceras parasitadas al mar y son devoradas por otros peces que se infectan.

Las prácticas de la pesca extractiva en todos los caladeros y las prácticas de manipulación, en particular, de eviscerado y vertido al mar de las vísceras, pueden contribuir a incrementar la demografía de anisákidos en los ecosistemas explotados para la pesca, de forma que hay caladeros de pesca que están totalmente contaminados por nematodos anisákidos.

Con el alto porcentaje de peces afectados, los subproductos de la pesca parasitados por estos nematodos representan una gran cantidad de toneladas que, si son descartados y arrojados al mar sin un tratamiento previo que inactive las larvas de anisákidos, se introducen en la cadena trófica sirviendo de alimento a multitud de especies que, inmediatamente resultan afectadas; la probabilidad de que un mamífero marino (hospedador definitivo) ingiera un pez o invertebrado portador de larvas de nematodos se acrecienta enormemente y, por tanto, se acelera la dispersión y expansión, geográfica y poblacional del parásito (Pascual *et al.*, 2008).

Cuando se está realizando la evisceración de los productos pesqueros, las larvas de *Anisakis* permanecen vivas y si son arrojadas al mar, serán consumidas por las especies, tanto definitivas como paraténicas, que forman parte del ciclo biológico de *Anisakis*.

A este respecto, Horbowy y Podolska (2001), en un trabajo de investigación encaminado a relacionar el grado de parasitación de arenques del mar Báltico con

la longitud de los mismos y en el que se capturaron ejemplares a lo largo de varios periodos de tiempo, entre 1992-1993, 1995-1996 y 1997 observaron que la intensidad de parasitación en el año 1997 era de un 30-40 % superior a la de los periodos anteriores.

Otros autores también hacen hincapié sobre el hecho de que la práctica de la pesca comercial puede agravar el problema de prevalencia de *Anisakis* en las zonas de pesca, puesto que la evisceración del pescado y el vertido de las vísceras altamente infectadas al mar puede tener como resultado un aumento de la abundancia del parásito en los peces que se alimentan con estas vísceras (Abollo, D'Amelio *et al.*, 2001).

1.8. Impacto de la presencia de nematodos anisákidos

La presencia de nematodos anisákidos tiene impacto en diferentes aspectos sanitarios, industriales, sociales y económicos.

El impacto sobre la salud pública es el principal problema provocado por los nematodos anisákidos. Estos parásitos pueden causar problemas por anisakiasis y la alergia a *Anisakis*. España es uno de los países con una mayor prevalencia de anisakiasis. Esto es debido, entre otros factores, al elevado consumo de productos pesqueros, principalmente de pescado marino, y a determinadas costumbres gastronómicas en los que el pescado se consume crudo o poco cocinado.

Respecto a la prevalencia de la sensibilización a *Anisakis simplex* en España, existen estudios que reflejan una elevada prevalencia de sensibilización a este parásito, siendo del 38,1 % en pacientes que habían sufrido un episodio de urticaria/angioedema y del 13,1 % en sujetos sin historia de reacciones alérgicas (Fernández *et al.*, 2001). En población sana también existe una elevada prevalencia de sensibilización. Mediante la determinación de IgE específica para *Anisakis simplex*, se detectó un 22,1 % de población sana sensibilizada frente al parásito en la región de Antequera (Málaga) (Del Rey *et al.*, 2006). En Madrid, dicha sensibilización es del 12,4 % (Puente *et al.*, 2008). Toro *et al.* (2004), en otro estudio realizado en la región de Madrid sobre una muestra de 200 pacientes con síntomas de dispepsia, pero en los que no se sospechaba de anisakiasis, reveló una seropositividad del 13,8 % al antígeno de *Anisakis simplex* Ani s 1. Estos elevados resultados contrastan con los obtenidos por Valiñas *et al.* (2001), que obtuvieron una seroprevalencia del 0,43 % en población sana de Galicia. Estas grandes diferencias pueden ser debidas a las diferentes zonas geográficas estudiadas y a las diferencias en las metodologías utilizadas.

La AESAN (2005a) realiza recomendaciones a la población con el fin de reducir el riesgo de esta zoonosis. Entre estas recomendaciones destaca:

- No consumir pescados ni cefalópodos crudos ni aquellos que han sido sometidos a procesos tecnológicos que no aseguran la inactivación de las larvas (ahumado en frío, marinado, en vinagre, ceviche, sushi, etc.), a no ser que hayan sido previamente congelados.
- Adquirir el pescado lo más fresco posible, eviscerarlo, si no lo está ya, y evitar la musculatura hipoaxial, por ser la que tiene una mayor probabilidad de contener larvas viables.
- Asegurar un tratamiento térmico adecuado. Recomienda evitar el uso de la plancha o el microondas, por ser menos seguros que la cocción o la fritura.
- Para la población sensibilizada, recomienda el consumo de colas de pescados de gran tamaño o pescado de agua dulce o proveniente de la acuicultura.

El impacto de los nematodos anisákidos no se limita a su capacidad zoonótica o a la generación de alergias en poblaciones sensibilizadas. Como demostraron Svanevik *et al.* (2013), tienen también un impacto negativo sobre la calidad microbiológica del pescado fresco, ya que actúan como vectores de bacterias durante su migración desde el tubo digestivo hacia la musculatura. Sin embargo, en otros tipos de preparados a base de pescado, como algunos tipos de conservas, la presencia de nematodos anisákidos no tiene un impacto negativo sobre la vida útil de las mismas si han recibido tratamientos, térmicos o físicos, que inactiven las larvas (Svanevik *et al.*, 2014).

Desde el punto de vista del sector pesquero y la industria transformadora, la presencia de nematodos anisákidos tiene un importante impacto por la prohibición, por parte de la legislación europea, de la puesta en el mercado de productos de la pesca parasitados. El Reglamento 2004/853, en el Capítulo V: Normas sanitarias para los productos de la pesca, Apartado D dice: “Los operadores de empresa alimentaria deberán garantizar que los productos de la pesca se hayan sometido a un examen visual con el fin de detectar los parásitos visibles antes de ser puestos en el mercado. No pondrán en el mercado para uso humano productos de la pesca que estén claramente contaminados con parásitos”.

Esto obliga a los operadores a establecer medidas de control para evitar la llegada al consumidor de pescados con nematodos anisákidos. Entre estas medidas de control se encuentran las siguientes recomendaciones de la AESAN (2005a) para reducir el riesgo asociado a estos parásitos:

- Evitar faenar en determinadas áreas, capturar determinadas especies o determinadas tallas de una especie que se sabe con una alta prevalencia de estos parásitos.
- Evaluar y controlar el impacto de la actividad humana sobre la incidencia del parásito, como la práctica de arrojar las vísceras infectadas tras el eviscerado del pescado a bordo.
- Realizar tratamientos tecnológicos que eliminen o inactiven las larvas de anisákidos.

El conocimiento por la población sobre la existencia del *Anisakis* se ha visto incrementado desde la publicación del Real Decreto 1420/2006, de 1 de diciembre, sobre prevención de la parasitosis por *Anisakis* en productos de la pesca suministrados por establecimientos que sirven comida a los consumidores finales o colectividades, que obliga a la congelación, a una temperatura igual o inferior a -20 °C durante al menos 24 horas, del pescado que vaya a servirse crudo o poco cocinado. Es en los últimos años, tras la publicación de dicho Real Decreto, que se ha visto como medios de comunicación generalistas incluían en sus informativos noticias relacionadas con *Anisakis*, no siempre con una adecuada información sobre el parásito y sus consecuencias, con la consecuente alarma social. En el Anexo I se muestra una lista de noticias relacionadas con *Anisakis* encontradas en medios de comunicación generalistas. Tras la publicación de dicho Real Decreto,

algunas cofradías calcularon el descenso de las ventas de pescado fresco en un 30 %.

Todo lo anteriormente expuesto conlleva un elevado impacto económico de los nematodos anisákidos debido a varios aspectos:

- Costes sanitarios por el tratamiento, tanto de personas parasitadas como de personas alérgicas.
- Evisceración en alta mar, con la mano de obra y/o inversión en maquinaria necesaria. Se une la prohibición de tirar las vísceras en alta mar, con la reducción del espacio en la bodega y, por tanto, la menor capacidad de carga de pescado comercial por salida.
- Descartes de pescado, o de partes de elevado valor del pescado, parasitado. Existe una elevada prevalencia en especies de alto valor económico provenientes de la pesca extractiva (Tejada, 2009a).
- Gastos, por parte de la Administración, en campañas de sensibilización y educación, tanto de la industria como de los consumidores.
- Desconfianza en los productos pesqueros frescos, reduciendo su consumo y aumentando el de otros productos.
- Obligación de congelar el pescado que se va a servir crudo o poco cocinado, con la consecuente inversión para la industria o la hostelería, además del espacio necesario para realizarlo.

1.9. Nematodos en pescado de acuicultura

En principio, el consumo de pescado de acuicultura se considera más seguro debido a que se cría en un entorno en el que entre otras cosas, la alimentación, principal vía de entrada del parásito en los peces, está controlada.

Sin embargo, la forma de cultivo, la alimentación y la especie influyen en esta afirmación. Según Wootten *et al.* (2009), existen varias posibilidades de que el pescado de acuicultura se infecte con nematodos anisákidos:

- Que se alimenten con piensos húmedos.
- Que se alimenten con pescado no congelado.
- Que se alimenten de crustáceos, cefalópodos o anfípodos presentes en la instalación.

Como afirman Rückert *et al.* (2009), las vías de transmisión a los animales de acuicultura pueden ser dos: a través de la presencia en el medio marino de hospedadores intermediarios (crustáceos anfípodos), encontrándose la mayor parte de estos en la red que rodea las jaulas flotantes como bioincrustaciones; o a través de la alimentación de los peces cultivados con productos parasitados. En este estudio se alimentaron *Epinephelus coioides* (Mero de puntas naranjas) con trozos de pescado que estaban parasitados, lo cual hizo que todos los peces cultivados diesen positivo por nematodos. Por tanto, considera que el uso de piensos (pellets) reduce el riesgo de la transmisión de parásitos, al igual que el mantenimiento de un bajo nivel de bioincrustaciones en las jaulas, que reduce el riesgo de la transmisión de parásitos de ciclo indirecto, como los nematodos anisákidos.

González (1998) relacionó la presencia de *Hysterothylacium aduncum* en salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*) en Chile con el consumo de anfípodos gammáridos, y en menor medida, de poliquetos. Además, la limpieza de las redes en el mar, junto a las jaulas, contribuye a cerrar el ciclo del parásito, que en este caso no tiene un mamífero marino como hospedador definitivo, sino que es un pez.

Sin embargo, Mo *et al.* (2013) relacionan la presencia de nematodos anisákidos con el consumo de pequeños peces infectados, ya que indica que los eufásidos que actúan como hospedadores intermediarios no se encuentran en la zona del estudio.

La alimentación exclusiva mediante piensos extrusionados no asegura que los peces no ingieran pequeños crustáceos u otros peces pequeños, que sí que pudieran contener larvas de anisákidos, transmitiéndolas de este modo a los peces de cultivo. Esta posibilidad, aunque remota, debe ser contemplada como vía de infección, más aún cuando los peces, previamente a su captura para su comercialización, se mantienen en ayuno durante unos días para que el tubo digestivo se encuentre vacío. Este periodo es crítico, ya que los peces, al no recibir el alimento extrusionado, podrían buscar el alimento entre los pequeños organismos presentes en el agua, infectándose de este modo por estos parásitos.

2. MÉTODOS DE DETECCIÓN DE ANISÁKIDOS EN EL PESCADO

Existe una preocupación creciente causada por la presencia de larvas de nematodos anisákidos en el pescado debido a que son una fuente importante de riesgo sanitario y un factor negativo en cuanto al aspecto comercial de los productos de la pesca. Por este motivo tanto la industria alimentaria como ciertos grupos de investigación han dirigido sus esfuerzos hacia el estudio de métodos de detección y control que reduzcan o eliminen totalmente la presencia de larvas viables de *Anisakis* en el pescado o en sus derivados antes de su comercialización. Para ello desarrollan procedimientos que permiten detectar las larvas en la pieza de pescado ya sea para eliminarlas o para controlar su presencia retirando lotes muy contaminados.

Actualmente se pueden utilizar varios métodos para determinar la infección con larvas de *Anisakis simplex* en el músculo o en las vísceras del pescado, aunque la mayoría de ellos exigen deteriorar la pieza en su totalidad. Hoy en día se tiende a desarrollar y perfeccionar los sistemas de detección automática. Son métodos que utilizan una fuente de energía que incide sobre la muestra y, a través de un detector y una imagen, muestra los parásitos que infectan el pescado. No obstante, hoy por hoy no se han desarrollado mucho este tipo de métodos para la detección de larvas de *Anisakis*.

Según Llanera-Reino *et al.* (2012) no existe una correlación directa entre el número de larvas presentes en el tracto digestivo con las presentes en la musculatura, por lo que las larvas deben buscarse en ambos sitios.

Se han desarrollado diferentes métodos para la detección de nematodos anisákidos en el pescado. De estos métodos, se pueden destacar:

- Examen visual simple.
- Transiluminación (candling).
- Iluminación con luz ultravioleta.
- Digestión ácida.
- Técnicas inmunológicas.
- Técnicas moleculares.

En la tabla 6 se muestra un resumen de las diferentes técnicas de detección, junto con sus ventajas y desventajas.

2.1. Examen visual simple

El examen visual simple es el método más sencillo para detectar las larvas de anisákidos en el pescado. Consiste en la búsqueda de las larvas en las vísceras y en el músculo del pescado mediante cortes de un espesor de 5 mm

aproximadamente. Para ello se utilizan tijeras y pinzas (FAO, 2006; Huang, 1990; Osanz-Mur, 2001).

Mediante este método no es posible la detección de la totalidad de los parásitos, consiguiendo una efectividad del 45-83 % con larvas ubicadas en el músculo de algunos tipos de pescado. Por tanto, este método no es aconsejable para examinar piezas de pescados de gran tamaño, como la merluza (Gago *et al.*, 2006).

La principal ventaja de este método es que es sencillo de ejecutar y no requiere de personal ni equipamiento especializado. Por otro lado, el inconveniente es que pueden darse falsos negativos, principalmente en pescados de gran tamaño como atunes o pez espada.

Aunque esta técnica de detección de parásitos en pescado no distingue entre parásitos vivos y muertos, es posible la observación de numerosos parásitos vivos en movimiento.

2.2. Transiluminación (*Candling*)

Consiste en proyectar una fuente luminosa por la parte inferior del pescado, normalmente con ayuda de mesas iluminadas.

Se utiliza una mesa con una superficie superior de vidrio o plexiglás con tubos fluorescentes en su interior, los cuales proporcionan una luz blanca. Para mejorar el resultado, se debe limitar la cantidad de luz ambiente.

Al colocar la pieza de pescado sobre la mesa iluminada las larvas se detectan como sombras oscuras en la carne, pudiéndose extraer con pinzas o cuchillo.

La luz que ilumine la caja por la parte superior debe limitarse, siendo importante que no puede incidir directamente la luz solar. Según documentos de la FDA, un operario experto puede manejar hasta 300 filetes por hora, aunque debido a la fatiga ocular no puede estar mucho tiempo, ya que con el paso de las horas la eficiencia decae (FAO, 2006).

Según Levsen *et al.* (2005), esta técnica tiene una baja eficacia, ya que solo se detectan entre un 7 y un 10 % de las larvas, especialmente en filetes de gran grosor.

Para poder aplicar esta técnica, el pescado debe estar descongelado, sin piel, y fileteado en láminas de 30 mm como máximo.

Si bien se trata de un método rápido y que no necesita de una elevada inversión ni especialización, no es recomendable en todos los casos dada su baja eficacia, ya que no se puede usar en pescados enteros ni de gran tamaño. Además, los trabajadores no pueden dedicar mucho tiempo a esta tarea debido a la fatiga ocular que provoca la luz incidente.

2.3. Iluminación con luz ultravioleta

Este método se basa en la característica de las larvas de anisákidos de brillar cuando les incide luz ultravioleta. Las larvas de *Contracaecum* aparecen con un color amarillento, mientras que las de *Anisakis* y *Pseudoterranova* aparecen con un color fluorescente azulado. Las larvas emiten una mayor fluorescencia cuando han sido congeladas y descongeladas previamente.

Se utiliza una luz ultravioleta con una longitud de onda de 366 nm. Este método se debe hacer en una habitación a oscuras y con la protección ocular precisa. Al incidir la luz ultravioleta en el filete, se distinguirán las larvas de la carne.

Se trata de un buen método a nivel de experimentación, ya que tiene una elevada eficacia y rapidez. Sin embargo, a nivel industrial tiene una escasa aplicabilidad debido a que es difícilmente automatizable, además de que requiere de la congelación y descongelación del pescado.

Aunque según Dixon (2006) este método no es capaz de distinguir entre larvas vivas o muertas, otros autores indican que únicamente las muertas emiten fluorescencia (Ubeira *et al.*, 2000).

Karl y Leinemann (1993) hicieron una modificación de este método, introduciendo los filetes entre dos planchas previa a su congelación, con lo que se hacen los filetes más finos y se aumenta la sensibilidad de la técnica.

Al igual que la transiluminación, esta técnica no es aplicable sobre piezas enteras de pescado ni sobre filetes de gran grosor.

2.4. Digestión ácida

Esta técnica consiste en realizar una digestión de las vísceras y la musculatura del pescado, reproduciendo las condiciones físico-químicas del estómago de los mamíferos para recuperar las larvas presentes en el pescado. Mediante este método es posible la detección de una elevada proporción de las larvas de anisákidos.

El método consiste en la inmersión, de la muestra de pescado en una solución con pepsina y ácido clorhídrico a pH 2 e incubarla a 37 °C con agitación suave (100 rpm), durante 24 horas o hasta que la muestra esté suficientemente digerida (Dixon, 2006). Tras esto, la muestra se pasa a través de un tamiz y los nematodos se trasladan a una placa Petri con solución salina.

Las larvas, que son capaces de sobrevivir a estas condiciones de digestión, pueden mostrar movimientos espontáneos cuando son punzadas con una aguja de disección. Sin embargo, los nematodos deben mostrar un movimiento espontáneo para considerarse viables (FAO, 2006).

Llanero-Reina *et al.* (2013) proponen una modificación del protocolo de digestión, que aumenta la velocidad de digestión del músculo, consiguiendo una digestión en 20 minutos del 99,67 % frente al 37,38 % del método CODEX. Las

modificaciones las realizan en la elección de la pepsina, la concentración utilizada y la homogenización previa de la muestra.

Además de tratarse de un método muy eficaz, es un método que no mata a los nematodos. Como inconveniente encontramos que es una técnica cara, destructiva de la muestra y lenta. Por todo esto, es una técnica muy útil en investigación, pero no es aplicable a nivel industrial.

2.5. Técnicas inmunológicas

Otro método de detección de las larvas de nematodos anisákidos es mediante la detección de antígenos de las larvas en el músculo del pescado.

Priebe *et al.* (1991) ya describieron la detección de anticuerpos de *Anisakis simplex* en el carbonero (*Pollachius virens*) utilizando el ELISA.

Solas *et al.* (2008) desarrollaron un ELISA para la detección del antígeno Ani s 4 en merluzas y boquerones mantenidos en refrigeración durante cinco días. Fueron capaces de detectar el Ani s 4 y otros antígenos en zonas no adyacentes a la ubicación de la larva y en donde la estructura de los sarcómeros estaba intacta. En un estudio posterior, Solas *et al.* (2009), detectaron antígenos de *Anisakis* (Ani s 4) en boquerones en vinagre, tanto congelados como refrigerados, mediante *immunoblotting* e inmunohistoquímica.

Rodríguez-Mahillo *et al.* (2010) describieron un método para la detección, en pescado fresco, congelado o cocinado, de antígenos de *Anisakis simplex*, mediante la técnica del *immunoblotting* obteniendo resultados positivos en merluzas (*Merluccius merluccius*) y boquerones (*Engraulis encrasicolus*), y negativos en sardinas (*Sardina pilchardus*), bacaladillas (*Micromesistius poutassou*), almejas (*Tapes decussatus*), gambas (*Parapanaeus longirostris*) y berberechos (*Cerastoderma edule*).

Si bien pueden considerarse unas técnicas válidas, existe la posibilidad de obtener falsos positivos ya que podrían encontrarse antígenos de *Anisakis* sin existir una parasitación real. Aún así, no está claro que se pueda detectar los antígenos en zonas alejadas del parásito, por lo que en parasitaciones leves, con una baja cantidad de larvas, podrían darse falsos negativos.

2.6. Técnicas moleculares

Recientemente en España se han llevado a cabo estudios centrados en el desarrollo de un método rápido y sensible para la detección de anisákidos en productos del mar sobre la base de la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), la cual permite detectar las larvas en cualquier producto pesquero.

Esta técnica supera las limitaciones de los procedimientos tradicionales ya que éstos no permiten analizar las especies muy grandes, ni ser aplicados a productos procesados. La principal novedad radica en que permite la detección simultánea y la identificación de las especies de anisákidos más importantes presentes en los

productos pesqueros y es altamente específico para los géneros *Anisakis*, *Pseudoterranova*, *Contracaecum* e *Hysterothylacium*, además su sensibilidad es muy elevada, ya que permite la detección del parásito aunque se encuentre en cantidades muy bajas en el producto analizado (Espiñeira *et al.*, 2010).

Los sistemas moleculares son adecuados para garantizar la ausencia de parásitos en los peces, cefalópodos y mariscos, lo que contribuye a mejorar la seguridad de los productos de la pesca y en consecuencia la salud de los consumidores.

Por otro lado, como ya se ha comentado anteriormente, estas técnicas se han mostrado muy eficaces a la hora de la identificación de las diferentes especies de anisákidos, tanto en larvas detectadas en el pescado como en pacientes humanos afectados por anisakiasis (Bernardi *et al.*, 2011; Borges *et al.*, 2012; Mattiucci *et al.*, 2004; Mattiucci *et al.*, 2011; Perteguer *et al.*, 2004; Setyobudi *et al.*, 2011).

Existen multitud de técnicas moleculares aunque la mayor parte se basan en el estudio de la PCR-RFLP. Con esta técnica se amplifica el ADN de anisákidos correspondiente a diferentes regiones del ADN del parásito, tanto del ADN nuclear como del ribosomal (regiones ITS-1, gen del ARN ribosomal 5.8S, ITS-2 y aproximadamente 70 pares de bases (pb) del gen del ARN ribosomal 28S). Los productos se digirieren posteriormente con la endonucleasa *Taq I* y por otra parte se secuencian. Se obtienen patrones de amplificación (fragmentos de 960 y 1.010 pb) y restricción diferentes según la especie de anisákido (*Anisakis simplex* / *Hysterothylacium aduncum*), que coinciden con los ya descritos para los mismos parásitos pero de otras procedencias geográficas, y se confirma una divergencia genómica (D'Amelio *et al.*, 2000; Perteguer *et al.*, 2004).

Otras técnicas de secuenciación analizan el fragmento de 629 pb de ADN mitocondrial correspondiente a la citocromo oxidasa 2 (*cox2*) (Bernardi *et al.*, 2011; Mattiucci y Nascetti, 2006; Valentini *et al.*, 2006). La especificidad del ensayo y la alta sensibilidad de la técnica, así como la ausencia de variaciones intraespecíficas, confirman la utilidad de esta prueba en la identificación de parásitos causantes de la anisakiasis humana, tanto en biopsias como a partir de las larvas extirpadas. Sin embargo, su utilidad es reducida a la hora de detectar la presencia o ausencia de nematodos anisákidos en pescado de consumo debido, principalmente, al coste que supone y a que se trata de un método destructivo de la muestra.

El uso de técnicas moleculares, como la PCR en sus diferentes versiones (PCR, RT-PCR o PCR-RFLP), también se está utilizando para estudiar los stocks de diferentes especies de peces o mamíferos marinos mediante el estudio de las poblaciones parásitas de nematodos anisákidos. Mediante esta técnica, Klimpel *et al.* (2011) describen la presencia del cachalote pigmeo (*Kogia breviceps*) y del cachalote enano (*Kogia sima*) por la presencia de *Anisakis paggiae* en una especie de pez abisal (*Anoplogaster cornuta*), que no migra de la zona de captura. Igualmente, Mattiucci *et al.* (2014) utilizaron la presencia de larvas de parásitos, incluidas las de nematodos anisákidos, para estudiar los diferentes stocks de pez espada (*Xiphias gladius*).

Como ya se ha comentado, las técnicas moleculares actuales permiten el estudio de los stocks de diferentes especies de peces o mamíferos marinos mediante el estudio de su parasitofauna (Klimpel *et al.*, 2011; Mattiucci *et al.*, 2014).

2.7. Otras técnicas de detección

Además de las técnicas previamente descritas, existen otros métodos como el método de la elución, que consiste en dejar sobre un tamiz la muestra de pescado e introducirla en un embudo (con la parte inferior cerrada) con solución salina. Al mantener la muestra durante una noche a temperatura ambiente, las larvas migran saliendo de la muestra y cayendo al fondo del embudo (Dixon, 2006; Jackson *et al.*, 1981).

Por otra parte, mejorando el sistema tradicional del *candling*, se ha desarrollado un sistema automatizado de análisis de imagen hiperespectral que es capaz de analizar, en condiciones industriales, un filete de bacalao por segundo, con una tasa de detección igual o superior al *candling*. Sin embargo, el gran número de falsos positivos (60 %) del sistema hace que sea difícilmente aplicable por la reducción de la capacidad de trabajo (Sivertsen *et al.*, 2011; Sivertsen *et al.*, 2012).

También se han desarrollado métodos de detección basados en la diferencia de conductividad del músculo del pescado y de los nematodos parásitos (Gago *et al.*, 2006). Este método de detección se basa en la diferencia que existe entre la conductividad del músculo del pescado y los nematodos que lo parasitan. Por ejemplo, la conductividad del músculo de bacalao es al menos 2000 veces mayor que la del *Anisakis*. Esta diferencia de conductividad indica que las propiedades eléctricas del músculo y del nematodo se pueden utilizar para detectar los parásitos.

Tabla 6. Ventajas e inconvenientes de las diferentes técnicas de detección de anisákidos.

Técnica	Ventajas	Inconvenientes
Examen visual simple	Muy sencillo No requiere ni equipos ni personal especializado	Poco eficaz No es adecuado para grandes piezas de pescado
Transiluminación	No es destructivo Rápido No requiere ni equipos ni personal especializado	Baja eficacia No adecuado para pescado con carne pigmentada Difícil automatizar Trabajo pesado para operarios No es adecuado para grandes piezas de pescado
UV	No es destructivo Rápido Adecuado para visualizar nematodos en carne pigmentada	Congelación y descongelación de la muestra Difícil automatizar No es adecuado para grandes piezas de pescado
Digestión	Muy eficaz	Destructiva Cara y tediosa A pequeña escala. Imposible automatizar
Diferencia de conductividad	Muy eficaz Posibilidad de automatización	Requiere equipos especiales Pocos estudios sobre implementación de la técnica No se pueden inspeccionar muestras con piel
Técnicas inmunológicas	Posibilidad de automatización	Posibilidad de falsos positivos y falsos negativos Equipos y personal especializado
Técnicas moleculares	Muy eficaz No es destructivo Posibilidad de automatización	Posibilidad de falsos positivos Equipos y personal especializado Muy cara y tediosa Pocos estudios sobre implementación de la técnica

3. LA ACUICULTURA

3.1. La acuicultura en el mundo

Según la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO, 2003), la acuicultura se define como la “cría de organismos acuáticos, comprendidos peces, moluscos, crustáceos y plantas. La cría supone la intervención humana para incrementar la producción; por ejemplo: concentrar poblaciones de peces, alimentarlos o protegerlos de los depredadores. La cría supone asimismo tener la propiedad de las poblaciones de peces que se estén cultivando”. Éste término engloba la producción de plantas acuáticas, moluscos, crustáceos y peces. Aparte existen denominaciones específicas para cada tipo de producción acuícola: piscicultura (producción de peces), miticultura (producción de mejillones), ostricultura (producción de ostras), salmonicultura (producción de salmónidos), ciprinicultura (producción de carpas), astacicultura (producción de cangrejo), etc.

La acuicultura se puede clasificar según diferentes criterios. Según el tipo de agua utilizada se puede hablar de acuicultura continental, en la que se utiliza agua de ríos, lagos y aguas salobres, y acuicultura marina, que utiliza la de mares y océanos. Existen granjas acuícolas de circuito abierto y circuito cerrado, reutilizando el agua de cultivo estas últimas. Las granjas extensivas e intensivas se diferencian según la cantidad de agua utilizada y la productividad de la instalación.

Aunque puede parecer una actividad relativamente reciente, la acuicultura tiene una larga historia. Existen vestigios en Hawái de estanques utilizados para el establecimiento de peces que datan de tiempos prehistóricos. En el año 1400 a. C. ya existían leyes para proteger las producciones de peces frente a los ladrones en la región Indo-Pacífica. El primer tratado de piscicultura se atribuye a Fam-Li (China), que está datado en el 475 a. C. En el antiguo Egipto existen referencias a la cría de Tilapia. Aristóteles, en *Historia de los Animales*, Libro VIII, 529a menciona “...los que están al cargo de los viveros de truchas...”. Aristóteles también habla del cultivo de ostras en la Antigua Grecia, al igual que Plinio en Roma. La cría de truchas y carpas se inició en la Edad Media en las abadías y monasterios de Europa Occidental. El descubrimiento de Stephen Ludvig Jakobi en 1758 de la fecundación artificial de huevos de trucha y salmón es considerado el inicio de la piscicultura moderna. A partir de la década de 1950, la piscicultura se comenzó a considerar una actividad industrial habiéndose experimentado un incremento espectacular en las últimas décadas. Tras estos inicios, dubitativos y tardíos si los comparamos con el desarrollo de otras producciones animales, la acuicultura se ha posicionado en la actualidad como una actividad innovadora y con la capacidad para proveer de alimentos de calidad y ser motor de desarrollo económico.

A partir de la década de los años sesenta, la producción acuícola mundial creció considerablemente y de forma sostenida. A pesar de que es perceptible en los

últimos años una ligera desaceleración en su crecimiento, el sector sigue manteniendo un ritmo medio superior al 6 % anual. Desde una producción inferior a 0,6 millones de toneladas en 1950, y un valor de menos de 400.000 €, superó los 83 millones de toneladas en 2011, con un valor global en primera venta de más de 108.000 M€ (Figura 11)(FAO, 2013).

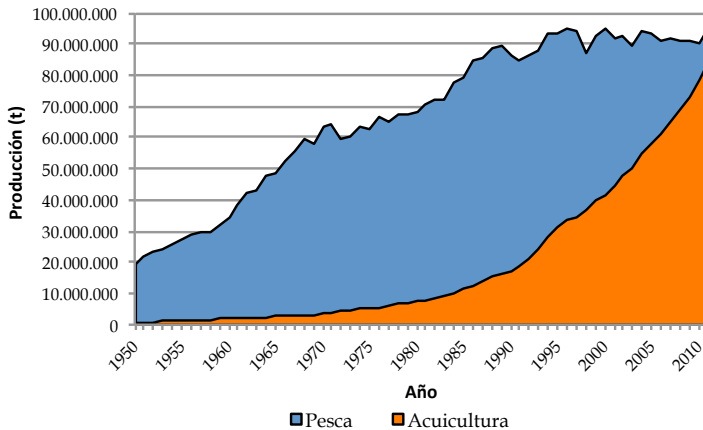


Figura 11. Evolución de la pesca y la acuicultura en el mundo (1950-2011)(t).

Fuente: FAO, 2013.

Según las estadísticas de la FAO, en el año 2013, último año del que se dispone de datos sobre producción global de acuicultura, ésta produjo a nivel mundial 83,7 millones de toneladas de productos acuáticos frente a las 94,6 millones de toneladas que proporcionó la pesca extractiva. Sin embargo, del total de productos aportados por la pesca, 24 millones de toneladas no van destinados al consumo humano directo por lo que, en la actualidad, más de la mitad de los productos acuáticos consumidos en el mundo provienen de la acuicultura.

Según las estimaciones de la FAO, en el año 2030 la acuicultura proveerá el 65 % de los alimentos acuáticos, que serán necesarios para suplir de alimento a la creciente población mundial (FAO, 2012). Este crecimiento espectacular de la acuicultura revela la capacidad de innovación emprendimiento y crecimiento sostenible, aprovechando eficientemente los recursos disponibles, tanto en países en vías de desarrollo como en países desarrollados. En un futuro, la acuicultura será la manera habitual de suministro de productos procedentes de masas de agua, como pasa actualmente con la ganadería terrestre. La acuicultura y la pesca deben afrontar el futuro como dos actividades complementarias responsables de proveer de productos alimenticios sanos y con una elevada calidad nutritiva, como son los productos acuáticos. En 1960, el consumo de productos acuáticos per cápita era de 9,9 kg. En 50 años, este dato prácticamente se ha duplicado alcanzando los 19 kg en 2011.

La actividad acuícola contribuye de manera importante y en numerosos países a reducir la pobreza, ya que incrementa los ingresos económicos de las familias y

favorece el acceso a los alimentos, fomenta el comercio local e internacional, provee divisas, ofrece oportunidades de empleo y mejora los retornos sobre el uso de los recursos. Según la FAO la acuicultura es una actividad que contribuye a la utilización eficaz de los recursos naturales, a la seguridad alimentaria y al desarrollo económico, con un limitado y controlable impacto sobre el medio ambiente.

El ritmo de crecimiento de la acuicultura es superior al de los demás sectores de producción de alimentos de origen animal. En el ámbito mundial, el sector ha aumentado por término medio el 6,5 % anual en la última década, frente a un crecimiento de sólo el 2,8 % en los sistemas terrestres de producción de carne. Pese a este notable crecimiento, el mismo se está ralentizando ya que había sido del 9,5 % en la década anterior (APROMAR, 2009).

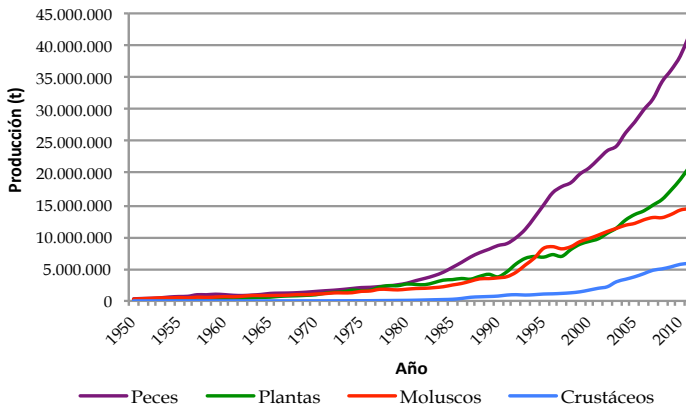


Figura 12. Evolución de la producción acuícola mundial por grupos (1950-2011)(t).

Fuente: FAO, 2013.

La acuicultura es una actividad en la que se trabaja con una amplia variedad de sistemas de producción y de especies. En 2009 se estaban produciendo en el mundo 450 especies diferentes en acuicultura, entre peces, moluscos, crustáceos, algas y otros. De ellas, 274 corresponden a especies de plantas y animales producidas en cantidades significativas (más de 100 t). Esta diversidad se debe al elevado número de organismos acuáticos que pueden adaptarse a los sistemas y condiciones de producción controlada. En 2011, prácticamente la mitad de la producción mundial de la acuicultura fueron peces (49,7 %), pero el incremento de la producción ha tenido lugar en todos los grupos de especies (FAO, 2013)(Figura 12).

A lo largo de los últimos treinta años, la acuicultura se ha desarrollado, se ha diversificado y ha registrado importantes adelantos tecnológicos. El potencial de estos avances para el crecimiento económico, tanto en países desarrollados como en países en vías de desarrollo, para la mejora del nivel de vida y para el incremento de la seguridad alimentaria, fueron reconocidos por la FAO en su

Declaración y Estrategia de Bangkok de 2000, que subraya que debe continuarse con su desarrollo hasta ofrecer todo su potencial a la humanidad.

3.2. La acuicultura en la Unión Europea

La acuicultura se presenta como una fuente importante de pescado de calidad en Europa, en 2009 se alcanzó una producción de 1.276.170 t, con lo que la acuicultura representó el 19,6 % del volumen de su producción acuática total. En algunas zonas costeras, es importante el papel que desarrolla la acuicultura en el desarrollo social y económico. En la UE, el consumo per cápita de productos acuáticos es de 23,3 kg/año. España, con 44,8 kg/año es el segundo consumidor por detrás de Portugal (61,6 kg/año) y muy por encima de los 4,6 kg/año de Bulgaria, que se sitúa a la cola en el consumo (APROMAR y ESACUA, 2013).

España, gracias principalmente a la producción de moluscos bivalvos, con 271.963 t en 2011 (21,5 % del total de la UE), es el Estado Miembro de la UE con una mayor producción en acuicultura. Le sigue Francia con 226.020 t (el 17,8 %) y el Reino Unido con 177.155 t (14,0 %). Sin embargo, en valor de producción, el Reino Unido es el principal Estado miembro productor con 789,9 M€ (20,5 % del valor total), seguido por Francia con 738,1 M€ (19,2 %) y Grecia con 576,2 M€. España ocupa la cuarta posición con 457,3 M€ (11,9 %)(APROMAR y ESACUA, 2013).

La producción de pescado en 2011 sumó 647.156 t, lo que supuso el 51,1 % en peso del total, y alcanzó en primera venta un valor de 2.799 M€ (72,3 % del total de la producción acuícola). Los moluscos cosechados sumaron 619.685 t, el 48,9 % del peso total, alcanzando un valor de 1.050 M€ (27,3 % del total). La UE produjo también 280 t de crustáceos, 125 t de plantas acuáticas y 2 t de otros invertebrados acuáticos (FAO, 2013).

En la UE, la principal especie es el mejillón (355.555 t), de la que se producen dos especies, el común (*Mytilus edulis*) y el mediterráneo (*Mytilus galloprovincialis*), no siempre adecuadamente diferenciadas en las estadísticas y entre las cuales existe hibridación en ciertas áreas. Tras el mejillón se sitúa la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*)(176.983 t) y el salmón atlántico (*Salmo salar*)(171.983 t). En valor en primera venta, el salmón atlántico es la primera especie de acuicultura (840 M€), seguida por la trucha arco iris (565 M€) y la dorada (*Sparus aurata*) (485 M€). Aún cuando la producción se ha mantenido prácticamente estable entre 2010 y 2011 (-0,1 %), hay que destacar el incremento en valor (34,1 %) del salmón atlántico (Tabla 7).

Tabla 7. Principales especies de peces producidas mediante acuicultura en la UE (t).

Especie	Producción (t)
Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	176.983
Salmón atlántico (<i>Salmo salar</i>)	171.034
Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	98.840
Carpa común (<i>Cyprinus carpio</i>)	73196
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	61.860
Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>)	11.138
Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>)	6.711
Pez gato (<i>Clarias gariepinus</i>)	5.334
Carpa plateada (<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>)	3.919
Trucha fario (<i>Salmo trutta</i>)	3.496
TOTAL 10 principales especies	612.239
Resto de especies	34.651
TOTAL ACUICULTURA PECES UE	647.156

Fuente: APROMAR y ESACUA, 2013.

3.3. La acuicultura en España

El territorio Español dispone de una gran cantidad de recursos hídricos sobre los que realizar la actividad acuícola (continental y marina). En España existe una extensa y variada costa, numerosos cursos fluviales, lagos y una gran capacidad de agua embalsada, además de una orografía y diversidad de climas que proporcionan las características ambientales y físico-químicas requeridas para el desarrollo de la actividad.

Las instalaciones acuícolas se adaptan a las necesidades de las especies que se producen y a las condiciones del medio físico. Así pues se pueden distinguir diferentes tipos de instalaciones.



Figura 13. Granja de producción de trucha arco iris de la C. Valenciana.

En tierra (agua dulce). Consisten en establecimientos construidos en obra sobre los márgenes de los ríos, de sus fuentes o en cualquier otro lugar con disponibilidad de agua superficial o subterránea que aprovechan la circulación natural del agua. Es el tipo de instalación en el que se lleva a cabo, por ejemplo, la producción de trucha arco iris (Figura 13).

En tierra (agua marina). Se trata de establecimientos construidos en obra sobre tierra firme y que obtienen el agua necesaria para el funcionamiento de la misma mediante bombeo desde captaciones en el mar, el agua se utiliza, se depura y se vuelve a verter al mar. Es el tipo de granja en el que se realiza la producción de rodaballo y las *Hatchery-Nursery* y preengorde de especies marinas. Estas instalaciones pueden ser de circuito cerrado o abierto, en función de si reutilizan el agua (Figura 14).



Figura 14. Granja de preengorde de especies marinas de la C. Valenciana.

En playa, zona intermareal y esteros. Son establecimientos de acuicultura en los que el cultivo se realiza en la zona más cercana a la costa, con profundidades no superiores a 3 m, con una mínima intervención física sobre el medio físico. Es el caso de la producción de almejas u ostras en zonas de playa o áreas intermareales en las que los animales son depositados directamente sobre el fondo oceánico. Es también el tipo de granjas localizadas en estanques excavados en la tierra en antiguas zonas salineras o marismas, siendo un ejemplo de ello los esteros para la producción de peces (Figura 15).



Figura 15. Estero en Andalucía.

En el mar en bateas y *long-lines*. Se trata de estructuras flotantes para la producción de moluscos bivalvos, como mejillón, ostras, zamburiñas, etc. Las bateas sirven para la producción de moluscos bivalvos, principalmente mejillón, mientras que los *long-lines* son estructuras no rígidas flotantes también dedicadas al cultivo de moluscos bivalvos (Figura 16).



Figura 16. Batea para producción de moluscos en el puerto de Sagunto (Valencia).



Figura 17. Granja de viveros flotantes en la C. Valenciana.

En el mar en viveros flotantes o submarinos (situados sobre el lecho oceánico). Estas instalaciones consisten en aros de plástico rígido que dan soporte y flotación a bolsas de red en el interior de las cuales se producen peces como la dorada, la lubina o la corvina (granjas flotantes) o estructuras de plástico rígido situadas sobre el lecho oceánico en las que se producen especies de peces (lenguado) y cefalópodos (Figura 17).

Existen instalaciones de acuicultura repartidas por todo el territorio nacional, siendo de un tipo u otro dependiendo de la orografía y las posibilidades de cada zona (Figura 18).

La producción primaria en España de productos acuáticos (pesca, marisqueo y acuicultura), aumentó en 2011 un 3,4 % respecto de 2010, hasta alcanzar 1.265.687 t. Mientras que la pesca creció un 2,3 %, la producción de acuicultura lo hizo en un 7,8 %. El principal recurso acuático vivo producido en España es el mejillón (*Mytilus edulis*), del que en 2011 se produjeron 212.556 t provenientes de la acuicultura. Por la parte de la pesca, la principal especie capturada por la flota española es el atún listado (*Katsuwonus pelamis*) de la que se capturaron 157.596 t. La producción de acuicultura en España en 2011 supuso un total de 271.963 t. Esta producción alcanzó un valor en su primera venta de 457,3 M€. En relación con la piscicultura, las principales especies producidas fueron dorada, trucha arco iris y lubina (Tabla 8)(FAO, 2013).

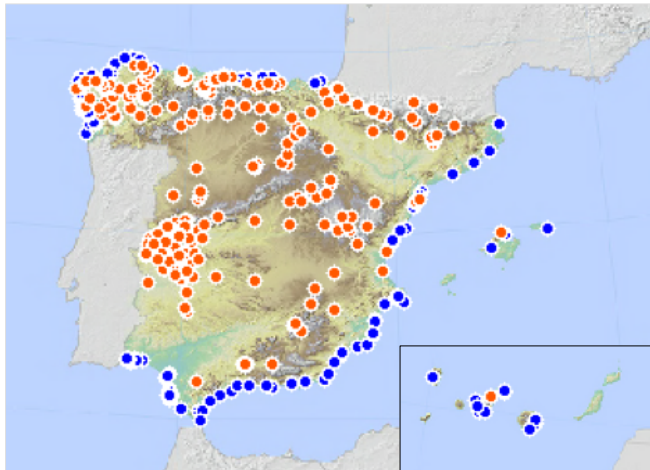


Figura 18. Distribución de las instalaciones de acuicultura en España.

Nota: acuicultura marina (azul) y acuicultura continental (rojo).

Fuente: JACUMAR, 2009.

Según datos de la FAO (2013) en relación a la producción de peces marinos, España ha pasado de producir 347 t en el año 1985 a 42.138 t en 2011. Esto supone un crecimiento medio interanual del 22,89 % en los últimos 26 años. Sin embargo, en los últimos años, este espectacular crecimiento se ha ralentizado, incluso estancado.

Tabla 8. Principales especies acuícolas producidas en España en 2013 (t).

Especie	Producción (t)
Mejillón (<i>Mytilus edulis</i>)	231.754*
Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	16.795
Trucha Arco Iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	16.781*
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	14.707
Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>)	6.814
Ostra Plana (<i>Ostrea edulis</i>) y Ostra rizada (<i>Crassostrea gigas</i>)	1.756*
Almeja japonesa (<i>Ruditapes philippinarum</i>)	1.081*
Lenguado senegalés (<i>Solea senegalensis</i>)	343
Anguila europea (<i>Anguilla anguilla</i>)	315
Almeja babosa (<i>Venerupis pullastra</i>)	210*
Almeja fina (<i>Tapes decusata</i>)	184*
Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)	89
Total	264.161

*Datos correspondientes al año 2012.

Fuente: APROMAR *et al.*, 2014.

Según APROMAR y ESACUA (2013), en España se produjeron en 2012 un total de 44.181 t de peces marinos, principalmente dorada (*Sparus aurata*), lubina (*Dicentrarchus labrax*), rodaballo (*Scophthalmus maximus*), anguila (*Anguilla anguilla*) y corvina (*Argyrosomus regius*). Aparte, en acuicultura continental, la especie más producida fue la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), con una producción de 16.818 t (Figura 19).

La Comunitat Valenciana es la principal productora de peces marinos de España, estando produciendo en el año 2012 aproximadamente el 30 % de estas especies (Tabla 9).

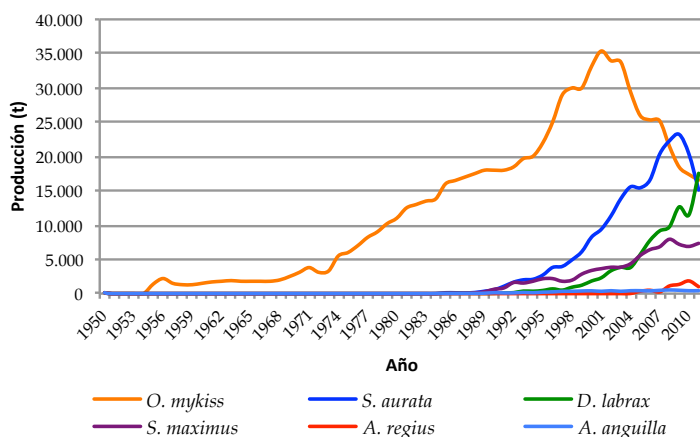


Figura 19. Evolución de las producciones de pescados de crianza en España (1950-2011)(t).

Fuente: FAO, 2013.

Tabla 9. Producción piscícola marina por Comunidades Autónomas en 2012 (t).

Especie	Producción (t)
Comunitat Valenciana	13.160
Región de Murcia	8.760
Galicia	8.202
Canarias	6.309
Andalucía	5.615
Cataluña	1.960
Otras CC.AA.	175
Total	44.181

Fuente: APROMAR y ESACUA, 2013.

A estas producciones de especies marinas habría que añadirles la producción de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), entre las que destacan como las CC.AA. con una mayor producción en 2012 Castilla y León (5.161 t; 27,7 %), Cataluña (4.530 t; 24,3 %), Galicia (7.111 t; 22,1 %) y Andalucía (1.261 t; 6,8 %) (APROMAR y ESACUA, 2013).

Teniendo en cuenta la producción de trucha arco iris, Galicia se situaría como segunda productora nacional de peces de acuicultura con 12.303 t, justo por detrás de la Comunitat Valenciana.

En 2011 había en España 5.120 establecimientos de acuicultura, de los cuales 4.937 eran de acuicultura marina o en aguas salobres y 183 lo eran de acuicultura continental (agua dulce). El número de establecimiento se ha reducido desde los 5.306 que había activos en 2003 (Tabla 10)(APROMAR y ESACUA, 2013).

Tabla 10. Número de establecimientos de acuicultura en activo en España en 2011, por tipo.

Tipo de establecimiento	Nº
En tierra firme (agua dulce)	183
En tierra firme (agua marina)	38
En playas, zona intermareal y esteros	1.193
En el mar en bateas y <i>long-lines</i>	3.659
En el mar en viveros (jaulas)	47
Total	5.120

Fuente: APROMAR y ESACUA, 2013

3.4. La acuicultura en la Comunitat Valenciana

En la Comunitat Valenciana se producen varias especies piscícolas, entre otras, dorada (*Sparus aurata*), lubina (*Dicentrarchus labrax*), corvina (*Argyrosomus regius*), anguila (*Anguilla anguilla*) y trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*).

Como se ha comentado, la Comunitat Valenciana es la primera productora de piscicultura marina de España (APROMAR *et al.*, 2014). En 2013, la Comunitat Valenciana continuó al frente de la producción nacional de dorada con 6.974 t, lo que supuso el 42 % de la producción nacional de esta especie. En relación con la lubina, con 2.500 t, se situó en cuarta posición (17,5 %). También fue primera productora nacional de anguila (350 t; 76,0 %) y segunda de corvina (600 t; 36,5 %).

En los últimos años, la producción piscícola de la Comunitat Valenciana ha sufrido un espectacular aumento, pasando de las 1.690 t del año 2000 a las 13.175 t de 2012. El crecimiento promedio del sector ha sido de un 23 % anual, a pesar de la caída de la producción sufrida en los últimos años (Tabla 11).

A estas producciones hay que añadirle la producción de moluscos bivalvos, principalmente la "clotxina" (*Mytilus galloprovincialis*), que cuenta con la Marca de Calidad CV "Clóchina de Valencia" y que, según datos de la Generalitat Valenciana, en 2012 alcanzó una producción cercana a las 300 t y un valor de 1,12 M€.

Teniendo en cuenta los precios medios de venta de las especies producidas en la Comunitat Valenciana, el valor de la producción en 2010 se situó alrededor de los 48 M€.

Tabla 11. Producción piscícola de la Comunitat Valenciana en los años 2000-2013 (t).

Especie	2000	2001	2002	2003	2004	2005	2006
Dorada (<i>S. aurata</i>)	1.072	2.213	2.812	3.849	3.650	4.580	6.695
Lubina (<i>D. labrax</i>)	178	212	368	627	585	959	1.820
Corvina (<i>A. regius</i>)	0	0	0	0	1	103	735
Anguila (<i>A. anguilla</i>)	340	315	300	260	300	315	248
Trucha arco iris (<i>O. mykiss</i>)	100	90	95	95	90	100	90
Total	1.690	2.830	3.575	4.831	4.626	6.057	9.588

Especie	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013
Dorada (<i>S. aurata</i>)	7.674	9.560	9.200	7.590	6.913	9.710	6.974
Lubina (<i>D. labrax</i>)	1.893	1.610	1.700	2.390	2.788	2.500	1.591
Corvina (<i>A. regius</i>)	375	500	450	828	1.510	600	89
Anguila (<i>A. anguilla</i>)	280	390	430	366	395	350	315
Trucha arco iris (<i>O. mykiss</i>)	90	85	80	70	70	15	15
Total	10.312	12.145	11.860	11.244	11.676	13.175	9.588

Fuente: Elaboración propia con datos de: APROMAR, 2005; APROMAR y ESACUA, 2013; APROMAR *et al.*, 2014.

3.4.1. Instalaciones acuícolas de la Comunitat Valenciana

Según los datos del Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (MAGRAMA, 2013a) actualmente hay en funcionamiento 39 instalaciones de acuicultura autorizadas en la Comunitat Valenciana, estando muchas de estas instalaciones autorizadas para la producción de más de una especie (Tabla 12).

Por provincias, la distribución es de 26 instalaciones en Valencia, 3 en Castellón y 10 en Alicante. Según el MAGRAMA, en la Comunitat Valenciana están autorizadas las siguientes instalaciones:

- 21 instalaciones autorizadas para la producción de mejillón mediterráneo (*Mytilus galloprovincialis*) y 4 instalaciones para otros moluscos, como la ostra plana (*Ostrea edulis*). Las mayoría de estas instalaciones de producción de mejillón de la Comunitat Valenciana se caracterizan por estar ubicadas en el interior de los puertos de Valencia y Sagunto y por utilizar bateas singulares, algunas de ellas centenarias, diferenciadas de las típicas bateas utilizadas en otras zonas de España, como puede ser Galicia.
- 11 instalaciones de engorde de especies marinas.
- Tres instalaciones *Hatchery-nursery* y preengorde de especies marinas.

- Una instalación de engorde de anguila y otras especies continentales.
- Una instalación de alevinaje y engorde de trucha arco iris.
- Tres instalaciones pertenecientes a la Consellería de Infraestructuras, Territorio y Medio Ambiente de la Generalitat Valenciana, dedicadas a la cría de especies destinadas a la repoblación.

De estas últimas, el Centro de Cultivo de Peces de Aguas Templadas, ubicado en Polinyà de Xúquer (Valencia), está dedicado a la cría de especies como la anguila (*Anguilla anguilla*), el fartet (*Aphanius iberus*), la colmilleja (*Cobitis paludica*), el espinoso (*Gasterosteus aculeatus*) o la madrilla del Júcar o Loina (*Chondrostoma arrigonis*).

El Centro de Cultivo de Peces de Aguas Frías, ubicado en la localidad de Tuéjar (Valencia), está dedicado a la cría de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), trucha común (*Salmo trutta*) y madrilla del Turia (*Chondrostoma turiense*).

La Piscifactoría del Palmar (Valencia), está dedicada a la producción de especies como el espinoso (*Gasterosteus aculeatus*), el samaruc (*Valencia hispanica*), la madrilla del Júcar (*Chondrostoma arrigonis*) y el fartet (*Aphanius iberus*).

Por último, existen varias instalaciones dedicadas a la investigación, entre los que se puede destacar el Instituto de Acuicultura Torre de la Sal, perteneciente al CSIC, en Cabanes (Castellón).

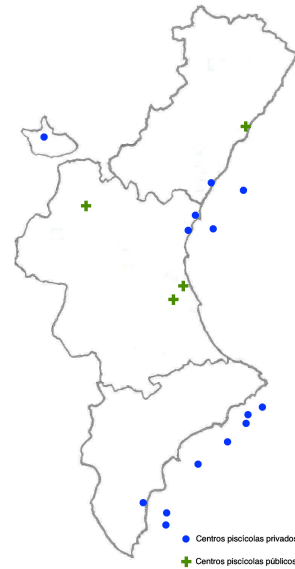


Figura 20. Ubicación de las instalaciones de producción piscícola de la C. Valenciana.

Tabla 12. Distribución de las especies autorizadas en la Comunitat Valenciana por instalaciones.

Especie	Instalaciones
Mejillón mediterráneo (<i>Mytilus galloprovincialis</i>)	21
Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	14
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	14
Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)	7
Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>)	2
Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	2
Otras especies piscícolas marinas	7
Otros moluscos	4

Fuente: MAGRAMA, 2013a.

4. PRINCIPALES ESPECIES PISCÍCOLAS PRODUCIDAS EN ESPAÑA

4.1. Dorada (*Sparus aurata*)

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Sparidae

Género: *Sparus*

Especie: *Sparus aurata* (Linneo, 1758)

Denominaciones:

- Castellano: Dorada (Figura 21)
- Valenciano: Orada
- Inglés: Gilthead seabream
- Francés: Dorade royale

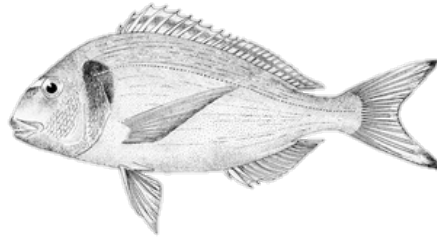


Figura 21. *Sparus aurata*
Fuente: FAO, 2005e.

La dorada (*Sparus aurata*) es un pez teleósteo, del orden de los Perciformes, perteneciente a la familia de Sparidae, que vive en ambientes marinos en zonas de aguas poco profundas, tanto de fondos arenosos como rocosos, del Atlántico oriental, desde las Islas Británicas hasta las costas de Sudáfrica y del mar Mediterráneo. Suele nadar a una profundidad de 5 a 30 m aunque no es extraño encontrarla a 150 m. Busca las lagunas litorales durante la época estival, prefiriendo el mar abierto en otoño.

La pesca de la dorada es muy estacional y se limita a los meses de otoño. Por ello, y dado el elevado precio que alcanzan los ejemplares de dorada salvaje, la producción en granjas acuícolas es muy elevada. Su cultivo se conoce desde el tiempo de los romanos y, actualmente, en la mayoría de países mediterráneos y en algunas costas del Atlántico, existen viveros para su cría. Esto hace que, actualmente, haya dorada en el mercado durante todo el año a un precio asequible.

El consumo de dorada en España ha crecido espectacularmente. Las cifras de su pesca extractiva se han mantenido constantes, siendo su producción en acuicultura la responsable del incremento de la dorada que llega al mercado.

4.1.1. Características generales

La dorada (Figura 22) presenta un cuerpo ovalado, alto, comprimido, con cabeza grande, labios anchos y ojos pequeños comparados con especies de la misma familia. La boca está situada en la parte inferior del rostro en posición frontal.

Posee una dentadura bien desarrollada, destacándose sus cuatro caninos, dispuestos en la parte frontal de la mandíbula, muy próximos entre sí.



Figura 22. Dorada (*Sparus aurata*).

Fuente: Cortesía de APROMAR.

Su piel es gris azulada oscura en el dorso, con reflejos grises y plateados en los laterales y blanco en el vientre. Posee grandes escamas y su carne es blanca y firme. Se distingue de otros peces por su característica banda dorada horizontal que tiene entre sus ojos, que le da el nombre, así como otras dos manchas de color negro, una situada en la región superior del opérculo y otra, menos marcada, al inicio de la línea lateral.

Las aletas pélvicas se encuentran en posición torácica, disponiendo de más de cinco radios. Su aleta dorsal es continua y está formada por 11 radios espinosos y 13 radios blandos. La aleta anal tiene 3 radios duros y 11-12 blandos. Las aletas pectorales son largas y puntiagudas, llegando su extremo distal al inicio de la anal. La aleta caudal es ahorquillada, con lóbulos acabados en punta (Ortega, 2008).

Algunos ejemplares de dorada salvaje alcanzan los 70 cm, si bien los ejemplares de crianza suelen tener unos 40-50 cm de longitud. Pueden llegar a alcanzar un peso de hasta 5 kg y vivir más de 10 años.

Es una especie eurihalina, con límites biológicos de salinidad comprendidos entre 3-70 ‰, aunque su salinidad óptima se sitúa en 30-38 ‰. Su rango de temperatura se sitúa entre los 5 y los 35 °C, si bien, a partir de temperaturas inferiores a 12 °C su ingesta se reduce. Su temperatura óptima se sitúa alrededor de los 24 °C (Ortega, 2008).

Se caracteriza por ser hermafrodita proterándrico, es decir, al nacer es macho, y después cambian el sexo a hembra. Durante el segundo año de vida se produce la primera maduración sexual, y tras ésta, la reversión a hembras de toda la población, si bien un porcentaje permanece como macho dependiendo de factores sociales (Ortega, 2008).

4.1.2. Ciclo biológico

En el medio natural, la época de puesta va desde noviembre hasta febrero, pudiendo cada hembra producir entre 500.000 hasta 3.000.000 huevos/kg de peso vivo. El huevo, cuyo diámetro es de aproximadamente de 0,9-1 mm, es esférico y transparente, y lleva en su interior una gota de grasa que otorga flotabilidad (Ortega, 2008).

El ciclo biológico de la dorada viene influenciado por el cambio de estación. Así, en primavera y verano, los alevines y juveniles buscan las mejores zonas para encontrar alimento, viviendo próximos a la costa y entrando con frecuencia en zonas estuarinas y lagunas litorales. En otoño, principalmente los individuos maduros, migran a mar abierto, estableciéndose en fondos de 25-50 m, ya que ahí encuentran condiciones más estables y temperaturas más suaves (FAO, 2005e).

4.1.3. Producción de dorada

Las primeras experiencias de cultivo de dorada en España se realizaron en la Planta de Cultivos Marinos del IEO en Lo Pagán (Murcia) en los años 70. A finales de los 90, con el desarrollo de las granjas en mar abierto, es cuando el cultivo de dorada se desarrolla industrialmente (Ortega, 2008).

La freza se puede hacer con fotoperiodo natural o con fotoperiodo artificial, de manera que tengamos puestas, de diferentes lotes de reproductores a lo largo de toda la temporada de producción. Tras la puesta, los huevos, flotantes, son recolectados e incubados 40-45 grados día (Ortega, 2008). Según autores, la eclosión está en el 70-90 % (Barnabé, 1991; Ortega, 2008).

Durante el pre-engorde, el crecimiento es exponencial, pudiendo alcanzar los 5 cm a los cinco meses de edad. Tras el pre-engorde, que dura entre 45 y 120 días, en función de la temperatura del agua, los alevines se trasladan a las instalaciones de engorde, en mar abierto o en esteros.

La talla comercial, de aproximadamente 400 g, se alcanza entre los 15 y los 18 meses. Esta diferencia depende, principalmente, de la época en la que se inicie la fase de engorde, ya que los animales sembrados tras el verano, aún siendo de la misma generación, crecerán menos que los sembrados antes por no haber tenido las altas temperaturas del verano. Los ejemplares criados en cautividad se alimentan, tras el cultivo larvario, con piensos extrusionados de forma que se acelera su crecimiento y se garantiza la seguridad alimentaria (Figura 23).

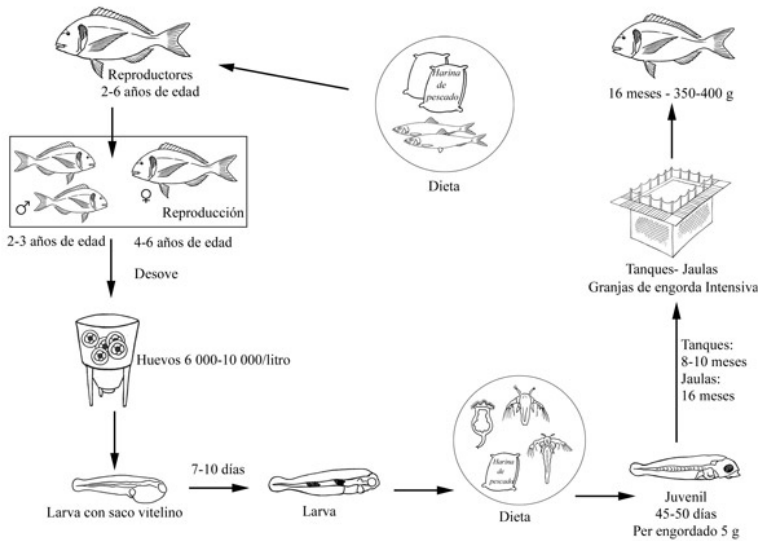


Figura 23. Ciclo productivo de la dorada (*Sparus aurata*).
Fuente: FAO, 2005e.

Según datos de la FAO (2013), la producción acuícola total de dorada (*Sparus aurata*) en Europa y el resto del mundo en 2011 fue de 154.820 t. Si bien la producción mundial continua aumentando, se observa en los últimos años una desaceleración en este crecimiento (Figura 24).

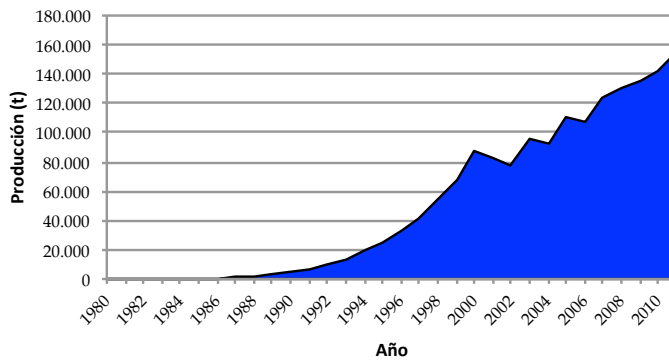


Figura 24. Evolución de la producción mundial de dorada (*Sparus aurata*) en el periodo 1980-2011.
Fuente: FAO, 2013.

Según la FAO (2013), los principales países productores de dorada son Grecia (70.900 t; 45,79 %), Turquía (32.187 t; 20,79 %), España (15.118 t; 9,76 %) y Egipto (14.155 t; 9,14 %). Producciones menores se dan en Italia, Túnez, Chipre, Croacia, Francia, Israel, Arabia Saudí, Malta, Portugal, y Albania, mientras que hay

producciones incipientes en República Dominicana, Emiratos Árabes Unidos, Bosnia, Argelia, Montenegro, Libia y Kuwait (Figura 25).



Figura 25. Países productores de dorada (*Sparus aurata*).

Fuente: FAO, 2005e.

4.1.1. Presencia de nematodos anisákidos

La dorada es una especie carnívora, por lo que su dieta en estado salvaje se basa principalmente en moluscos e invertebrados, aunque también pueden alimentarse de peces de pequeño tamaño, la abundancia relativa de los contenidos gastrointestinales varía con las zonas de procedencia, la edad y la época del año. Prefiere para su alimentación moluscos bivalvos y pequeños peces o cefalópodos (Ortega, 2008), pudiendo infectarse a través de la alimentación de individuos parasitados por nematodos anisákidos.

La dorada es una especie sensible a la infección por nematodos anisákidos. Kalay *et al.* (2009) estimaron una prevalencia del 6,25 % y una tasa media de infección de 1,92 larvas en doradas procedentes de la zona sur de Turquía. En ese mismo estudio se establece una prevalencia del 6,08 % en *Diplodus vulgaris*.

Dural *et al.* (2011) publicaron una prevalencia de *Hysterothylacium aduncum* del 45,65 % en doradas procedentes de la Bahía de Iskenderum (Turquía) y una parasitación media de 6,29 larvas/individuo.

Marino *et al.* (2013) demostraron la susceptibilidad de la dorada a la infección experimental con *Anisakis pegreffii*.

Salati *et al.* (2013) detectaron una prevalencia de *Contracaecum* spp. del 15,8 % y una infección media de 23 larvas/individuo en doradas de la isla de Cerdeña.

4.2. Lubina (*Dicentrarchus labrax*)

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Moronidae

Género: *Dicentrarchus*

Especie: *Dicentrarchus labrax*
(Linneo, 1758)

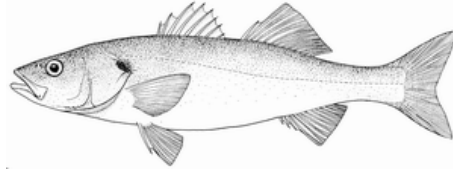


Figura 26. *Dicentrarchus labrax*.
Fuente: FAO, 2005b.

Denominaciones:

- Castellano: Lubina (Figura 26)
- Valenciano: Llobarro
- Inglés: European seabass
- Francés: Bar européen

La lubina (*Dicentrarchus labrax*), es un pez teleósteo, del orden de los Perciformes, perteneciente a la familia Moronidae (o Serranidae, según autores). Se trata de una especie demersal, litoral y errática, con desplazamientos restringidos. Nunca se aleja de la plataforma continental y permanece casi todo el tiempo en aguas superficiales. Habita fondos someros de máximo 20 m de profundidad. Se distribuye a lo largo del Atlántico (costas europeas y norteafricanas), del Mediterráneo y el Mar Negro. Llega por el Norte hasta Noruega y al Sur, por las costas africanas, hasta Dakar (Ortega, 2013).

4.2.1. Características generales

Es un pez con un cuerpo robusto, alargado y ligeramente comprimido que le da una configuración con una línea estilizada. Puede llegar a alcanzar 80 cm y pesar entre 5 y 7 kg. Tiene un dorso de color gris plateado a azulado, presentando reflejos metálicos azulados, verdosos o negruzcos. Los flancos son más claros y el vientre tiene colores plateados. Posee un punto difuso sobre el borde del opérculo. Posee un opérculo con dos espinas. La boca es terminal, ligeramente protractil. Posee dientes vomerianos. Tiene dos aletas dorsales separadas: la primera con 8-10 espinas y la segunda con 1 espina y 12-13 rayos blandos. La aleta anal tiene 3 espinas y 10-12 rayos blandos. La aleta caudal está moderadamente bifurcada. Color gris plateado a azulado sobre el cuerpo, plateado sobre los costados, vientre a veces teñido con amarillo (FAO, 2005b)(Figura 27).

Debido a su elevada eurihalinidad es capaz de remontar ríos así como de estar en lagunas costeras de elevada salinidad. El rango de salinidad que es capaz de soportar puede variar entre el 3 ‰ y concentraciones superiores al 60 ‰. Se trata de una especie euriterma, con una temperatura óptima de 24 °C, y un rango de

oscilación de entre 5-30 °C, disminuyendo su ingesta por debajo de los 12-17 °C (para la lubina mediterránea)(Ortega, 2013).



Figura 27. Lubina (*Dicentrarchus labrax*).
Fuente: Cortesía de APROMAR.

4.2.2. Ciclo biológico

En la lubina los sexos están separados, siendo normalmente los machos más pequeños. Así, según el sexo se observan características morfológicas diferentes; las hembras presentan una cabeza más larga y puntiaguda, una longitud predorsal y preanal superior y una mayor altura. En el Mediterráneo, los machos alcanzan la madurez sexual a los dos o tres años (300-400 g), mientras que las hembras alcanzan la madurez de los tres a los cuatro años (500-600 g). En el Atlántico la madurez es más tardía, comenzando uno o dos años más tarde la maduración sexual (Ortega, 2013).

En el Mediterráneo, la freza tiene lugar desde diciembre hasta finales de marzo. Sin embargo, en el Atlántico, la freza va desde enero hasta finales de marzo, pudiéndose ampliar hasta abril o mayo en algunas zonas. Antes de la freza, se observa un gran abultamiento del abdomen de la hembra. Hasta tres machos se colocan junto a la hembra y la siguen durante el periodo de puesta, que dura de cinco a diez minutos, poniendo hasta 300.000 huevos por kg de peso vivo (Ortega, 2013).

Los alevines migran a estuarios y zonas de aguas más tranquilas, encontrando alimento en abundancia, además de refugio contra las propias lubinas adultas y otras especies costeras, formando cardúmenes. Cuando alcanzan alrededor de los 300 g migran a zonas con fondos poco acusados, donde desarrollan su vida marina, volviéndose más solitaria y territorial, pudiéndose observar una mayor actividad en las horas nocturnas y los días nublados. La velocidad de crecimiento de la lubina, además de la temperatura, depende del sexo, creciendo más rápido las hembras que los machos. El crecimiento se retrasa en el momento de la madurez sexual.

4.2.3. Producción de lubina

Las primeras experiencias de engorde de lubina se realizaron en estanques en tierra en 1976. Sin embargo, ya desde principios del s. XX se capturaban alevines de lubina (entre otras especies) para engordarlos en los “valli” italianos o en lagunas alrededor del estanque Arcachon (Francia)(Barnabé, 1991).

El cultivo de lubina es muy similar al de la dorada, criándose habitualmente en las mismas instalaciones. Sin embargo, la distribución de la lubina es desigual según zonas, ya que es más sensible a las condiciones ambientales, pudiendo no crecer bien en determinadas instalaciones, ya sea por una mayor presencia de problemas patológicos, como por calidad del agua o temperatura. La lubina alcanza la talla comercial de 400 g alrededor de los 18 meses (Figura 28).

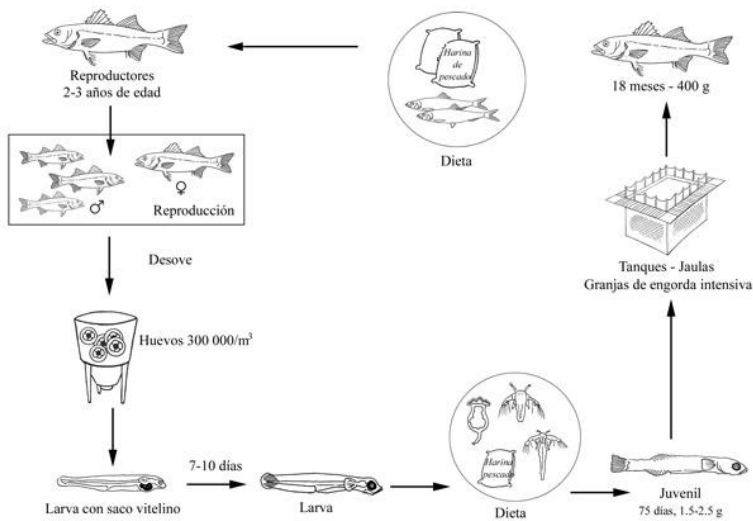


Figura 28. Ciclo productivo de la lubina (*Dicentrarchus labrax*).

Fuente: FAO, 2005b.

Las lubinas cultivadas en cautividad se alimentan, tras el cultivo larvario, con piensos extrusionados de forma que se maximiza su crecimiento y se garantiza la seguridad alimentaria.

Según datos de la FAO (2013), la producción acuícola total de lubina (*Dicentrarchus labrax*) en Europa y el resto del mundo fue en 2011 de 144.364 t. Al igual que en el caso de la dorada, el crecimiento anual de la producción mundial de lubina está desacelerándose, habiendo incluso a sufrir una caída en la producción en 2009 con respecto al año anterior (Figura 29).

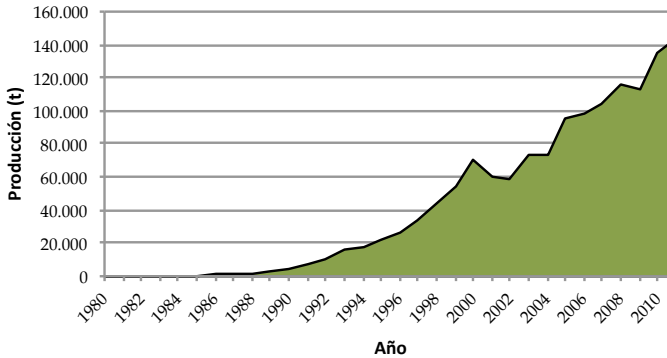


Figura 29. Evolución de la producción mundial de lubina (*Dicentrarchus labrax*) en el periodo 1980-2011.

Fuente: FAO, 2013.

Según la FAO (2013) los principales países productores de lubina son Turquía (47.013 t; 32,57 %), Grecia (44.100 t; 30,55 %), Egipto (17.714 t; 12,16 8,4 %), España (17.547 t; 12,16 %) e Italia (6.500 t; 4,50 %). Otros países con producciones menores son Francia, Túnez, Croacia, Chipre, Portugal, Israel, Libia, Albania, Argelia, Bosnia, Marruecos, Montenegro, Eslovenia y Malta (Figura 30).



Figura 30. Países productores de lubina (*Dicentrarchus labrax*).

Fuente: FAO, 2005b.

4.2.1. Presencia de nematodos anisákidos

La lubina es una especie cazadora muy voraz, que se alimenta de otros peces y cefalópodos, langostinos y, en menor medida, otros crustáceos (Ortega, 2013), que pueden ser portadores de larvas de anisákidos.

En la lubina se han realizado numerosos estudios sobre la presencia de nematodos anisákidos en individuos salvajes. Sterud (2002), detectó larvas de *Anisakis simplex* (p=15 %) y de *Hysterothylacium aduncum* (p=46 %) en lubinas salvajes en Noruega.

Bernardi (2009) reportó una prevalencia entre el 65,27 % y el 89,36 % (prevalencia media del 73,61 %), en función del peso, en lubinas provenientes del Atlántico Noreste (Zona FAO 27).

Bernardi *et al.* (2011) determinaron una prevalencia del 97,5 % en lubinas salvajes procedentes del Atlántico Noreste (Zona FAO 27). La Prevalencia en vísceras fue del 95 %, con una infección media de 96,39 larvas. En filetes, la prevalencia fue del 42,5 % y la tasa media de infección de 1,9.

Morsy *et al.* (2012) determinaron una prevalencia de *Anisakis* sp. del 76,7 % habiendo analizado 300 lubinas provenientes de las costas cercanas a Alejandría (Egipto). La intensidad de infección fue de 3-17 larvas/pez. La mayor parte de las larvas (80 %) se encontraron en el intestino. También se localizaron en el hígado, estómago, aletas, ovarios y útero.

Macrì *et al.* (2012) demostró la posibilidad de transmisión pez a pez en la lubina, mediante la introducción de larvas L3 de *Anisakis pegreffii* vía endoscópica. En su discusión, alude a que la dieta de la lubina no suele incluir hospedadores intermediarios de anisákidos, de ahí, según el autor, las pocas referencias a lubinas con nematodos.

4.3. Rodaballo (*Scophthalmus maximus*)

Clase: Actinopterygii

Orden: Pleuronectiformes

Familia: Scopthalmidae

Género: *Scophthalmus*

Especie: *Scophthalmus maximus* (Linnaeus, 1758)

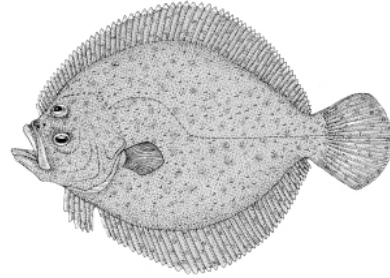


Figura 31. *Scophthalmus maximus*.
Fuente: FAO, 2005d.

Denominaciones:

- Castellano: Rodaballo (Figura 31)
- Valenciano: Rèmol Empetxinat
- Inglés: Turbot
- Francés: Turbot

El Rodaballo (*Scophthalmus maximus*, también conocido como *Psetta maxima*) es un pez teleósteo del orden de los Pleuronectiformes, perteneciente a la familia Scopthalmidae. Es una especie marina bentónica, que vive sobre fondos arenosos y fangosos, en profundidades de hasta 100 m. Los individuos más jóvenes se encuentran en zonas menos profundas.

4.3.1. Características generales

Se trata de un pez plano con cuerpo asimétrico y casi redondo (ojos sobre el lado izquierdo). Piel sin escamas pero con protuberancias óseas irregularmente distribuidas. Boca grande y ojos pequeños. Las aletas dorsal y anal se expanden ampliamente sobre los costados dorsal y ventral. El lado ciego (derecho) de color blanquecino y el lado del ojo con coloración variable, generalmente café-grisácea con puntos oscuros, imitando el color del sustrato (Figura 32).

Tienen hábitos carnívoros, alimentándose los juveniles de moluscos y crustáceos, y los adultos de peces y cefalópodos (Rodríguez, 2011).

4.3.2. Ciclo biológico

El rodaballo es una especie con sexos separados, realizando el desove de manera secuencial (cada 2-4 días). En el Mediterráneo, la freza se produce entre febrero y abril, mientras que en el Atlántico se produce entre mayo y julio. Los huevos tienen una sola gota de grasa. Los huevos son pelágicos, con forma esférica y tienen un diámetro de 0,9-1,2 mm. El desarrollo embrionario lleva 60-70 días. Después de eclosionar, las larvas de rodaballo miden 2,7-3,1 mm de longitud y son simétricas (Rodríguez, 2011).



Figura 32. Rodaballo (*Scophthalmus maximus*).

Fuente: Cortesía de APROMAR.

El rodaballo sufre una metamorfosis, que se inicia hacia el día 15 y finaliza sobre el día 30, cuando la larva mide unos 15-20 mm. En ese momento, el ojo derecho ha migrado al lado izquierdo y se ha reabsorbido la vejiga natatoria (Rodríguez, 2011).

4.3.3. Producción de rodaballo

La producción de rodaballo se inicia, a principios de los años 80, en Escocia, pasando después a Francia y, finalmente, a España en 1983, cuando se establece en O Grove la primera granja (Rodríguez, 2011). La producción de rodaballo en España se ha desarrollado notablemente, gracias a las condiciones oceanográficas de algunas zonas del litoral, principalmente de las costas gallegas.

Los reproductores son mantenidos en tanques de 20-40 m³ a densidades de 3-6 kg/m³. Tras la estimulación de los reproductores, se extraen los gametos masculinos y femeninos mediante masaje abdominal y se realiza la fecundación externa. El periodo de incubación es de 60-70 grados día, y la tasa de eclosión superior al 70 %. Tras la eclosión, las larvas se alimentan de las reservas del saco vitelino. Al tercer día, las larvas abren la boca y comienza la alimentación con rotífero y, posteriormente, con *Artemia*. En la fase de engorde se pueden alcanzar densidades de has 40-50 kg/m². La talla comercial varía desde los 400 g hasta más de 3 kg, comercializándose habitualmente enteros (Rodríguez, 2011)(Figura 33).

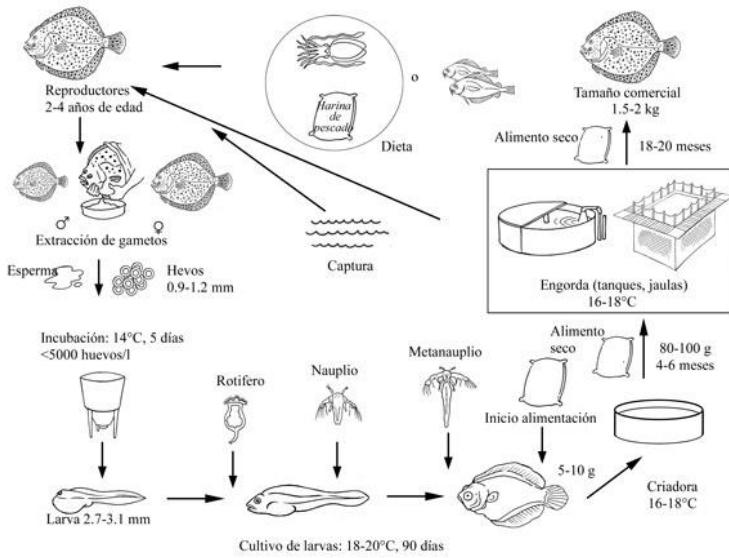


Figura 33. Ciclo productivo del rodaballo (*Scophthalmus maximus*).

Fuente: FAO, 2005d.

Según las estadísticas publicadas por la FAO (2013), China produjo 64.000 t de rodaballo en 2011 (sin especificar si se trata de *Scophthalmus maximus* o de otra especie). En total, la producción mundial estaría alrededor de las 75.400 t en 2011 (Figura 34).

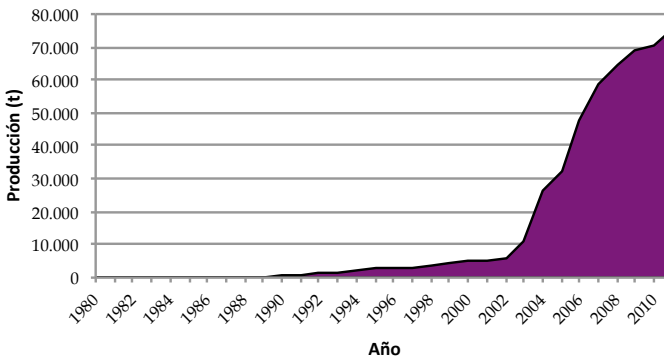


Figura 34. Evolución de la producción mundial de rodaballo (*Scophthalmus maximus*) en el período 1980-2011 (t).

Fuente: FAO, 2013.

La producción europea de rodaballo (*Scophthalmus maximus*) alcanzó las 12.842 t en 2012. España se sitúa como primer productor europeo con 7.970 t (63,6%). En segundo lugar, se sitúa Portugal, que con 4.000 t (31,2 %), habiendo duplicado su producción en tan solo dos años. El resto de países europeos (Francia, Países

Bajos, Reino Unido, Islandia y Dinamarca) tienen una producción sustancialmente menor. Fuera de la UE, Chile tiene una producción de 252 t (2,21 %)(Figura 35).

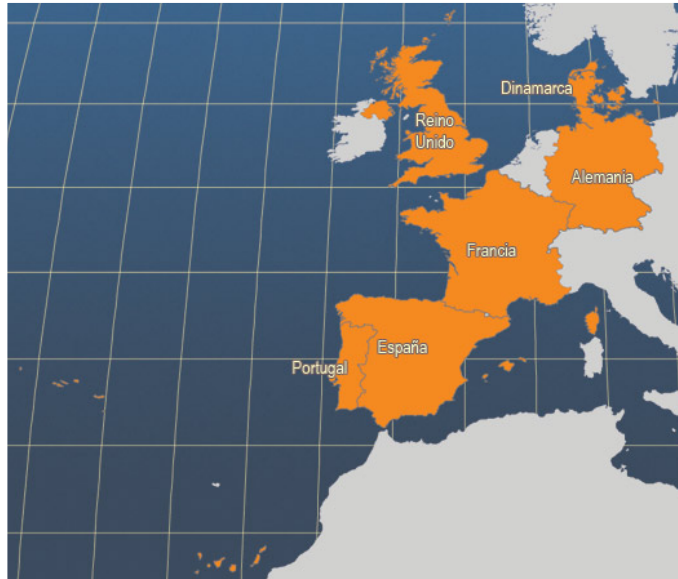


Figura 35. Países productores de rodaballo (*Scophthalmus maximus*).
Fuente: FAO, 2005d.

4.3.1. Presencia de nematodos anisákidos

El rodaballo es una especie carnívora y cazadora activa, por lo que es susceptible de capturar presas infectadas por nematodos anisákidos.

Son varias las referencias respecto a la presencia de nematodos anisákidos en rodaballo. Así, Cordero *et al.* (1994) indica la presencia de *Hysterothylacium aduncum*. Sanmartín *et al.* (1994) describen la presencia de *Hysterothylacium aduncum* en rodaballo ($p=1,6\%$). Ubeira *et al.* (2000) indica una prevalencia de *Anisakis simplex* en el rodaballo del 20 % en pescados adquiridos en lonjas y mercados españoles. Álvarez *et al.* (2002) establecieron una prevalencia del 1,3 % de *Hysterothylacium aduncum* en rodaballo. Skov *et al.* (2009), en Dinamarca, detectaron nematodos anisákidos en 8 de las 10 especies procedentes de la pesca extractiva estudiadas ($p=69\%$), describiendo una prevalencia del 10 % en el rodaballo.

4.4. Corvina (*Argyrosomus regius*)

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Scianidae

Género: *Argyrosomus*

Especie: *A. regius* (Asso, 1801)

Denominaciones:

- Castellano: Corvina (Figura 36)
- Valenciano: Corball
- Inglés: Meagre
- Francés: Maigre commun

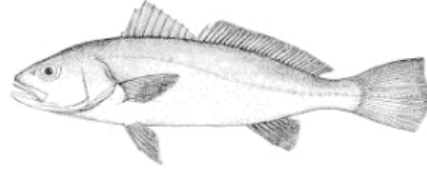


Figura 36. *Argyrosomus regius*.
Fuente: FAO, 2005a.

La corvina (*Argyrosomus regius*) es un pez teleósteo, del orden Perciformes, perteneciente a la familia Scianidae. Se trata de un pez con características muy parecidas a la lubina cuya localización se ha vuelto cada vez más escasa en Europa. Antiguamente se consideraba una especie muy abundante, aunque actualmente sólo abunda en las desembocaduras de los ríos Garona, Guadiana y Guadalquivir. Se trata de una especie que habita en la zona litoral demersal en zonas con fondos rocosos o de *Posidonia oceanica* a profundidades de 15-200 m y de hábitos gregarios (Cárdenas, 2011).

4.4.1. Características generales

Pueden alcanzar una longitud de hasta 2 m, con pesos superiores a los 50 kg, si bien la talla más habitual de captura es de 50-100 cm. Es una especie euriterma y eurihalina, soportando temperaturas entre 2-38 °C, con una temperatura óptima de 17-21 °C y salinidades de 3-39 ‰ (Cárdenas, 2011; FAO, 2005a).

Debido a su rápido crecimiento y alto índice de conversión, esta especie parece tener un gran futuro para el mercado de la transformación en filetes y rodajas. Puede ser engordada en viveros en mar abierto o tanques de tierra.

La corvina (Figura 37) tiene un color variable pudiendo observarse desde tonalidades oscuras hasta colores claros, plata, azulados o verdosos con puntos en los costados. Tiene dos aletas dorsales. La primera con 9-10 radios duros y la segunda, mucho más larga, con 1 radio duro y 26 radios blandos. La aleta anal tiene dos radios duros y 7-8 blandos. Las aletas pélvicas están en posición torácica y son de tamaño similar a las pectorales. La aleta caudal tiene una forma recta o con forma de S. El tracto digestivo de la corvina, es corto, lo que evidencia su alimentación carnívora. Se alimenta de poliquetos, crustáceos, equinodermos, moluscos y especies de peces más pequeños, como clupeidos y mugílidos. Con su

vejiga natatoria pueden producir un ronquido típico y posee unos otolitos característicos de gran tamaño (Cárdenas, 2011; FAO, 2005a).



Figura 37. Corvina (*Argyrosomus regius*).
Fuente: Cortesía de APROMAR.

4.4.2. Ciclo biológico

Las hembras comienzan a reproducirse cuando alcanzan una talla de unos 86 cm (7,5 kg) y los machos a los 64 cm (4,0 kg), alrededor de los 4-5 años de edad. La corvina se reproduce en un período comprendido entre la primavera y el verano. En este sentido, durante los meses de marzo a julio los adultos se acercan a las aguas costeras, e incluso penetran en las rías y estuarios, para el desove. Los juveniles dejan las zonas de reproducción tras el verano, migrando a zonas costeras. Tras el invierno vuelven a las zonas estuarinas en una migración determinada por la variación de la temperatura del agua (Cárdenas, 2011; FAO, 2005a).

4.4.1. Producción de corvina

La producción de corvina se inició en Francia en 1997, expandiéndose después a otros países como España. El sistema productivo de la corvina es muy similar al de la dorada y la lubina, criándose habitualmente en las mismas instalaciones. La corvina alcanza la talla comercial de 800-1.000 g en un año con temperaturas óptimas (Cárdenas, 2011)(Figura 38).

El crecimiento de la producción ha sido espectacular en los últimos años, ya que en el año 2000 tan solo se producían 33 t a nivel mundial y en 2011 se alcanzaron 13.741 t. Estas cantidades son bajas comparadas con otras producciones acuícolas, pero el incremento supone una esperanza a la consolidación de la corvina como una especie de gran interés para el futuro. Sin embargo, el crecimiento desigual de diferentes lotes, que ha hecho que algunos productores desistan de esta especie, junto con las dificultades para su comercialización por el escaso conocimiento por parte del consumidor, ha provocado que la producción no acabe de despegar y tenga grandes altibajos, sobretodo en España (Figura 39).

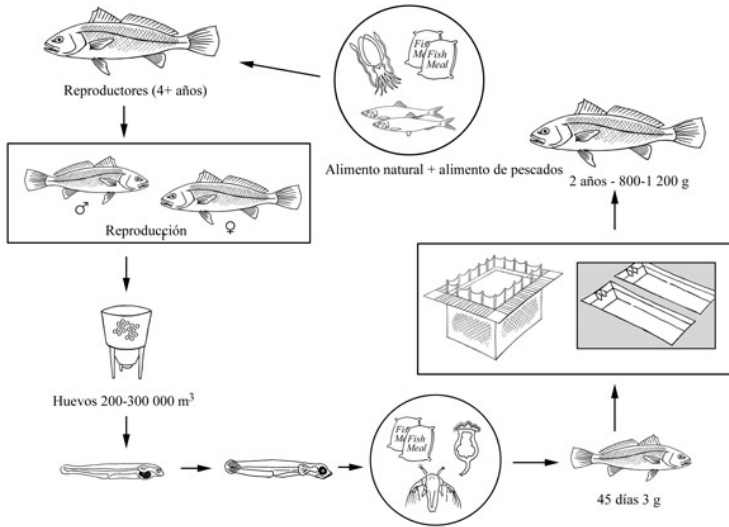


Figura 38. Ciclo productivo de la corvina (*Argyrosomus regius*).
Fuente: FAO, 2005a.

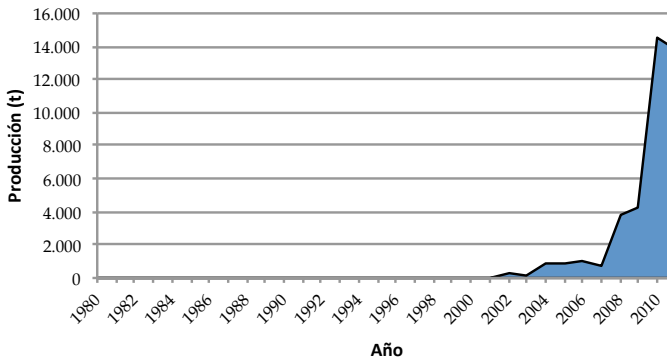


Figura 39. Evolución de la producción mundial de corvina (*Argyrosomus regius*) en el periodo 1980-2011 (t).
Fuente: FAO, 2013.

Los principales países productores de corvina son Egipto (12.092 t; 88,01 %), España (1005 t; 7,31 %), Francia (400 t; 2,91 %), Italia (150 t; 1,09 %), Chipre (40 t; 0,29 %), Croacia (39 t; 0,28 %) y Portugal (14; 0,10 %)(Figura 40).



Figura 40. Países productores de corvina (*Argyrosomus regius*).

Fuente: FAO, 2005a.

4.4.1. Presencia de nematodos anisákidos

En relación con la corvina (*Argyrosomus regius*) no se han encontrado referencias bibliográficas sobre su parasitación por nematodos anisákidos. Sin embargo, si que existen referencias a la parasitación de una especie del mismo género, *Argyrosomus argentatus* (Chao, 1985; Chen *et al.*, 2014; Wang *et al.*, 2010), por lo que es de suponer que la corvina también es sensible. Además, los hábitos alimenticios carnívoros hacen suponer la susceptibilidad de la especie a la parasitación por anisákidos.

4.5. *Anguila europea (Anguilla anguilla)*

Clase: Actinopterygii

Orden: Anguiliformes

Familia: Anguillidae

Género: *Anguilla*

Especie: *A. anguilla* (Linneo, 1758)

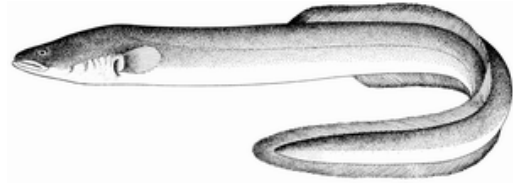


Figura 41. *Anguilla anguilla*.

Fuente: FAO, 2004.

Denominaciones:

- Castellano: Anguila europea (Figura 41)
- Valenciano: Anguila
- Inglés: European eel
- Francés: Anguille d'Europe

La anguila europea (*Anguilla anguilla*) es un pez teleósteo catádro del orden de los Anguiliformes, perteneciente a la familia Anguillidae.

Tal y como se indica en el Plan de Gestión de la Anguila Europea en España, (MAGRAMA, 2009) "la *Anguilla anguilla* es una especie autóctona en España, cuya población ha sufrido un importante declive en los últimos años al igual que en el resto de Europa (informes ICES). La construcción de grandes presas a partir de los años 60 ha provocado además su desaparición de la mayor parte de las cuencas interiores de la península ibérica, quedando las actuales poblaciones relegadas a las franjas costeras. Las formas de aprovechamiento y gestión de las pesquerías son muy distintas entre las distintas Comunidades Autónomas, siendo en general de carácter tradicional".

Su morfología serpentiforme y sus particularidades fisiológicas hacen que se desarrolle en hábitats muy diversos, desplazándose incluso fuera del agua. Esto hace que en diferentes culturas haya formado parte de leyendas y tradiciones y se la haya infundido un aura mágica (Mas y Barrera, 1989).

Además de la valorada angula, la anguila forma parte de la gastronomía de numerosas culturas, ya sea el "all-i-pebre", ahumada, al horno, etc.

4.5.1. *Características generales*

El cuerpo de la anguila es alargado, serpentiforme, cilíndrico en el tronco y comprimido en la parte caudal. Tiene una larga aleta impar resultante de la fusión de la aleta dorsal con la caudal y la anal. No tienen aletas pelvianas. Las pectorales están bien desarrolladas y todas poseen radios simples, no espinosos. Presentan escamas muy pequeñas sobre una piel rica en glándulas que segregan una

mucosidad abundante, que las convierte en muy viscosas y resbaladizas. La mucosidad les confiere protección frente al medio que las rodea (Figura 42).

Una característica de la anguila que le confiere, si cabe, una mayor resistencia es la capacidad de respiración cutánea, que puede llegar hasta el 60 %.

Tienen una mandíbula inferior que sobresale sobre la superior. La boca posee dientes pequeños y dispuestos en bandas estrechas y en el vómer. Las aberturas branquiales se encuentran en los flancos de la cabeza y posee una línea lateral muy marcada. La coloración varía con la edad y el lugar donde habitan. Se puede encontrar anguilas de color verdoso, amarillento, marrón, negro, grisáceo o plateado. Las anguilas maduras sexualmente poseen un color negruzco en la zona dorsal y plateada la ventral, con una banda de color bronce separando ambas de manera longitudinal.

Los machos pueden llegar hasta 50 cm de longitud y un peso entre los 150 y 200 g, mientras que las hembras pueden alcanzar un mayor tamaño, llegando a 1,5 m de longitud y 5 kg de peso.



Figura 42. Anguila Europea (*Anguilla anguilla*).

Fuente: MAGRAMA, 2013b.

4.5.2. Ciclo biológico

Desde la época de la Grecia Clásica, Roma, e incluso la civilización egipcia, se encuentran referencias a la anguila y sus curiosidades. Dado su complejo ciclo biológico, Aristóteles, en su libro Historia de los Animales, afirma que la anguila es el único animal “sanguino” cuya reproducción sólo se puede explicar por la generación espontánea. A pesar de su error sobre la generación espontánea de las anguilas, Aristóteles interpretó acertadamente que la anguila es el alevín de la anguila.

Hasta los descubrimientos realizados por el oceanógrafo danés, Johannes Schmidt (1877-1933), entre 1904 y 1915, no estaba claro el ciclo biológico de la anguila (Schmidt, 1922).

Schmidt capturó ejemplares de leptocefalos en diferentes zonas del Océano Atlántico, midiéndolos. Así, como puede verse en su carta de distribución de larvas leptocefalas (Figura 43), comprobó que el tamaño disminuía conforme más se acercaba al Mar de los Sargazos. Allí sólo era posible capturar ejemplares de 10 mm de longitud, mientras que en las costas europeas se capturaban ejemplares de 75 mm.

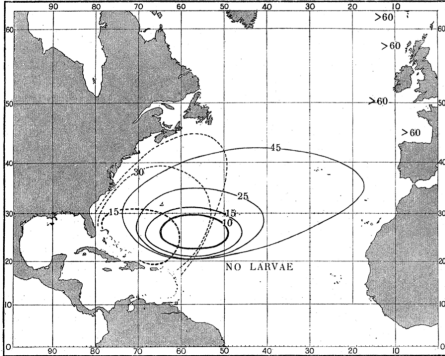


Figura 43. Carta de Johannes Schmidt mostrando la distribución de larvas leptocefalas de *A. anguilla* en el océano Atlántico.

Fuente: Schmidt, 1922.



Figura 44. Alevines de anguilla (angulas).

Fuente: Cortesía de Valenciana de Acuicultura, s.a.

Schmidt también pudo comprobar que todas las anguilas europeas pertenecen a la misma especie, por lo que el lugar de freza debía ser el mismo para todas las anguilas. Por tanto, las anguilas maduras, migran desde los ríos hasta el mar y migran hasta el Mar de los Sargazos, entre los 22° y 30° latitud Norte y los 48° y 65° longitud Oeste. Esta zona se encuentra a más de 5.000 km de distancia desde los ríos europeos, y es la misma distancia que tienen que recorrer las larvas en su regreso de vuelta en un viaje que dura de dos a tres años.

La anguila se reproduce a profundidades de hasta 2.000 m, realizando una puesta que se supone pelágica. La larva recién eclosionada mide 5-7 mm y sufrirá varias metamorfosis hasta convertirse en angula antes de entrar en el río (Figura 44). La migración desde el Mar de los Sargazos la realiza aprovechando la Corriente del Golfo, realizando también migraciones verticales, subiendo a aguas poco profundas por la noche y bajando a mayor profundidad durante el día.

El viaje dura de dos a tres años, y llega a las costas según la temperatura y el flujo de la Corriente del Golfo: a las costas de la Península Ibérica llega principalmente desde noviembre a febrero, a las francesas de enero a abril y a las costas inglesas y de los países de Norte de Europa de abril a mayo.

La larva, denominada leptocefalo (aplastadas y aspecto de hoja), sufre una transformación profunda en las proximidades de la costa. Los cambios son tanto anatómicos como fisiológicos, adquiriendo forma cilíndrica y capacidad osmorreguladora, transformándose en angulas (Figura 45). Son entonces atraídas por el agua dulce. En los estuarios va adquiriendo gradualmente la pigmentación

y después, en las noches de luna nueva o coincidiendo con las mareas, comienza a ascender los ríos.

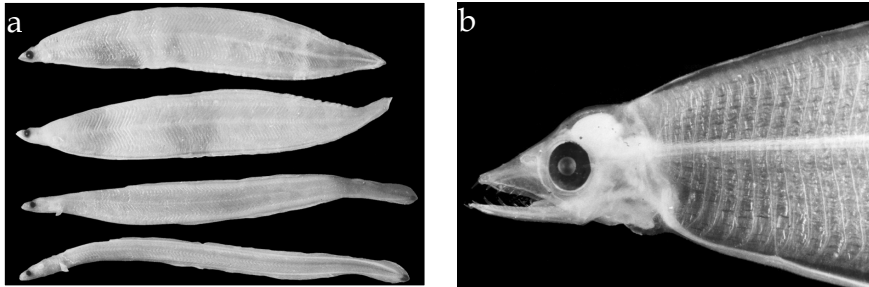


Figura 45. Metamorfosis de larvas de *A. anguilla* (a) y detalle de la cabeza de una larva leptocéfala de *A. anguilla* (b).

Fuente: Lecomte-Finiger *et al.*, 2004.

Son muy voraces y comen todo lo que pueden: gusanos, peces, crustáceos, e incluso aves y mamíferos. Al llegar el invierno, y cuando la temperatura baja de 10-12 °C, se entierran en el fondo e invernán. Cuando vuelven a subir las temperaturas al llegar la primavera se reactiva su metabolismo.

Vive durante varios años en los ríos, de cuatro a cinco años los machos y de seis a siete las hembras, pasando estos periodos de alimentación e hibernación, hasta que, llegado el momento de la reproducción, inicia su descenso hacia el mar, en cuyo proceso su piel se vuelve plateada, en el caso de las hembras, y los ojos se hacen más grandes, se desarrolla la vejiga natatoria y acumula cantidades importantes de grasa, hasta el 30 % de su peso. Las gónadas, que habían permanecido mucho tiempo en reposo, inician su desarrollo anatómico aunque no maduran. Esta época coincide con la de ascenso de las angulas, otoño e invierno. En su migración por el mar nadan entre aguas, pero no pueden considerarse especie pelágica. No forman cardúmenes. Durante el viaje dejan de alimentarse y se les atrofia el aparato digestivo y completan su maduración sexual. Se cree que una vez que se reproducen, mueren (Mas y Barrera, 1989).

4.5.3. Producción de anguila europea

El ciclo biológico de la anguila europea no se ha conseguido completar en cautividad. Por esta razón, la producción de anguila se realiza a partir de angulas capturadas en el medio natural, en el momento que inician su entrada en los ríos, y se engordan hasta la talla comercial.

Las angulas se capturan con 0,2-0,3 g y unos cinco centímetros de longitud. A su llegada a la granja, se introducen en un sistema de cuarentena en el que, además de estar separadas del resto de animales de la granja por motivos de bioseguridad, se les adapta a la vida en cautividad. Además de la adaptación al agua dulce, las angulas se deben adaptar a la alimentación inerte. Así, en las primeras fases, la

anguila se alimenta con huevo de bacalao congelada, para posteriormente ir introduciendo el pienso extrusionado.

Las anguilas se suelen criar en tanques de fibra de vidrio o cemento, con formas muy variadas (cilíndricos, tipo *race-way*, etc.) y alimentadas utilizando sistemas de autodemanda debido a su fácil adaptación a este tipo de sistemas (Figura 46).

El sistema más extendido en Europa para el engorde de anguila es el circuito cerrado, principalmente debido a que se pretende mantener una temperatura del agua en la que consigamos un rápido crecimiento con el mejor aprovechamiento del alimento. La temperatura de cultivo se debe mantener entre 23 y 30 °C (Más y Barrera, 1989). Las anguilas tardan unos dos años en alcanzar la talla comercial de 120-200 g (Figura 46).

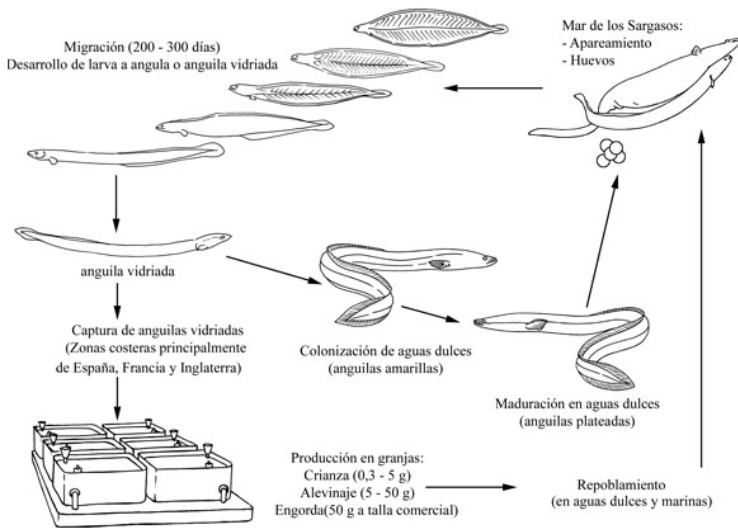


Figura 46. Ciclo productivo de la anguila europea (*Anguilla anguilla*).

Fuente: FAO, 2004.

La producción de anguila europea en los últimos años ha sufrido un fuerte retroceso debido a que las poblaciones naturales, de las que se abastecen las granjas acuícolas, se encuentran en un proceso de recesión (Figura 47).

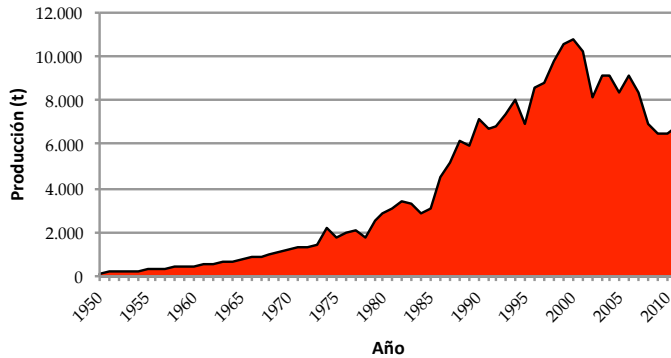


Figura 47. Evolución de la producción mundial de anguila (*Anguilla anguilla*) en el periodo 1950-2011 (t).

Fuente: FAO, 2013.

Según la FAO (2013), en 2011 se produjeron a nivel mundial 6.790 t de anguila, lo que situó a la producción en niveles de 1992, habiendo llegado a producirse 10.761 t en el año 2000. Los principales productores de anguila europea son Países Bajos, Dinamarca, Italia y Alemania. España se sitúa como quinta productora europea con 434 t (14,5 %)(Figura 48).



Figura 48. Países productores de Anguila (*Anguilla anguilla*).

Fuente: FAO, 2004.

4.5.4. Presencia de nematodos anisákidos

La anguila es una especie catádroma, que migra de cursos de agua dulce hacia el mar para reproducirse, y en su alimentación se incluye cualquier tipo de presa, incluso carroña. La anguila es susceptible de ser parasitada por larvas de anisákidos. Podrían adquirir las larvas de anisákidos alimentándose en aguas estuarinas en su edad adulta. Kristmundsson y Helgason (2007) describieron la presencia de *Anisakis simplex* (p=5 %) e *Hysterothylacium aduncum* (p= 10 %), siempre en animales provenientes de ambientes marinos, no encontrando presencia de nematodos anisákidos en animales de cursos de agua dulce. Saraiva y Eiras (1996) describieron la presencia de *Anisakis simplex* en anguilas provenientes del Rio Este (Portugal). Aguilar et al. (2005) también describen la presencia de *Anisakis simplex* en anguilas capturadas en Galicia. También se ha descrito una prevalencia del 25 % de *Contracaecum* sp. en anguilas de la isla de Cerdeña (Culurgioni et al., 2010).

4.6. Trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*)

Clase: Actinopterygii

Orden: Salmoniformes

Familia: Salmonidae

Género: *Oncorhynchus*

Especie: *O. mykiss* (Walbaum, 1792)

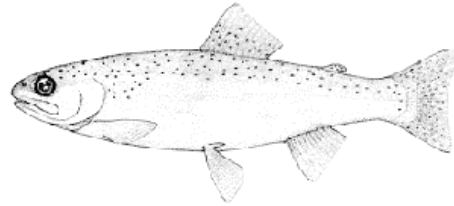


Figura 49. *Oncorhynchus mykiss*.

Fuente: FAO, 2005c.

Denominaciones:

- Castellano: Trucha arco iris (Figura 49)
- Valenciano: Truita arc de Sant Martí
- Inglés: Rainbow trout
- Francés: Truit arc-en-ciel

La trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) es un pez teleósteo, del orden Salmoniformes, perteneciente a la familia Salmonidae. Se trata de una especie originaria de las cuencas del Pacífico Noreste, desde Alaska a México. Desde finales del siglo XIX se introdujo en todos los continentes por ser muy apreciada en la pesca deportiva.

4.6.1. Características generales

La trucha arco iris tiene forma fusiforme, con 3-4 espinas dorsales, 10-12 rayos dorsales blandos, 3-4 espinas anales, 8-12 rayos anales blandos y 19 rayos caudales. Presenta una pequeña aleta dorsal adiposa, normalmente con un borde de color negro. Es de color verde oliva, con una banda rosada a lo largo de la línea lateral y con el vientre plateado. En la zona dorsal, los costados, la cabeza y las aletas está cubierta de puntos negros. Carece de dientes hioideos, lo cual la distingue de *Oncorhynchus clarki*. La coloración varía en función del hábitat, tamaño y condición sexual (FAO, 2005c)(Figura 50).

Puede alcanzar una longitud máxima de 60 cm y unos pesos de 4,5 a 10 kg, en función de la estirpe. En cuanto a su capacidad de adaptación, es capaz de soportar rangos de temperatura muy amplios (0-27 °C), pero la reproducción se produce a temperaturas entre 9 y 14 °C. Para su cultivo, se utilizan cursos de agua que no superen los 21 °C. La trucha arco iris es un pez carnívoro que se alimenta de insectos, moluscos crustáceos, renacuajos, huevos de otros peces pequeños y camarones de agua dulce, que le proveen de carotenoides responsables de su color de la carne de un rosado característico (FAO, 2005c).

La trucha arco iris es una especie capaz de ocupar diferentes hábitats. Puede ser anádroma (trucha arco iris “steelhead”), viviendo en el mar y remontando los ríos en época de reproducción, o puede tener un ciclo de vida totalmente dulceacuícola (Arregui, 2013).



Figura 50. Trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*).
Fuente: Cortesía de John White.

4.6.2. Ciclo biológico

Las hembras pueden llegar a producir hasta 2.000 huevos/kg de peso corporal. Estos huevos son grandes (3-6 mm). Para la freza busca zonas poco profundas, con fondo de grava y fuerte corriente. En el medio natural, frezan una sola vez al año entre enero y mayo, con temperaturas alrededor de 10-15 °C. En cautividad, se ha conseguido, mediante la modificación del fotoperiodo, que puedan desovar todo el año (Arregui, 2013).

4.6.3. Producción de trucha arco iris

Pese a que la producción de trucha se inicia a mediados del siglo XVIII, no es hasta 1866 cuando se pone en marcha la primera piscifactoría moderna de trucha en España, en el Laboratorio Ictiogénico de la Granja de San Ildefonso. La primera piscifactoría privada se instaló en el Monasterio de Piedra en 1867, estando aún en funcionamiento bajo control estatal (Arregui, 2013). La mayor parte de las instalaciones actuales de cría de trucha son sistemas en abierto, captando el agua directamente del río o de pozo.

La freza no se produce de forma natural, por lo que se hace necesario la extracción de los gametos mediante masaje abdominal. Habitualmente, las granjas de reproductores están separadas de las de engorde, dada la especialización y trabajo necesario para la reproducción de la especie. Las granjas de engorde adquieren la hueva ya fecundada (oculada) y la incuban hasta su eclosión. El tiempo necesario para la eclosión está alrededor de 300 grados día (Barnabé, 1991).

Tras la eclosión, las larvas se alimentan de las reservas del saco vitelino, pasando una vez reabsorbido este (180 grados día), a la alimentación inerte. El engorde, pasando de alevines de 10 g hasta truchas de talla comercial de 250-300 g tarda entre 10 y 12 meses (Arregui, 2013). La talla comercial de la trucha es muy variable, desde los 200 g hasta más de 4 kg, comercializándose en muy diferentes formatos (con cabeza, eviscerada, fileteada, ahumada, etc.)(Figura 51).

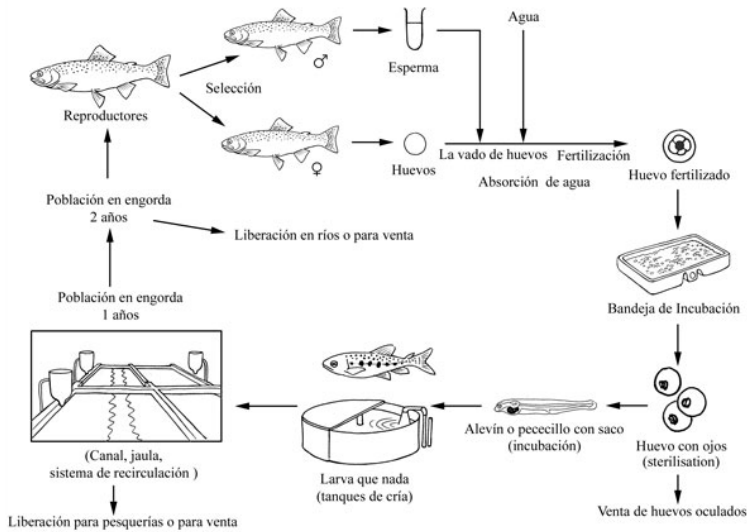


Figura 51. Ciclo productivo de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*).

Fuente: FAO, 2005c.

Según la FAO (2013), la producción mundial de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) se situó en 2011 en 770.385 t. La producción en los países tradicionalmente productores de esta especie, en los últimos años, ha sufrido un retroceso. Sin embargo, la producción mundial ha continuado creciendo debido a la incorporación de Chile entre los productores, principalmente para exportación a Europa y EE.UU (Figura 52).

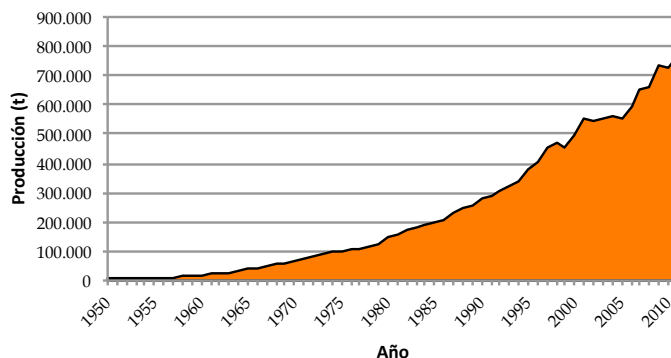


Figura 52. Evolución de la producción mundial de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) en el periodo 1950-2011.

Fuente: FAO, 2013.

En el año 2011, el principal productor mundial de trucha arco iris fue Chile (224.448 t; 29,1 %), seguido de Turquía (107.936 t; 14,0 %), Irán (106.409 t; 13,8 %),

Noruega (58.311 t; 7,6 %), Italia (38.000 t; 4,9 %), Francia (33.000 t; 4,3 %), Dinamarca (32.681 t; 4,2 %), Perú (19.962 t; 2,6 %), China (19.654 t; 2,6 %), España (16.561 t; 2,1 %) y EE.UU. (15.112 t; 2,0 %)(Figura 53).



Figura 53. Países productores de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*).
Fuente: FAO, 2012a.

4.6.1. Presencia de nematodos anisákidos

La trucha arco iris es una especie carnívora y, la mayor parte de sus estirpes, de vida dulceacuícola.

Aunque los anisákidos son parásitos de especies marinas, se han encontrado pruebas de la susceptibilidad a la infección experimental de *Oncorhynchus mykiss* (Quiazon *et al.*, 2011). Por otro lado, como ya se ha comentado, se ha descrito en varias ocasiones la presencia de nematodos anisákidos en ambientes dulceacuícolas. Además, la existencia de estirpes de trucha arco iris que pueden criarse en aguas marinas, hace de esta especie una posible hospedadora de larvas de anisákidos en caso de que existieran parásitos viables en la alimentación suministrada.

Algunos autores han descrito la presencia de nematodos anisákidos, principalmente *Hysterothylacium aduncum* en trucha arco iris criada en granjas acuícolas (Carvajal *et al.*, 1995; González *et al.*, 1998; Wootten y Smith, 1975).

4.7. Principales especies sinantrópicas de las granjas acuícolas

Las granjas acuícolas, principalmente las de engorde en mar abierto, suponen una zona antropizada con una gran presencia de especies sinantrópicas que aprovechan estas instalaciones como refugio o como forma de conseguir alimento más fácilmente.

Entre las especies sinantrópicas de las granjas acuícolas podemos diferenciar entre varios grupos. Podemos encontrar diferentes especies de animales acuáticos, principalmente peces, y de aves acuáticas.

En la Tabla 13 se muestra una relación de especies descritas en las inmediaciones de las granjas acuícolas en mar abierto de la costa mediterránea española. De estas, podemos destacar, por su abundancia, la alacha (*Sardinella aurita*)(Figura 54), la boga (*Boops boops*)(Figura 55), mújoles (Fam. Mugilidae)(Figura 56) y los jureles (*Trachurus sp.*)(Figura 57).

Tabla 13. Especies de peces sinantrópicas de las granjas acuícolas del litoral mediterráneo español.

Especie hospedadora	Especie hospedadora
Atherinidae	Pomacentridae
Chucleto (<i>Atherina hepsetus</i>)	Fula blanca (<i>Chromis chromis</i>)
Belonidae	Pomatomidae
Aguja (<i>Belone belone</i>)	Anjova (<i>Pomatomus saltatrix</i>)*
Carangidae	Scombridae
Palometón (<i>Lichia amia</i>)	Atún rojo (<i>Thunnus thynnus</i>)
Seriola (<i>Seriola dumerili</i>)	Sparidae
Palometa blanca (<i>Trachinotus ovatus</i>)	Boga (<i>Boops boops</i>)
Jureles (<i>Trachurus sp.</i>)	Sargos (<i>Diplodus spp.</i>)
Centracanthidae	Herrera (<i>Lithognathus mormyrus</i>)
Chucla (<i>Spicara maena</i>)	Oblada (<i>Oblada melanura</i>)
Clupeidae	Aligote (<i>Pagellus acarne</i>)
Alacha (<i>Sardinella aurita</i>)	Salema (<i>Sarpa salpa</i>)
Coryphaenidae	Dorada (<i>Sparus aurata</i>)
Lampuga (<i>Coryphaena hippurus</i>)	Chopa (<i>SpondylIOSOMA cantharus</i>)
Moronidae	Sphyaenidae
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	Espetón (<i>Sphyaena sphyaena</i>)
Mugilidae	

*Nombre científico adaptado al aceptado oficialmente.

Fuente: Dempster *et al.*, 2002.

La gran mayoría de estas especies de peces no se alimentan de los peces criados, sino que aprovechan alimento no consumido u otras fuentes de alimento diferentes.

Si bien se podría pensar que los peces escapados de granjas acuícolas en mar abierto son especies sinantrópicas, eso no es exactamente así. Estos animales sufren una elevada mortalidad (>60 %) en los primeros días tras el escape al no adaptarse a la vida salvaje y sufriendo una elevada predación (Arechevala-Lopez *et al.*, 2014), mientras que otros están durante los primeros días alrededor de la instalación, manteniendo el comportamiento habitual de las granjas, desplazándose a zonas más alejadas a los pocos días y comportándose como sus congéneres salvajes, tanto en lo relacionado con el hábitat ocupado como con la alimentación (Arechevala-Lopez *et al.*, 2012).



Figura 54. Alacha (*Sardinella aurita*).
Fuente: MAGRAMA, 2013b.



Figura 55. Boga (*Boops boops*).
Fuente: MAGRAMA, 2013b.



Figura 56. Lisa (*Chelon labrosus*). Fam. Mugilidae.
Fuente: MAGRAMA, 2013b.



Figura 57. Jurel (*Trachurus trachurus*).
Fuente: MAGRAMA, 2013b.

Estas cuatro especies más abundantes han sido descritas como hospedadoras de nematodos anisákidos (Tabla 14).

En los últimos años ha aumentado la presencia de atún rojo (*Thunnus thynnus*) en las granjas acuícolas del litoral mediterráneo español, supuestamente por la aparente recuperación de la especie debida a las cuotas de pesca establecidas en el Mediterráneo. Estos aprovechan la gran cantidad de especies merodeadoras como

alimento. En raras ocasiones se ha observado ataques de atunes a los peces criados en el interior de las redes.

Tabla 14. Referencias de nematodos anisákidos en las principales especies sinantrópicas.

Especie	Referencia
Alacha (<i>Sardinella aurita</i>)	Piras <i>et al.</i> , 2014
Boga (<i>Boops boops</i>)	Al-Bassel,, Ichalal <i>et al.</i> , 2015; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	Abaunza <i>et al.</i> , 1995; Adroher <i>et al.</i> , 1996; Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuellar <i>et al.</i> , 1991; Gutiérrez-Galindo <i>et al.</i> , 2010; López y Castell, 1994; Osanz-Mur, 2001; Pereira, 1992; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Valero <i>et al.</i> , 2004; Viu <i>et al.</i> , 1996
Lisas (Mugilidae)	Dione <i>et al.</i> , 2014; Eissa <i>et al.</i> , 2013; Salati <i>et al.</i> , 2013

Además de peces, es habitual encontrar delfines que, al igual que los atunes, aprovechan la gran cantidad de peces alrededor de los viveros para alimentarse (Figura 58). En los últimos años, las granjas marinas se han convertido en un pilar fundamental de los sistemas de avistamiento de cetáceos, ya sea por la atracción de los cetáceos por estas instalaciones o por las horas que pasan los trabajadores en un lugar fijo. Por ejemplo, Gozalbes *et al.* (2010) indican que más del 50 % de las notificaciones de la Red de Avistamientos de Delfines en el *Parc de la Serra Gelada* (Alicante), fueron realizadas por personal de las granjas marinas de la zona. Al igual que los atunes, los delfines no atacan a los peces criados en la granja, sino que se alimentan de las especies merodeadoras.



Figura 58. Delfines en una granja de engorde del litoral de la C. Valenciana.

Como ya se ha comentado anteriormente, los cetáceos, incluidos los delfínidos, son hospedadores definitivos de nematodos anisákidos, por lo que su presencia en las inmediaciones de las granjas acuícolas supone un riesgo de transmisión de estos parásitos al pescado criado en ellas.

Otras especies sinantrópicas son las aves. Entre este grupo podemos destacar los charranes comunes (*Sterna hirundo*), las garzas reales (*Ardea cinerea*), garcetas (*Egretta garzetta*), diferentes especies de gaviotas (*Larus spp.*) y, con un elevado impacto sobre la producción, los cormoranes (*Phalacrocorax spp.*). Los charranes



Figura 59. Red antipájaros instalada sobre un vivero de una granja de engorde del litoral de la C. Valenciana.



Figura 60. Gaviotas en el interior de un vivero de una granja de engorde del litoral de la C. Valenciana.

aprovechan el pienso suministrado a los peces, capturando los pellets en el aire durante el proceso de alimentación. Otras especies, como las garzas, cormoranes y gaviotas, intentan alimentarse de los mismos peces cultivados, a pesar del uso de redes antipájaro instaladas para evitar la predación (Figura 59). Sin embargo, algunas especies, como por ejemplo los cormoranes o las gaviotas (Figura 60), son capaces de encontrar pequeños huecos en las redes por los que se introducen en la jaula, llegando a causar grandes pérdidas en las granjas acuícolas.

Estas especies de aves pueden ser portadoras de nematodos anisákidos, principalmente del género *Contraecaecum* (Halajian *et al.*, 2011, Sanmartín *et al.*, 2005), aunque no es descartable que actúen como transportadoras de otros géneros tras el consumo de peces parasitados, transmitiendo esas larvas vía fecal.

5. LA ALIMENTACIÓN DE LOS PECES DE ACUICULTURA

La alimentación de los peces de acuicultura constituye uno de los factores clave en el éxito o fracaso de las instalaciones piscícolas, tanto desde el punto de vista productivo como desde el punto de vista sanitario.

Los costes de alimentación son el factor económico de mayor incidencia para las empresas acuícolas, no solo por el coste que representa el propio pienso sino también por el generado por los sistemas empleados en su distribución. La optimización del crecimiento, el impacto ambiental, la gestión sanitaria y el bienestar animal dependen directamente de la gestión alimentaria de la granja.

Las innovaciones y estudios sobre alimentación de peces se han basado en la administración de piensos en los que se varía la cantidad de macro y micronutrientes, la presencia de saborizantes o bien el tipo de granulado (tamaño, textura, etc.) y se evalúa qué grupos de peces son los que ingieren más alimento y cuales los que crecen en mejores condiciones en un determinado periodo de tiempo.

La alimentación también puede encontrarse detrás de la aparición de problemas patológicos, ya sea por la transmisión de agentes patógenos a través del alimento, por la presencia de sustancias indeseables, como ingredientes antinutricionales o compuestos tóxicos, o por una mala alimentación que favorezca la aparición de enfermedades, infecciosas o no.

La metodología de suministro de alimento a los peces constituye un factor de gran importancia en el rendimiento de una explotación ya que afecta al crecimiento de los peces, al desperdicio de alimento y sobre todo al coste de mano de obra empleada en la alimentación. Para tratar de optimizar los sistemas de alimentación a emplear para una determinada especie en una instalación concreta se ha de poder analizar con la mayor precisión posible la cantidad real de alimento suministrado, desperdiciado e ingerido.

En las instalaciones acuícolas, los peces se alimentan de diferente manera según su tamaño. Así, productivamente, podemos distinguir varios períodos con diferentes tipos de alimentación (Figura 61):

1. Alimentación larvaria.
2. Destete.
3. Preengorde.
4. Engorde.

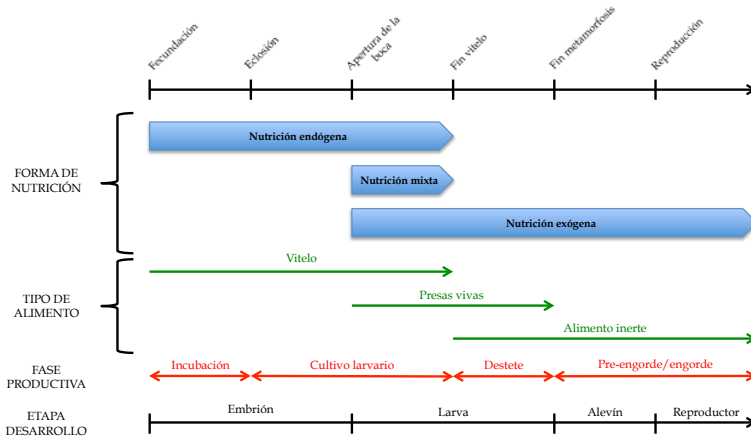


Figura 61. Esquema de la forma de nutrición y el tipo de alimento a lo largo de las diferentes fases productivas y de desarrollo de los peces.

5.1. Alimentación larvaria

Desde que eclosiona, la larva utiliza las reservas del saco vitelino para su desarrollo. La eficiencia con la que se utiliza la energía presente en el saco vitelino para formar el tejido embrionario depende de cada especie (Arul, 1991; Bagarinao, 1986; Parra y Yúfera, 2001), y se ve afectada por la cantidad de vitelo y la temperatura (Buckley *et al.*, 2000; Howell, 1980; Polo *et al.*, 1991).

5.1.1. La transición de la alimentación endotrófica a exotrófica

Una vez eclosionado el huevo, la larva tiene un periodo de tiempo limitado para iniciar la alimentación.

La inanición, aún en periodos cortos, o una alimentación deficiente o inadecuada puede provocar problemas en este periodo, como deformidades o altas mortalidades. Conforme aumenta el tamaño de los peces, aumenta su resistencia a las limitaciones nutricionales, por lo que esta fase es crítica en el cultivo larvario (Ehrlich *et al.*, 1976; Miller *et al.*, 1988).

La alimentación exotrófica se consigue gradualmente (no todas las larvas de una misma puesta empiezan a alimentarse al mismo tiempo). Estas diferencias se deben en parte a las características individuales de las larvas, como el tamaño o la agresividad, pero también a la oportunidad de encuentros con el alimento suministrado. En algunas especies esta adaptación del lote se consigue en unas pocas horas, mientras que en otras se produce durante varios días. Son importantes para este paso a la alimentación exotrófica la temperatura (Doi *et al.*, 1997; Olsen *et al.*, 2000; Parra y Yúfera, 2000; Polo *et al.*, 1992) y la intensidad lumínica (Carton, 2005).

5.1.2. La captura e ingestión de alimento

Existen varios factores que influyen en la ingestión de las larvas en desarrollo, tales como la propia capacidad predadora de cada especie, presentando un margen de variación dependiente de las condiciones ambientales. La detección del alimento se realiza mediante los órganos sensoriales (visión, químio-olfatorio y mecánico).

El principal factor limitante para la elección del alimento por parte de las larvas es el tamaño de la boca. Las larvas suelen elegir tamaños de partícula de diámetro inferior al tamaño de la boca, aún cuando pueden ingerir partículas de diámetro similar a éste. Esto es así porque las larvas tragan el alimento entero, y es el diámetro del esófago el que limita realmente el tamaño máximo a ingerir. Por esto, el tamaño de partícula preferido varía entre el 25 y 50 % del tamaño de la boca (Cunha y Planas, 1999; Fernández-Díaz *et al.*, 1994; Munk, 1997; Østergaard *et al.*, 2005). También es importante, ya que las larvas no tienen capacidad para triturar el alimento previamente a su deglución, que las partículas no sean totalmente rígidas y abrasivas, ya que podría dañar la mucosa esofágica.

El tamaño de la boca va aumentando progresivamente, permitiendo la ingestión de partículas de mayor tamaño. Ya que el desarrollo corporal no es igual en todos los peces del lote, es importante el suministro mixto de gránulos para permitir que todos los peces puedan ingerir el alimento. La clasificación periódica de los animales es importante para mantener un tamaño de los peces más o menos homogéneo, reduciendo la dispersión que podría provocar problemas, no solo por el tamaño de alimento, sino por la posible predación por parte de los animales más desarrollados.

La tasa de ingestión y, por tanto, la ración diaria ingerida, depende en gran medida de la concentración de alimento. Durante los primeros días de alimentación la ingestión está determinada principalmente por la oportunidad de encuentro entre larva y alimento, que evidentemente se ve favorecida a concentraciones crecientes de organismos-alimento. La relación entre la tasa de ingestión y la concentración de alimento es una curva de saturación. Según crece la larva, se desarrollan las capacidades natatoria y predadora, y la alimentación pasa de ser un actividad relativamente pasiva limitándose a tratar de ingerir los alimentos que se cruzan en la trayectoria de las larvas, a una predación activa, con búsqueda y persecución del alimento suministrado.

Desde un punto de vista práctico, en los cultivos intensivos de larvas, es conveniente mantener un nivel mínimo de la densidad de alimento disponible para mantener unas expectativas razonables de encuentro de larvas con el alimento disponible, pero sin que sean excesivamente altas para favorecer que sean totalmente digeridas antes de ingerir nuevas presas. Habitualmente se suministran al menos dos tomas de presas vivas al día.

5.1.3. Alimento vivo

En la naturaleza las larvas de peces se alimentan de plancton. Las especies de zooplancton que constituyen la dieta deben cumplir con los requisitos nutricionales de cada especie de pez y, además, deben ser fácilmente capturables por las larvas.

A pesar que existen numerosas especies con un uso potencial en acuicultura, son solo unas pocas las que se utilizan de manera habitual. Los grupos más utilizados son microalgas, rotíferos, branquiópodos, cladóceros y copépodos. A continuación se describen brevemente los aspectos más destacados de los dos tipos de alimento más utilizados en la alimentación larvaria, los rotíferos y la *Artemia*.

El cultivo larvario puede ser considerado como una pirámide trófica (Figura 62). Ésta tendrá más o menos niveles en función de la especie que queramos criar, sus requerimientos y, por tanto, las especies planctónicas necesarias para su cultivo larvario.

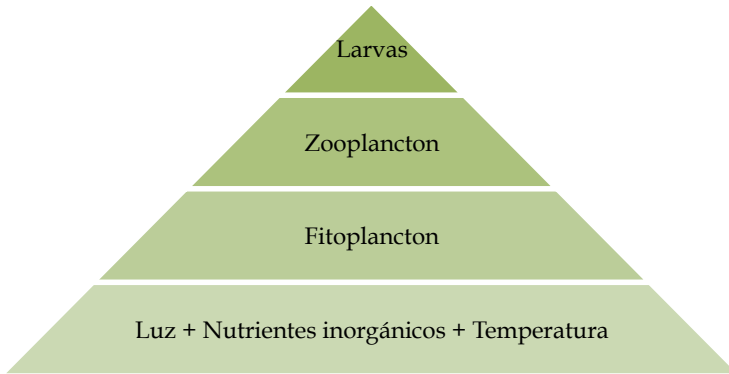


Figura 62. Pirámide trófica del cultivo larvario.

Existen varias características a tener en cuenta a la hora de seleccionar el tipo de fitoplancton o zooplancton a utilizar:

- Facilidad de digestión.
- Composición nutritiva.
- Tamaño adecuado para la boca del pez.
- Altas densidades de cultivo.
- Cultivo económicamente rentable.
- Ciclo de vida corto y reproducible.
- Alimentación sencilla.
- Fácil manejo.
- Fácil almacenamiento.

5.1.3.1. Fitoplancton

Al igual que la producción vegetal constituye la base de la cadena trófica en la ganadería terrestre, el fitoplancton es la base de la cadena trófica en el mar y, por tanto, en el cultivo larvario de peces.

El fitoplancton se utiliza para la alimentación de especies herbívoras filtradoras, como los moluscos bivalvos, los primeros estadios de algunas especies de decápodos, y el zooplancton utilizado para la cría larvaria de especies marinas.

Las especies más utilizadas en la alimentación de rotíferos y *Artemia* son *Nannochloropsis*, *Tetraselmis* e *Isochrysis* (Sanz *et al.*, 2009)(Tabla 15).

Tabla 15. Algunas de las microalgas más comunes utilizadas en el cultivo de plancton y larvas de peces.

Clase	Especie
Chlorophyceae	<i>Chlorella</i> spp., <i>Chlorella minutisita</i>
Prasinophyceae	<i>Tetraselmis suecica</i> , <i>Tetraselmis chuii</i>
Cryptophyceae	<i>Rhodomonas baltica</i>
Prymnesiophyceae	<i>Isochrysis galbana</i> , <i>Isochrysis aff. Galbana T-iso</i>
Eustigmatophyceae	<i>Nannochloropsis</i> spp., <i>Nannochloropsis oculata</i> , <i>Nannochloropsis gaditana</i>
Bacillariophyceae	<i>Chaetoceros calcitrans</i> , <i>Skeletonema costatum</i>

Fuente: Sanz *et al.*, 2009.

Varios son los aspectos que hacen interesantes a las especies de fitoplancton utilizadas en acuicultura (Sanz *et al.*, 2009):

- Su tamaño (1-20 μm).
- Su reproducción, normalmente asexual por bipartición, lo que le confiere la capacidad de duplicar la población en muy poco tiempo.
- Variabilidad y capacidad de adaptación a todo hábitat y condiciones.
- Plasticidad metabólica que permite dirigir la maquinaria celular a la producción de compuestos que pueden ser de especial interés, en especial polisacáridos y lípidos.

La composición bioquímica es muy variable, tanto por las condiciones de cultivo como por las características de cada especie de fitoplancton. La composición habitual sería: 30-40 % de proteínas; 10-20 % de lípidos; y 5-15 % de carbohidratos (Sanz *et al.* (2009) citando a Fernández-Reiriz *et al.* (1989), Muller-Feuga *et al.* (2003) y Yúfera y Lubián (1990)). Además de la cantidad de cada nutriente es muy importante el perfil lipídico, principalmente el contenido en ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs), esenciales para el adecuado desarrollo de las larvas. El

perfil de los PUFAs presentes en el fitoplancton determinará el perfil en el zooplancton y, por tanto, en la dieta de las larvas.

Las instalaciones y tecnología para la producción de fitoplancton son relativamente sencillas (Figura 63). El fitoplancton se utiliza para el enriquecimiento de rotíferos o *Artemia*, o para el cultivo del primero. En los últimos años, se ha extendido el uso de concentrados o liofilizados de fitoplancton



Figura 63. Sala de cultivo de fitoplancton del ECIMAT de la Universidad de Vigo.

comerciales, que simplifican el proceso a nivel de granja, ya que no son necesarias las instalaciones de cultivo para el fitoplancton.

Según Cahu *et al.* (1998), añadir algas al tanque de cría larvaria puede tener el beneficio de que éstas sean ingeridas por las larvas, estimulando de esa forma la función intestinal. Indirectamente, tiene los beneficios de mantener el valor nutritivo de los rotíferos añadidos al tanque, mejorar la distribución de la luz en el tanque, y mejora la calidad del agua.

5.1.3.2. Rotíferos

Los rotíferos son los metazoos más pequeños que existen. Suponen el segundo eslabón de la cadena trófica en la alimentación larvaria en acuicultura. El periodo de su utilización varía desde escasos días a varias semanas según la especie alimentada. Después, este tipo de alimento suele ser reemplazada por los nauplios y metanauplios de *Artemia*. En acuicultura se utiliza el *Brachionus plicatilis*.

Aunque con técnicas moleculares (Fontaneto *et al.*, 2007; Segers, 1995) se pueden identificar diferentes especies dentro del complejo *Brachionus plicatilis*, en acuicultura se siguen clasificando, en función de su tamaño, como pequeños, medianos y grandes.

Las características que hacen importante este organismo para la acuicultura son:

- Especie eurihalina.
- Tienen un tamaño entre 80 y 350 μm , que es inferior al tamaño de los nauplios de *Artemia* (400 μm).
- Son nadadores activos, por lo que son accesibles a las larvas de peces.
- Son fáciles de obtener y reproducir.
- Alta velocidad de reproducción, pudiendo llegar a duplicar la población en menos de 24 h.
- Se alimentan de gran cantidad de dietas (fitoplancton, levaduras, dietas artificiales, etc.).

La gran ventaja de este alimento vivo es que siempre puede estar disponible, ya que es un recurso renovable cuya cadena de producción puede ser establecida en su totalidad en los criaderos evitando su dependencia de suministros externos. Los mayores inconvenientes son los episódicos colapsos de los cultivos y el esfuerzo requerido para su mantenimiento.

La reproducción de *Brachionus plicatilis* puede ser sexual o asexual (partenogénesis). El tipo de reproducción depende de las condiciones del medio. Así, en condiciones favorables y con alimento disponible, la reproducción del rotífero es asexual.

Según Sanz *et al.* (2009), citando a Lubzens y Zmora (2007), Øie y Olsen (1997), y Yúfera (2001), la composición nutricional de *Brachionus* suele oscilar aproximadamente entre 30 y 60 % de proteínas, 10 y 30 % de lípidos y 10 y 25 % de carbohidratos.

El perfil lipídico de los rotíferos es de suma importancia para la nutrición de las larvas. La dieta del rotífero se puede modificar para obtener el perfil de ácidos grasos deseado, principalmente mediante el uso de enriquecedores comerciales o fitoplancton.

5.1.3.3. *Artemia*

La *Artemia* es un crustáceo branquiópodo. Antiguamente se clasificaba como *Artemia salina*, pero actualmente, y tras estudios cromosómicos, se ha dividido en varias especies, aunque se siguen denominando por el nombre del género, *Artemia*.

La *Artemia* está adaptada a medios hipersalinos, produciendo quistes en grandes cantidades en zonas de salinas y extensiones de agua salada. Puede vivir en ambientes con salinidades de 200-300 ‰.

La *Artemia* se recolecta en lagos con estas condiciones y se envían para su uso en acuariofilia y acuicultura.

De los quistes eclosionan nauplios con un elevado valor nutritivo. Los nauplios tienen un tamaño de 400-500 µm, y los adultos pueden alcanzar los 10 mm de longitud, lo que permite su uso durante gran parte del cultivo larvario, incluso desde el inicio de la alimentación dependiendo de la especie cultivada.

Dependiendo del tamaño de las larvas, se utilizarán nauplios más pequeños o más grandes:

- Instar I, de pequeño tamaño y que se alimenta de sus reservas vitelinas.
- Instar II, de mayor tamaño y se alimenta por filtración, por lo que se puede enriquecer con productos comerciales para la alimentación "indirecta" de las larvas.

La composición nutricional de los nauplios de *Artemia* varía entre los diferentes estados de desarrollo. En el nauplio suele oscilar aproximadamente entre 40 y

60 % de proteínas, 12 y 30 % de lípidos y 4 y 10 % de carbohidratos (Sanz *et al.* (2009) citando a García-Ortega *et al.* (1998)).

5.2. Destete

Cuando las larvas alcanzan una adecuada maduración gastrointestinal, momento que varía en el tiempo en función de la especie, se comienza a sustituir la alimentación con presas vivas por alimento inerte. A este proceso se le denomina destete, por analogía con el proceso de sustitución de la alimentación a base de leche materna por otros alimentos en las especies mamíferas.

En la dorada, el destete comienza alrededor del día 40-50, momento en el que comenzaba la metamorfosis. Durante el destete, se suministra de manera conjunta presas vivas y pienso de arranque, con tamaños de partícula de 300 a 800 μm . A medida que se va aumentando la cantidad de pienso, se va reduciendo la cantidad de *Artemia*, hasta suprimirla por completo.

Actualmente, con la producción de piensos microencapsulados, con tamaños de partícula inferiores a 80 μm , la alimentación inerte puede iniciarse incluso en el momento de inicio de la alimentación con *Artemia*. Este procedimiento se denomina coalimentación (Ortega, 2008).

Existen numerosos estudios sobre la sustitución de las presas vivas por alimentación inerte desde las primeras fases larvarias (Baskerville-Bridges y Kling, 2000; Blair *et al.*, 2003; Kolkovski *et al.*, 1997; Koven *et al.*, 2001; Pantazis *et al.*, 2014; Yúfera *et al.*, 2000; Yúfera *et al.*, 2005). Sin embargo, y a pesar de los buenos resultados obtenidos por algunos de estos estudios, en la actualidad las larvas se alimentan con presas vivas hasta el destete. En cualquier caso, la fase de destete es crítica, ya que se debe realizar de manera que todos los animales se adapten a la nueva alimentación, ya que prácticas incorrectas durante el destete pueden provocar elevadas mortalidades.

5.3. Alimentación con alimento inerte

A partir del destete, los peces se alimentan con piensos. Existen varios tipos de pienso utilizados en acuicultura: Piensos húmedos, piensos semihúmedos y piensos secos.

5.3.1. Piensos húmedos

Tienen más del 50 % de humedad y están elaborados, principalmente, con pescado con escaso valor comercial.

Con los piensos húmedos se consiguen buenos índices de transformación. Sin embargo, su uso es bastante reducido, principalmente en países desarrollados, debido a los inconvenientes que tiene su uso (Tejedor, 2009):

- Elevados gastos de almacenamiento y preparación.
- Pérdida de nutrientes.
- Alteración de la calidad del agua.
- Posible transmisión de enfermedades.
- Composición variable.
- Estabilidad limitada.

5.3.2. Piensos semihúmedos

Se obtienen adicionando harinas de pescado, carne, huesos, premix vitamínicos o minerales a alguno de los ingredientes de un pienso húmedo. De esta manera se obtiene un pienso con un contenido en humedad del 20-45 %.

Requieren de almacenamiento en refrigeración y únicamente se utilizan en especies que no toleran los piensos secos.

5.3.3. Piensos secos

Los piensos secos son los más utilizados en acuicultura. Requiere de la aplicación de procesos industriales, y presentan un contenido de humedad inferior al 12 %.

- Entre las principales ventajas de los piensos secos, se puede destacar la elevada palatabilidad y digestibilidad (Tejedor, 2009).
- Reducción del riesgo de transmisión de enfermedades.
- Mejora de las cualidades organolépticas del pescado.
- Menor coste.
- Mayor estandarización del pienso.

En función de la forma de producción, se pueden clasificar en granulados y extrusionados.

5.3.3.1. Piensos granulados

Se fabrican mediante el prensado de los ingredientes, que han sido previamente homogeneizados y acondicionados.

El acondicionado consiste en un tratamiento térmico, mediante el que se consigue una adecuada cohesión en el aire y resistencia a la disgregación en el agua, gracias a la adición de agua o vapor. Se mantiene temperaturas relativamente elevadas (60-80 °C) durante 2-5 minutos (Guillaume *et al.*, 2004). Tras el acondicionamiento, el producto se prensa y seca.

5.3.3.2. Piensos extrusionados

La extrusión es una tecnología de fabricación mediante la cual se someten las harinas a un proceso de cocción a alta temperatura y presión en corto tiempo (5 a 10 segundos). La temperatura y la presión son producidas por la energía mecánica transmitida a la masa por dos tornillos y canalizada hacia una matriz para obtener la forma deseada (Figura 64).



Figura 64. Imagen del extrusor de la fábrica de Dibaq en Fuentespelayo (Segovia).

Fuente: Cortesía de Grupo Dibaq.

Las harinas se acondicionan mediante su calentamiento a temperaturas entre 70 y 90 °C para pre-gelatinizar los almidones. Además, se humidifican con agua al 15-25 %.

En el extrusor las harinas, que entran preacondicionadas, al ser sometidas a presión se transforman en una masa viscoelástica eclosionando las partículas de almidón que, a su vez, se reorganizan en una red que procura la cohesión necesaria al pellet.

La masa, impulsada por los tornillos, llega hasta la matriz, donde se canaliza a través de los orificios de salida, y donde se corta la masa en función del tamaño de pellet deseado. Finalmente, los pellets se secan en un secador de lecho fluidificado, con el objetivo de reducir la humedad del producto hasta el valor deseado.

Unas condiciones estándar de procesado de piensos extrusionados destinados a peces marinos son 100 rpm, 100-150 °C y 40-50 atm de presión (Espinós, 2002). El proceso de fabricación básicamente incluye los siguientes pasos:

- Molienda
- Mezclado
- Peletizado
- Enfriamiento
- Recubrimiento
- Tamizado

Las condiciones de temperatura y presión son variables en función del pienso, principalmente dependiendo de la especie a la que vaya destinado. Así, el pienso para truchas, que debe flotar en agua dulce, se extrusiona a una mayor temperatura que el destinado a peces marinos, que debe hundirse en agua salada, de mayor densidad.

La diferencia de densidad del pellet se consigue mediante la mayor o menor adición de vapor de agua a la mezcla preacondicionada, junto con la temperatura y presión. Así, existen piensos de hundimiento lento para especies como la corvina, de alimentación más lenta, de hundimiento rápido para épocas con elevados consumos, principalmente por las elevadas temperaturas del agua, e incluso pellets que suben en la columna de agua cuando son liberados a media agua, de manera que se facilita el consumo de pienso por todos los animales (Espinós, Schmidt *et al.*, 2011).

Gracias a la técnica de la extrusión, se puede controlar también el tamaño del pellet mediante el cambio de la matriz de salida. El tamaño del pellet depende del tamaño de los animales a alimentar. Así, se utilizan migas para la alimentación de los animales pequeños hasta gránulos de 10-15 mm para reproductores (Figura 65).



Figura 65. Pienso extrusionado de diferentes tamaños.

Nota: a) miga; b) pellet de 2 mm; c) pellet de 6 mm.

La extrusión confiere al pienso una mayor estabilidad en el agua y permite un mejor control de la adición de las grasas en función de las necesidades de cada especie (Tejedor, 2009). Además, con la extrusión, se reduce la cantidad de polvo y se controla mejor la flotabilidad del pellet, que es un factor clave de la calidad del pienso.

A pesar del mayor coste de producción, los beneficios que aporta el pienso extrusionado hacen que, hoy en día, la mayor parte de los peces de granja en España se alimenten con piensos extrusionados. La excepción la podemos encontrar en el Atún rojo (*Thunnus thynnus*), cuya producción está aún en proceso de desarrollo y que se alimenta con pescado congelado.

Dadas las condiciones de temperatura y presión utilizadas en el proceso de extrusión del pienso, incluido el acondicionamiento de las harinas mediante el calentamiento a 70-90 °C, es descartable la presencia de larvas viables de nematodos anisákidos en el pienso extrusionado.

5.4. Composición de los piensos utilizados en piscicultura

Es importante diferenciar entre alimentación y nutrición. Aunque en ocasiones se utilicen como sinónimos, desde el punto de vista de la producción animal, la alimentación es el acto de dar de comer, mientras que la nutrición es proporcionar

la energía y nutrientes necesarios para el mantenimiento de sus funciones fisiológicas.

En nutrición, la base son los nutrientes, no los ingredientes. Hay que tener en cuenta el equilibrio de los nutrientes en la ración, así como las cantidades mínimas o máximas requeridas por la especie. La presencia de factores antinutritivos también es un factor limitante a la hora de la cantidad que se puede usar de determinados ingredientes de origen vegetal. Algunos ingredientes pueden usarse con fines no nutritivos, como puede ser mejorar la palatabilidad o la estabilidad del pellet en el agua.

Dentro de los nutrientes, podemos hablar de macro y micronutrientes, clasificados en función de la cantidad necesaria de cada uno por parte de los peces:

- Macronutrientes: proteínas, lípidos e hidratos de carbono.
- Micronutrientes: vitaminas y minerales.

Los micronutrientes son necesarios en pequeñas cantidades, mientras que los macronutrientes son necesarios en mayor cantidad, pues son los que proporcionan la mayor parte de la energía metabólica.

Para conseguir alcanzar los niveles asociados de cada uno de estos nutrientes, debemos formular el pienso, seleccionando los ingredientes que contengan los nutrientes requeridos y adicionarlos, en su justa medida, en la ración.

La naturaleza de la especie también determina la selección de ingredientes. Así, las especies carnívoras, tienden a necesitar una mayor proporción de ingredientes de origen animal (Sanz *et al.*, 2009).

5.4.1. Materias primas de origen animal

5.4.1.1. Harina de pescado



Figura 66. Harina de pescado.
Fuente: Cortesía de Grupo Dibaq.

Debido a su contenido en nutrientes, su digestibilidad y palatabilidad, es uno de los ingredientes más utilizados en la fabricación de piensos para peces (Sanz *et al.*, 2009). La harina de pescado (Figura 66) es el alimento más similar a lo que ingieren los peces carnívoros en libertad, de ahí la importancia que tenga su uso en alimentación de peces.

Las harinas de pescado se obtienen a partir de pescados o subproductos de pescado sin valor para el consumo humano.

Las harinas de pescado son fuente de proteína, ya que poseen entre un 57 y más de un 70 % de proteína (Tejedor, 2009). Igualmente, son fuente de lípidos, ya que poseen alrededor de un 9-12 % de grasas, con un alto contenido de HUFA (Guillaume *et al.*, 2004)(Tabla 16).

Tabla 16. Composición de diferentes tipos de harinas de pescado.

	Harina de pescado 65 grasa	Harina de pescado 65 magra	Harina de pescado LT
Humedad	8	8	8
Proteína bruta	66,2	64,6	74,2
Grasa bruta	9,6	5,5	11,0
Cenizas brutas	15,6	21,4	11,7
Energía bruta (MJ/kg)	18,7	19,3	21,9
Energía digestible (MJ/kg)	17,3	15,6	19,9
Proteínas digestibles	59,6	58,1	67,9

Fuente: Guillaume *et al.*, 2004.

Hay que destacar que, la harina de pescado, es el alimento más similar al alimento de los peces carnívoros en libertad, por lo que es uno de los principales ingredientes de la dieta de los peces de acuicultura española.

Proceso de fabricación de la harina de pescado

En la Figura 67, se puede observar el diagrama de flujo de la elaboración de harinas de pescado.

Para la producción de harina de pescado se sigue el siguiente proceso (Sandbol, 1993):

- Calentamiento hasta 90 °C del pescado mediante la adición de vapor.
- Prensado de la materia prima cocida. Se obtienen una base líquida (agua de prensado) y una base sólida (torta de prensado).
- Decantación del agua de prensado y adición de los sólidos a la torta de prensado.
- Centrifugación a alta velocidad del líquido procedente del decantador, separando el aceite de pescado.
- Evaporación del líquido remanente (agua de cola).

- Adición del producto restante (solubles) a la torta de prensado en el secador, obteniendo la harina entera.
- Secado de la torta de prensado y los solubles, mediante el uso de vapor, con lo que se obtiene una harina con una humedad del 5-10 %.
- Adición de antioxidantes y se refrigeración y triturado de la harina de pescado.
- Obtención de la harina de pescado preparada para su expedición.

La calidad de la harina de pescado es muy variable y depende del origen, de la fluctuación de las especies capturadas, de la estación del año, y del proceso de fabricación.

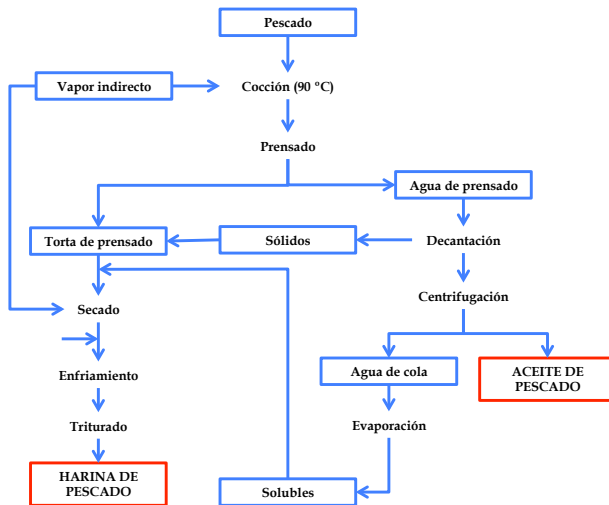


Figura 67. Diagrama de flujo de elaboración de la harina de pescado.

Aparte de la composición analítica (humedad, proteína, grasa, cenizas, etc.) se deben observar los siguientes aspectos para cualificar la calidad de la harina:

- Oxidación de los lípidos (POV).
- Frescura de la proteína (histamina y TVN).
- Palatabilidad y crecimiento (proteína soluble).
- La desventaja del uso de harina de pescado es su variabilidad y su contenido en sustancias indeseables que son, principalmente, los metales pesados, dioxinas y PCBs similares a las dioxinas. Otra desventaja es la dependencia de las capturas de pescado destinado a la fabricación de harinas (Tabla 17).

Tabla 17. Fuentes de las harinas de pescado: origen y especie usada.

País/Región	Producción 1999 a 2003 (10 ³ t)	Especie
Perú	1.849	Anchoa
Chile	800	Jurel caballo, Anchoa, Sardina, Otros
Islandia	275	Capelán, Bacaladilla, Arenque
Noruega	235	Capelán, Bacaladilla, Lanzón
Dinamarca	297	Lanzón, Espadín, Bacaladilla, Arenque, Otros
Otro UE	134	Lanzón, Espadín, Bacaladilla, Arenque, Otros
Otros	2.736	Sobretudo Anchoa
TOTAL	6.326	

Fuente: Sanz *et al.*, 2009.

Dado el proceso de fabricación de las harinas de pescado, no es posible la presencia de larvas viables de nematodos anisákidos en las mismas, por lo que no pueden añadirse al pienso, sea granulado o extrusionado. Sin embargo, la posibilidad de la presencia de antígenos termorresistentes de anisákidos no es descartable en absoluto. Existen estudios que demuestran la relación entre el consumo de carne de pollo alimentado con harinas de pescado con reacciones alérgicas a *Anisakis*, lo cual no sería posible sin la presencia de proteínas de *Anisakis* en la harina de pescado (Armentia *et al.*, 2006).

5.4.1.2. Aceite de pescado

El aceite de pescado (Figura 68) es rico en HUFA, principalmente EPA y DHA, así como en vitaminas liposolubles (A y D)(Guillaume *et al.*, 2004).

El perfil de ácidos grasos del aceite de pescado dependerá, en gran medida, del origen del pescado utilizado para su fabricación. Así, el aceite de origen Sudamericano (Chile y Perú) tiene alrededor de un 33 % de n-3 HUFAs, que es más del doble que el aceite de origen escandinavo (14,6 %). Sin embargo, este aceite Sudamericano tiene alrededor de un 30 % de ácidos grasos saturados, que reducen la digestibilidad del pienso, principalmente con temperaturas bajas de cultivo (Sanz *et al.*, 2009).

Al igual que la harina de pescado, el aceite de pescado puede contener también dioxinas y PCBs similares a las dioxinas. Estos compuestos son liposolubles y suponen un gran problema por el hecho de ser muy estables y bioacumulables.



Figura 68. Aceite de pescado.

Fuente: Cortesía de Grupo Dibaq.

Debido al contenido en ácidos grasos, se debe adicionar antioxidantes a los aceites de pescado para evitar su enranciamiento.

5.4.1.3. Harina de carne

Las harinas de carne se fabrican a partir de subproductos provenientes de mataderos. Dichas harinas presentan diversos inconvenientes que limitan su uso en piensos para peces (Guillaume *et al.*, 2004):

- Contienen hasta un 45-60 % de proteína.
- Presentan un elevado contenido en aminoácidos azufrados, que son limitantes.
- Presentan un alto contenido en minerales (hasta un 35 % de cenizas en harinas de carne óseas.
- Para su fabricación se deben usar altas temperaturas, por cuestiones sanitarias, lo que reduce su digestibilidad.
- La cantidad de HUFAs que contienen es muy baja, encontrando sobretodo ácidos grasos saturados y monoinsaturados en la fracción lipídica (8-10 % de la harina).

El uso de harinas de rumiantes para la fabricación de piensos para bovino fue la causa de la aparición del “mal de las vacas locas”. Por esto, con el objetivo de prevenir, controlar y erradicar las encefalopatías espongiformes transmisibles, en la UE se prohibió el uso de harinas de carne en todos los piensos de animales con destino a consumo humano, mediante el Reglamento 999/2001.

Tras un largo debate, con la publicación del Reglamento (UE) N° 56/2013, se ha levantado la prohibición del uso de harinas de carne para la fabricación de piensos para peces. Las harinas permitidas para este uso son aquellas provenientes de subproductos de porcino y aves.

5.4.1.4. Harina de sangre



Figura 69. Harina de sangre.

Fuente: Cortesía de Grupo Dibaq.

Las harinas de sangre (Figura 69) son un producto obtenido por deshidratación de sangre de animales terrestres homeotermos. Tiene una cantidad de proteína alrededor del 85 %, pero con un valor biológico relativamente bajo por la reducida cantidad de metionina, isoleucina y arginina, además del exceso de lisina (Guillaume *et al.*, 2004)(Tabla 18).

Debe estar exento de sustancias extrañas. La sangre está formada por plasma, fracción celular y fracción

fibrilar. El plasma contiene en solución diversas sustancias como lipoproteínas, ácidos grasos no esterificados, azúcares, proteínas solubles (albúminas y globulinas) y sales minerales. La fracción celular (eritrocitos, leucocitos y plaquetas) es rica en hemoglobina.

Se han desarrollado sistemas (*Spray, ring* o *flash drying*) en los que, mediante el uso de atomizadores y elevadas temperaturas (superiores a 300 °C), la sangre se deseca de forma rápida y, con unas adecuadas condiciones higiénicas, que garantizan la ausencia de patógenos como *Salmonella*, Coliformes, *Staphylococcus aureus* y Clostridios (Sanz *et al.*, 2009).

Tabla 18. Composición química (media % peso total) de las harinas de sangre.

Humedad	Proteína	Grasa	Cenizas	Fibra	Almidón
9	86	1	4	0	0

Fuente: Sanz *et al.*, 2009.

5.4.2. Materias primas de origen vegetal

Las ventajas de las materias primas de origen vegetal son su disponibilidad y la estabilidad de su calidad, además de su precio. Existen numerosos estudios que van encaminados a la sustitución de las materias primas de origen animal por otras de origen vegetal.

Entre otros muchos ingredientes de origen vegetal, podemos destacar:

- Torta de soja.
- Torta de colza.
- Gluten de maíz.
- Guisante extrusionado.
- Aceites vegetales.

Entre los productos de origen vegetal, el más utilizado, por su composición proteica, disponibilidad, estabilidad y precio, son los provenientes de la soja.

La torta de colza, es un ingrediente cada vez más utilizado en la fabricación de piensos para peces. Se obtiene de *Brassica napus* y *Brassica campestris*. Posee una cantidad aceptable de proteína (35-38 % dependiendo del origen, pero posee mucha fibra (13 %), lignina y taninos, lo cual limita su uso (Sanz *et al.*, 2009)(Tabla 19). El gluten de maíz es una muy buena fuente de proteína, tanto por la cantidad como por la digestibilidad de la misma.

El uso de guisantes es importante por su elevada cantidad de almidón, que además de tener una elevada digestibilidad, mejora la gelatinización en la extrusión del pienso.

Tabla 19. Composición de diferentes ingredientes de origen vegetal.

	Torta de soja 50	Torta de colza doble cero	Gluten de maíz	Guisante extrusionado descascarillado
Humedad	12	11	10	14
Extracto no nitrogenado	28,5	33,3	37,7	52,7
Proteína bruta	48,0	38,7	60,0	22,0
Grasa bruta	1,9	1,8	2,8	1,6
Cenizas brutas	6,2	7,0	2,8	3,4
Energía bruta (MJ/kg)	17,6	17,2	19,0	14,9
Energía digestible (MJ/kg)	13,5	14,2	17,6	13,3
Proteínas digestibles	41,1	36,0	57,6	21,2

Fuente: Guillaume *et al.*, 2004.

Por último, están los aceites de origen vegetal, como el de soja, colza, oliva, girasol o palma. Se pueden utilizar como fuente de energía alternativa al aceite de pescado. Sin embargo, no contienen vitaminas A y D y tienen un coste elevado que limita su uso en la fabricación de piensos para peces.

5.5. Sistemas de alimentación

Normalmente, los peces se alimentan siguiendo unas tablas para el cálculo de la ración diaria. Estas tablas, junto con la observación del comportamiento alimentario, nos permite ajustar la cantidad diaria de pienso a suministrar a cada lote.

La alimentación ideal debería ser *ad libitum*, pero es complicado saber en que momento los animales están saciados. Por eso se utilizan las tablas, tanto las que facilita el proveedor del pienso como las elaboradas a partir de la propia experiencia en la granja, como guía sobre la cantidad de pienso a suministrar, teniendo el alimentador una cierta libertad para ajustar la cantidad que da en cada momento.

Existen muy diversos sistemas de alimentación, adaptados a cada especie animal y tipo de instalación.

El sistema más sencillo es la alimentación a mano (Figura 70). Este sistema tiene el inconveniente de requerir una mayor mano de obra, pero por el contrario ofrece un mayor control sobre la alimentación de los peces, además de permitir repartir la ración durante un periodo de tiempo más prolongado. Este sistema se utiliza en instalaciones en tierra, principalmente durante el destete, conjuntamente con sistemas automáticos, o durante el preengorde, pudiendo repartir la ración diaria en varias tomas (4-6 tomas/día). En mar abierto también se puede alimentar a mano, cuando los peces son aún pequeños y se tienen que adaptar a las condiciones de este tipo de cultivo.



Figura 70. Alimentación a mano en una instalación de engorde en mar abierto.

La alimentación automatizada es más sencilla en las instalaciones ubicadas en tierra. Los comederos automáticos, en sus diferentes versiones (de reloj, de pletina, de tornillo, etc.), permiten el reparto de la ración a lo largo de todo el día mediante el suministro de pequeñas cantidades, lo que mejora el acceso de los peces al alimento y reduce la dispersión del lote.

En algunas especies, como la anguila, la alimentación se hace “ad libitum”, mediante la instalación de comederos de autodemanda. Estos sistemas se desaconsejan para otras especies como la dorada y la lubina por las lesiones que se producen durante el accionado del mecanismo (Figura 71).

La alimentación de los peces en viveros flotantes es más complicada. Los pellets de pienso caen hacia el fondo de la jaula y los peces tienen que ser capaces de capturarlos. Por eso se suelen utilizar sistemas de suministro mecanizados, pero siempre bajo control de los alimentadores, para poder observar el comportamiento de los peces.



Figura 71. Anguilas accionando el comedero de autodemanda en Valenciana de Acuicultura, s.a.

En las instalaciones de engorde en mar abierto, la mayor parte de las instalaciones del Mediterráneo alimentan los peces a través de cañones (de aire corriente de aire o de flujo de agua) que impulsan el alimento hacia la jaula flotante desde el barco, las jaulas pueden estar provistas de cámaras a través de las cuales se controla la cantidad de alimento ingerido por los peces, de



Figura 72. Cañón y tolva de alimentación en mar abierto.



Figura 73. Plataforma de alimentación en mar abierto en una granja de la C. Valenciana.

esta forma cuando los peces dejan de alimentarse, se corta el suministro de pienso a la jaula.

Estos cañones se nutren de tolvas, de mayor o menor tamaño en función de la cantidad de pienso a suministrar así como de la embarcación donde estén instalados (Figura 72).

Por último, uno de los sistemas que se están extendiendo en la actualidad en mar abierto, son las plataformas de alimentación (Figura 73). Consisten en silos flotantes que distribuyen el pienso, mediante un sistema controlado informáticamente, a través de tuberías que van a cada una de las jaulas. Mediante este sistema, y ayudados de sensores o videocámaras para el control del alimento no consumido y del comportamiento de los peces, se puede suministrar el alimento requerido repartido en varias tomas al día con un mínimo de personal necesario.

II. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

Los pescados de acuicultura se alimentan, a excepción de las fases larvarias, con piensos extrusionados. Es previsible, conociendo el ciclo biológico de los nematodos anisákidos que se transmiten a través de la alimentación, que no existan parásitos viables en los pescados de acuicultura, ya que las larvas de anisákidos no podrían superar el proceso de fabricación de harinas de pescado y la extrusión del pienso.

Aunque existen estudios realizados sobre la presencia o ausencia de anisákidos en pescados de crianza (Abollo *et al.*, 2001; Akoll *et al.*, 2012; Álvarez *et al.*, 2002; Angot y Brasseur, 1993; Bassleer *et al.*, 1973; Carvajal *et al.*, 1995; Carvajal y González, 1990; Chen *et al.*, 2008; Deardorff y Kent, 1989; Dick *et al.*, 1987; González, 1998; Hemmingsen *et al.*, 1993; Inoue *et al.*, 2000; Kapota, 2012; Lunestad, 2003; Marty, 2008; McKenzie *et al.*, 1976; Mo *et al.*, 2013; Muzzall *et al.*, 2006; Paperna (1996); Peñalver *et al.*, 2010; Rückert *et al.*, 2009; Salati *et al.*, 2013; Sepúlveda *et al.*, 2004; Shih *et al.*, 2010; Skov *et al.*, 2009; Ubeira *et al.*, 2000; Wootten *et al.*, 2009; Wootten y Smith, 1975), principalmente realizados en salmón atlántico (*Salmo salar*) por ser esta una de las especies con mayor producción a nivel mundial, no se puede descartar la presencia de este tipo de parásitos en otras especies de pescado procedente de la acuicultura (EFSA, 2010).

Así pues, esta tesis doctoral intenta contribuir a eliminar las incertidumbres que existen alrededor del pescado de acuicultura española sobre la posible presencia de anisákidos que pudieran resultar un riesgo para la salud humana.

Los objetivos de la presente tesis doctoral son:

1. Conocer si las especies sinantrópicas de las instalaciones de acuicultura de la Comunitat Valenciana están parasitadas por nematodos anisákidos.
2. Evaluar la prevalencia de los pescados procedentes de la pesca extractiva.
3. Asegurar la efectividad de la técnica seleccionada para la detección de nematodos anisákidos en pescado salvaje y, por tanto, su aplicabilidad para el pescado de acuicultura.
4. Determinar la presencia o ausencia de nematodos anisákidos en pescado de acuicultura criado en el litoral español.
5. Estudiar si las condiciones de cría y alimentación del pescado de acuicultura del litoral español utilizadas actualmente reducen el riesgo de ser parasitados por nematodos anisákidos.

III. MATERIAL Y MÉTODOS

En este apartado, con el fin de proporcionar información detallada de los materiales y métodos empleados a lo largo del período experimental, se incluye una descripción de los mismos para cada uno de los dos estudios incluidos en la presente tesis doctoral.

El primer estudio se dividió en dos fases. Una primera, aunque más extensa en el tiempo, realizada en granjas de la Comunitat Valenciana y con determinación por visualización directa, y una segunda fase, realizada en granjas de varias Comunidades Autónomas, en la que se utilizaron diferentes técnicas para la determinación.

Para la puesta a punto de la técnica de visualización directa utilizada en los estudios 1.A y 2 de esta tesis doctoral, en una primera fase, y previamente al inicio de los estudios, se adquirieron en establecimiento minoristas pescados de especies con una elevada prevalencia de estos parásitos, principalmente bacaladillas (*Micromesistius poutassou*) (Figura 74). Se detectaron un gran número de nematodos anisákidos, llegando incluso a haber migrado hasta la piel de las bacaladillas, si bien la gran mayoría se encontraban en cavidad celómica creando, en los casos con una mayor intensidad, masas de ovillos de nematodos alrededor de las vísceras.

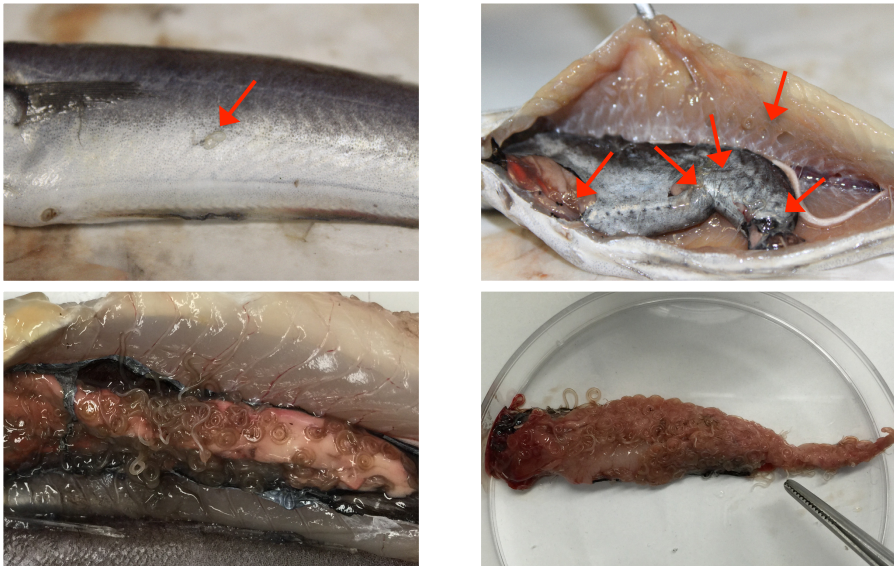


Figura 74. Larvas de anisákidos en piel, cavidad abdominal y vísceras de bacaladillas (*Micromesistius poutassou*).

Este pescado suele eviscerarse previamente en el comercio minorista por la alta prevalencia e infección media, por lo que para poder realizar el estudio se solicitaba poder adquirirlo sin eviscerar.

Este procedimiento de análisis de pescados con altas prevalencias se continuó de manera periódica con el fin de verificar la técnica utilizada.

1. ESTUDIO 1

El presente estudio, dividido en dos fases, tiene como objetivos el determinar la presencia o ausencia de nematodos anisákidos en pescado de acuicultura criado en el litoral español, así como determinar si las condiciones de cría y alimentación del pescado de acuicultura del litoral español utilizadas actualmente reducen el riesgo de ser parasitados por nematodos anisákidos.

1.1. Fase 1

La primera fase del estudio 1 (estudio 1.A) constituye la continuación del Trabajo de Investigación del Programa de Doctorado de Ciencia Animal de la *Universitat Politècnica de València* (UPV), defendido en julio de 2012.

En este estudio, se realizaron análisis de pescados de acuicultura provenientes de granjas ubicadas en la Comunitat Valenciana. Para la determinación de la presencia o ausencia de larvas de anisákidos en estas muestras se utilizó la técnica de visualización directa.

El estudio se llevó a cabo desde marzo de 2009 hasta septiembre de 2013. Se han realizado un total de 90 tomas de muestras, analizándose un total de 3.003 pescados pertenecientes a 257 lotes diferentes.

1.1.1. Muestreo

1.1.1.1. Origen de las muestras

Las muestras tomadas en esta primera fase provienen de 10 de las granjas asociadas a la Agrupación de Defensa Sanitaria Acuicultura de la Comunitat Valenciana (ADS ACUIVAL), que fue constituida en mayo de 2008, siendo la primera ADS en el ámbito de la acuicultura marina española.

Estas granjas han sido numeradas del 1 al 10 con el objetivo de mantener la confidencialidad de los datos obtenidos (Figura 75). De las 10 granjas participantes en el estudio, cinco corresponden a granjas de engorde en mar abierto, tres corresponden a instalaciones *hatchery-nursery* o preengorde (preengorde de ahora en adelante), una es una granja de alevinaje y engorde de trucha arco iris y una es de engorde de anguila.

Las cinco granjas de engorde en mar abierto tiene características similares en cuanto a las

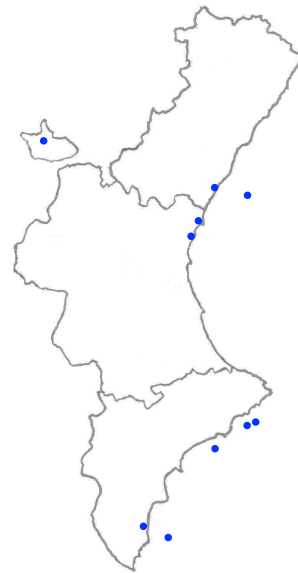


Figura 75. Ubicación de las granjas participantes en el estudio 1.A.

especies y tipo de instalaciones. Una de estas granjas está ubicada en Burriana (Castellón), mientras que el resto están ubicadas en diferentes localidades de la provincia de Alicante: dos en Calpe, una en la Vila-joiosa y otra en Guardamar del Segura.

Estas granjas están compuestas por viveros flotantes, que son estructuras compuestas (Figura 77) básicamente por:

- Un sistema de fondeado, compuesto por anclas y muertos.
- Un entramado de estachas y cadenas, que crean una cuadrícula y que fijan la instalación al sistema de fondeo.
- Dos aros concéntricos de polietileno rellenos con poliestireno expandido, que le dan la flotabilidad, fijado mediante estachas y cabos al entramado (Figura 76).
- Un sistema de sujeción, con una barandilla.
- Una bolsa red, sujeta a esta barandilla, y que llega hasta una profundidad de 15-18 m, en función de la talla de los peces.
- Una red antipájaros por encima del agua para evitar la predación.



Figura 76. Detalle de los aros flotantes de un vivero.



Figura 77. Vivero de una granja en mar abierto de la C. Valenciana.

Estos viveros pueden ser de diferentes tamaños, siendo los más comunes de 25-30 metros de diámetro.

De las tres instalaciones de preengorde, una trabaja en circuito abierto y las otras dos en circuito cerrado. Cada una de estas instalaciones está ubicada en una de las tres provincias de la Comunitat Valenciana, en Burriana (Castellón), Sagunto (Valencia) y Guardamar del Segura (Alicante).

Las instalaciones en circuito cerrado se caracterizan por reutilizar gran parte del agua, consiguiendo un aislamiento del medio que les permite, como principal ventaja, un mayor control del medio de cultivo con una menor utilización de agua y un reducido gasto energético (Espinós, Ruiz *et al.*, 2011). Para ello deben

eliminar los sólidos en suspensión y los compuestos nitrogenados resultantes del metabolismo de los peces y que son tóxicos para los mismos. Esto se consigue mediante el uso de un sistema de filtración, tanto mecánica como biológica.

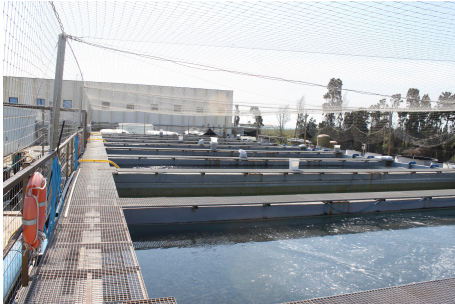


Figura 78. Tanques de preengorde de una granja de la C. Valenciana.



Figura 79. Separador de espuma de una granja de preengorde de la C. Valenciana.



Figura 80. Filtro UV de una granja de preengorde de la C. Valenciana.

Los tanques de estas granjas son de tamaños y formas variables (cilíndricos, *race-way*, etc.), y fabricados en hormigón o fibra de vidrio, dependiendo de la fase de cría (Figura 78).

Para la filtración mecánica tienen instalados filtros de malla (filtros de disco) o de arena. La función de estos es retener las partículas en suspensión.

La filtración biológica la realizan mediante diferentes equipamientos y sustratos. El objetivo es eliminar los compuestos nitrogenados tóxicos (amonio y nitritos) transformándolos en nitratos gracias a la acción de bacterias

En estas instalaciones tienen instalados separadores de espuma o *skimmers* para eliminar grasas y pequeñas partículas en suspensión del agua (Figura 79).

En la captación del agua tienen instalados sistemas de esterilización, siendo el UV el más utilizado, para reducir la carga biológica que se introduce en la instalación (Figura 80).

La captación del agua la realizan directamente del mar, y tienen tasas de renovación del 5-10 % diario. La tasa de recirculación varía mucho dependiendo del tamaño, la especie y la biomasa del circuito, no pudiendo darse una cifra concreta sobre la misma.

En la *hatchery* se mantiene un stock de reproductores (doradas, lubinas y corvinas) que, separados en diferentes lotes con temperaturas y fotoperiodos diferentes, permiten planificar las puestas de huevos durante toda la temporada productiva. Tras el cultivo larvario y el destete, los alevines son trasladados a las instalaciones

de preengorde, donde crecen desde 1-2 g hasta la talla decidida para su traslado a las granjas en mar abierto, que suele oscilar entre los 10 y los 25 g.

La instalación de engorde de anguila está ubicada en Puzol (Valencia)(Figura 81). Es una instalación de acuicultura en circuito cerrado, en la que también se crían otras especies de agua dulce, como la tilapia (*Oreochromis niloticus*), y se realiza investigación en nuevas especies para la acuicultura, como el arapaima (*Arapaima gigas*). Esta instalación se nutre de agua de pozo y el vertido lo realiza, previo paso por una depuradora a una acequia cercana. Posee tanques de diferentes formatos (*race-way*, cilindrocónicos, etc.), y materiales (hormigón y fibra de vidrio), todos ellos con sistema de autolimpieza.



Figura 81. Tanques de engorde de anguila de Valenciana de Acuicultura, s.a.



Figura 82. Filtro mecánico (de disco) de Valenciana de Acuicultura, s.a.

La filtración mecánica la realizan mediante filtros de disco (Figura 82) con una luz de malla de 40 μm . La filtración biológica se realiza en grandes estructuras rellenas con material filtrante por las que se hace circular el agua para detoxificarla.

Los tanques tienen comederos de autodemanda y el reparto del alimento se realiza mediante un sistema automatizado.

En esta instalación, la tasa de renovación está alrededor del 5 % y la tasa de recirculación depende de la talla de los peces presentes en cada tanque.

La instalación de alevinaje y engorde de trucha arco iris está ubicada en Torrebaja (Valencia), captando el agua del cauce del río Ebrón. En la captación tiene instalado un sistema para retirar el material, principalmente hojas, que puedan venir en el agua. No posee ningún sistema de bombeo, trabajando únicamente mediante gravedad.

Los tanques de la instalación son de hormigón tipo *race-way*, si bien posee varias estanques de tierra utilizados antaño para engorde de la trucha, pero en desuso actualmente por su dificultad para trabajar en ellos y en las labores de limpieza y desinfección de los mismos.

La temperatura de trabajo la determina la temperatura del agua del río, estando de alrededor de los 11 °C en invierno y alcanzando los 17-18 °C en verano.

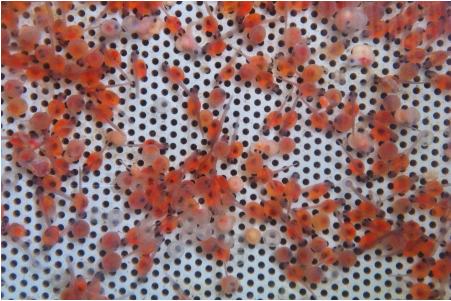


Figura 83. Alevines de trucha con vesícula vitelina.



Figura 84. Tanques de alevinaje de una granja de trucha arco iris de la Comunitat Valenciana.

Previo al vertido del agua al río, se pasa por unos tanques de decantación para eliminar los sólidos en suspensión.

En esta instalación se adquiere la hueva de instalaciones de reproducción y se incuba hasta su eclosión. Durante las primeras fases de vida se mantienen los alevines en tanques de pequeño tamaño en una instalación cerrada (Figura 83), trasladándolos a tanques en el exterior de mayor tamaño cuando alcanzan una longitud de unos 3-5 cm (Figura 84).

Esta instalación dedica la mayor parte de su producción a la venta de alevines preengordados a otras instalaciones en donde, por diversas razones, no pueden realizar el alevinaje en buenas condiciones. Una pequeña parte de su producción se destina a la repoblación de cotos de pesca.

1.1.1.2. Tamaño muestral

Para determinar la presencia o ausencia de una enfermedad, en el caso de realizar un muestreo aleatorio de animales de la población, para una prevalencia estimada de un 10 %, y un grado de confianza del 95 %, el tamaño muestral (n) que debería seleccionarse es de $n=29$ (Winepi, 2009).

Por esto, se decidió que en cada explotación se debían tomar anualmente, al menos, 30 individuos, independientemente de la especie, para la determinación de la presencia o ausencia de parásitos anisákidos.

1.1.1.1. Tipo de muestreo

El muestreo se realizó de manera no aleatoria por criterios objetivos, ya que se tomaron individuos moribundos o recién muertos por tratarse de los animales más sencillos para poder capturar.

Se han tomado muestras de peces de todas las tallas, desde alevines a talla comercial. Las especies muestreadas han sido:

- Dorada (*Sparus aurata*)
- Lubina (*Dicentrarchus labrax*)
- Corvina (*Argyrosomus regius*)
- Anguila (*Anguilla anguilla*)
- Trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*)

Los individuos se han distribuido según su peso en tres categorías, teniendo en cuenta la talla comercial para cada especie. Así, la clasificación por tallas, queda como se detalla a continuación:

- A: Alevines
 - Dorada, lubina, corvina y trucha arco iris: peso menor a 50 g.
 - Anguila: peso inferior a 30 g.
- B: Adultos
 - Dorada, lubina y trucha arco iris: peso entre 51 y 200 g.
 - Corvina: peso entre 51 y 400 g.
 - Anguila: peso entre 31 y 125 g.
- C: Adultos de talla comercial
 - Dorada, lubina y trucha arco iris: peso mayor a 200 g.
 - Corvina: peso superior a 400 g.
 - Anguila: peso superior a 125 g.

En la Tabla 20 se muestra un resumen de las muestras tomadas durante la primera fase del estudio 1, habiéndose agrupado los muestreos por trimestre. En el Anexo II se muestra el desglose de las muestras tomadas.

Tabla 20. Resumen de las muestras tomadas en la fase 1 del estudio 1.

Periodo	Granjas	S. aurata			D. labrax			A. regius			A. anguilla			O. mykiss		
		A	B	C	A	B	C	A	B	C	A	B	C	A	B	C
01/01/2009 31/03/2009	1, 2	0 (0)	6 (1)	7 (2)	0 (0)	5 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/04/2009 30/06/2009	1, 2, 5, 6, 7	22 (2)	0 (0)	10 (1)	10 (1)	15 (2)	8 (1)	0 (0)	6 (1)	0 (0)	8 (1)	7 (1)	0 (0)	10 (1)	0 (0)	7 (1)
01/07/2009 30/09/2009		0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/10/2009 31/12/2009	1, 2, 6, 7	0 (0)	0 (0)	21 (4)	6 (1)	10 (2)	10 (2)	0 (0)	11 (1)	7 (1)	0 (0)	9 (1)	6 (1)	9 (1)	10 (1)	0 (0)
01/01/2010 31/03/2010	6	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	12 (1)	9 (1)	10 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/04/2010 30/06/2010	1, 2, 4, 5	43 (4)	48 (7)	11 (2)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/07/2010 30/09/2010	4, 6	11 (1)	0 (0)	0 (0)	13 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	23 (2)	11 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/10/2010 31/12/2010	1, 2, 5, 7	51 (3)	20 (3)	5 (1)	0 (0)	14 (2)	6 (1)	18 (1)	15 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	33 (2)	0 (0)
01/01/2011 31/03/2011	2, 5, 6	78 (3)	15 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	11 (1)	24 (2)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/04/2011 30/06/2011	1, 4	35 (2)	21 (3)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	12 (1)	0 (0)	15 (1)	11 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)

Periodo	Granjas	<i>S. aurata</i>			<i>D. labrax</i>			<i>A. regius</i>			<i>A. anguilla</i>			<i>O. mykiss</i>		
		A	B	C	A	B	C	A	B	C	A	B	C	A	B	C
01/07/2011 30/09/2011	1, 2, 4, 6, 7	59 (3)	25 (2)	23 (3)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	10 (1)	22 (1)	34 (2)	14 (1)	13 (1)	7 (1)
01/10/2011 31/12/2011	1, 5	69 (2)	0 (0)	0 (0)	59 (3)	0 (0)	20 (1)	8 (1)	12 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/01/2012 31/03/2012	2, 5	34 (2)	0 (0)	5 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/04/2012 30/06/2012	1, 5, 6, 7, 10	58 (4)	0 (0)	0 (0)	34 (2)	6 (1)	0 (0)	2 (1)	0 (0)	21 (1)	14 (1)	11 (1)	33 (2)	9 (1)	0 (0)	0 (0)
01/07/2012 30/09/2012	1, 2, 3, 5, 6, 7, 8, 9	54 (3)	20 (2)	15 (3)	60 (3)	16 (2)	4 (1)	19 (2)	7 (2)	55 (3)	46 (4)	18 (2)	103 (6)	22 (2)	8 (1)	0 (0)
01/10/2012 31/12/2012	6	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	14 (1)	10 (1)	10 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/01/2013 31/03/2013	2, 3, 7	0 (0)	7 (1)	5 (1)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	9 (1)	0 (0)	23 (1)	19 (2)	8 (1)	30 (2)	10 (1)	6 (1)	0 (0)
01/04/2013 30/06/2013	1, 2, 3, 4, 5, 8, 9, 10	136 (7)	34 (4)	0 (0)	71 (3)	10 (2)	6 (2)	0 (0)	5 (1)	20 (1)	35 (4)	27 (3)	0 (0)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
01/07/2013 30/09/2013	1, 2, 3, 4, 5, 7, 8, 9, 10	181 (11)	26 (5)	35 (6)	168 (13)	9 (1)	25 (6)	9 (1)	0 (0)	21 (1)	38 (3)	15 (2)	117 (7)	0 (0)	0 (0)	0 (0)
Subtotal por talla		831 (47)	222 (29)	137 (24)	421 (27)	85 (13)	91 (15)	94 (10)	42 (6)	176 (10)	244 (22)	181 (18)	316 (20)	97 (8)	28 (4)	0 (0)
Total por especies		1190 (100)			597 (55)			174 (20)		601 (50)			441 (32)			

Nota: Entre paréntesis el número de lotes muestreados

1.1.1.2. Procedimiento de muestreo

Se tomaron muestras en todas las explotaciones participantes en el estudio. Para ello, se realizaron visitas periódicas a todas ellas, siempre concertadas con los responsables de cada una de ellas. Durante las visitas, se cumplieron las máximas medidas de bioseguridad para evitar la transmisión de patologías de unas instalaciones a otras. Entre estas medidas, cabe destacar:

- Uso de botas propias de uso exclusivo en la instalación.
- Cambio de ropa entre instalaciones.
- Desinfección de utensilios y manos entre lotes.

Inmediatamente tras la toma de muestras, los peces se introducían en una bolsa con cierre hermético (Figura 85), correctamente identificada con la empresa, el lote y el número de jaula/tanque. A continuación, se introducía la bolsa en una nevera con hielo o acumuladores de frío. Hasta su llegada al laboratorio de la RIIA-CV, las muestras se mantenían en refrigeración. Para este fin, se utilizaba una nevera con acumuladores de frío (Figura 86 y Figura 87). En caso de que se tratara de un trayecto largo, se dispone de una nevera termoeléctrica de funcionamiento mediante sistema Peltier con conexión de 12 V, que se conectaba en el vehículo (Waeco Tropicool TC-35 FL)(Figura 88).



Figura 85. Material utilizado en el muestreo (guantes, bolsas herméticas, tubos, hisopos con medio de transporte, etc.).



Figura 86. Nevera para el transporte de las muestras.



Figura 87. Acumuladores de frío para el transporte refrigerado.




Figura 88. Nevera portátil de sistema Peltier con conexión eléctrica a 12 V del vehículo.

Se cumplimentaba un acta de toma de muestras, en la que se indicaban los datos de la granja, el número de animales, la especie y el número de lote o tanque, que permitiera una adecuada trazabilidad. A la llegada al laboratorio, se le daba un número de registro a las muestras, que se reflejaba en el acta (Figura 89).

A cumplimentar en el laboratorio

Fecha de recepción:/...../.....

Código de muestra:



FICHA DE TOMA DE MUESTRAS
EXPLOTACIONES ACUÍCOLAS

Datos de la explotación:

Titular:
 Nº Registro:
 Domicilio:
 Población:
 C.P.:
 Teléfono:

Datos de la toma de muestras:

Veterinario: Jordi López Ramon - Vet. Col.
 Teléfono:
 Analítica solicitada:
 Fecha de toma de muestras:

Nº	Nº MUESTRAS	ESPECIE	IDENTIFICACIÓN

Fdo.:
Representante de la explotación

Fdo.: Jordi López Ramon
Veterinario ADS ACUIVAL
Vet. Col. nº

Agrupación de Defensa Sanitaria Acuicultura de la Comunitat Valenciana
 Colegio Maypr Galileo-Galilei. Local nº 15. Avda. de los Naranjos, s/n 46022 - Valencia

Figura 89. Modelo de acta de toma de muestras utilizado por la ADS ACUIVAL.

1.1.2. Análisis de las muestras

Los análisis fueron llevados a cabo en las instalaciones que la Red de Innovación en Industrias Acuícolas de la Comunitat Valenciana (RIIA-CV)(Figura 90). Dichas instalaciones se ubicaban hasta 2013 en el Centro de Cultivo de Peces de Aguas Templadas de Polinyà de Xúquer de la Consellería de Infraestructuras, Territorio y Medio Ambiente de la Generalitat Valenciana, que son compartidas con la ADS ACUIVAL. Actualmente, tanto la RIIA-CV como la ADS ACUIVAL, se han trasladado a la *Universitat Politècnica de València*.

La RIIA-CV es una clúster empresarial, en el que participa la UPV (Universidad Politécnica de Valencia, 2008), cuyo objetivo principal es la promoción de la I+D+i en el sector de la acuicultura de la Comunitat Valenciana. Fue constituida en mayo de 2008 en el marco del Plan de Impulso al Sector de la Acuicultura, de la Consellería de Industria, Comercio e Innovación (Generalitat Valenciana, 2005), con la financiación del Instituto de la Mediana y Pequeña Industria Valenciana (IMPIVA) a través de los Planes de Competitividad de la Empresa Valenciana mediante el Fondo Europeo de Desarrollo Regional (FEDER).

Previamente al inicio de la necropsia se pesaban todos los individuos mediante el uso de una báscula (Figura 91). En el caso de animales pequeños, se pesaban todos juntos y se calculaba el peso medio.

El campo de trabajo, dado que se estudiaban a la vez otros patógenos, utilizaba un mechero Bunsen para la creación de una zona de esterilidad (Figura 92).

Para la necropsia, se utilizaba material de necropsia habitual, como pinzas de diferentes tamaños, con dientes y sin dientes, bisturí, tijeras de corte y disección (Figura 93).

Para la observación de las muestras, se utilizaba una fuente de iluminación de luz led. También se disponía de una fuente de iluminación con aumentos (3 dioptrías)(Figura 94). En caso necesario, se utilizaba una lupa estereoscópica y un microscopio con cuatro objetivos (4x, 10x, 40x y 100x)(Figura 95).



Figura 90. Vista parcial del laboratorio de la RIIA-CV en Polinyà de Xúquer.



Figura 91. Báscula para el pesado de las muestras.



Figura 92. Campo de trabajo con mechero Bunsen y asa de siembra para cultivo microbiológico.



Figura 93. Material de disección utilizado en las necropsias.



Figura 94. Lámpara con aumentos para la necropsia.

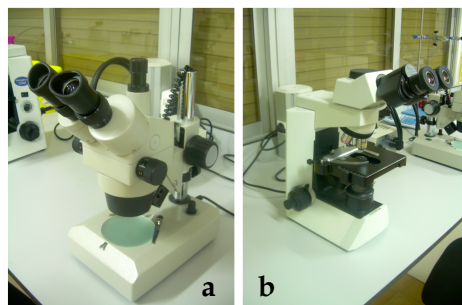
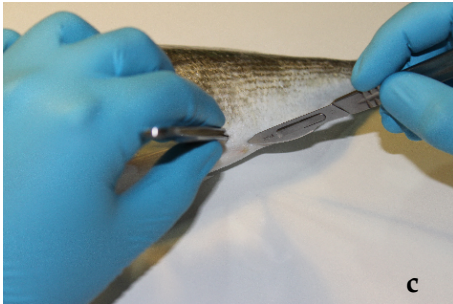
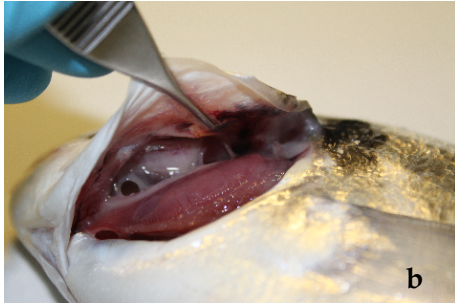


Figura 95. Lupa estereoscópica (a) y microscopio trinocular (b).

El análisis, consistía en una necropsia de los peces recogidos, mediante el siguiente procedimiento (Figura 96)(se indican entre paréntesis las correspondencias con las diferentes imágenes):

- Inspección visual externa del pescado (a). Se presta especial atención a la integridad de la piel, a las aletas, a la posible presencia de lesiones, hemorragias o parásitos.
- Inspección de la cavidad branquial (b). Observación del estado, coloración, mucosidad de las branquias. Es posible la presencia de nematodos anisákidos en la cavidad branquial.
- Se puede realizar una punción con bisturí (c) o con la punta de las tijeras para evitar dañar los órganos. Se continúa la incisión con tijera en sentido craneal (d) desde el orificio anal hasta la base de la mandíbula (e) para exponer los órganos abdominales (f).
- Incisión perpendicular a la primera (g), en paralelo a la apertura branquial, para exponer completamente los órganos.
- Examen de los órganos *in situ* (h). Inspección en busca de nematodos.



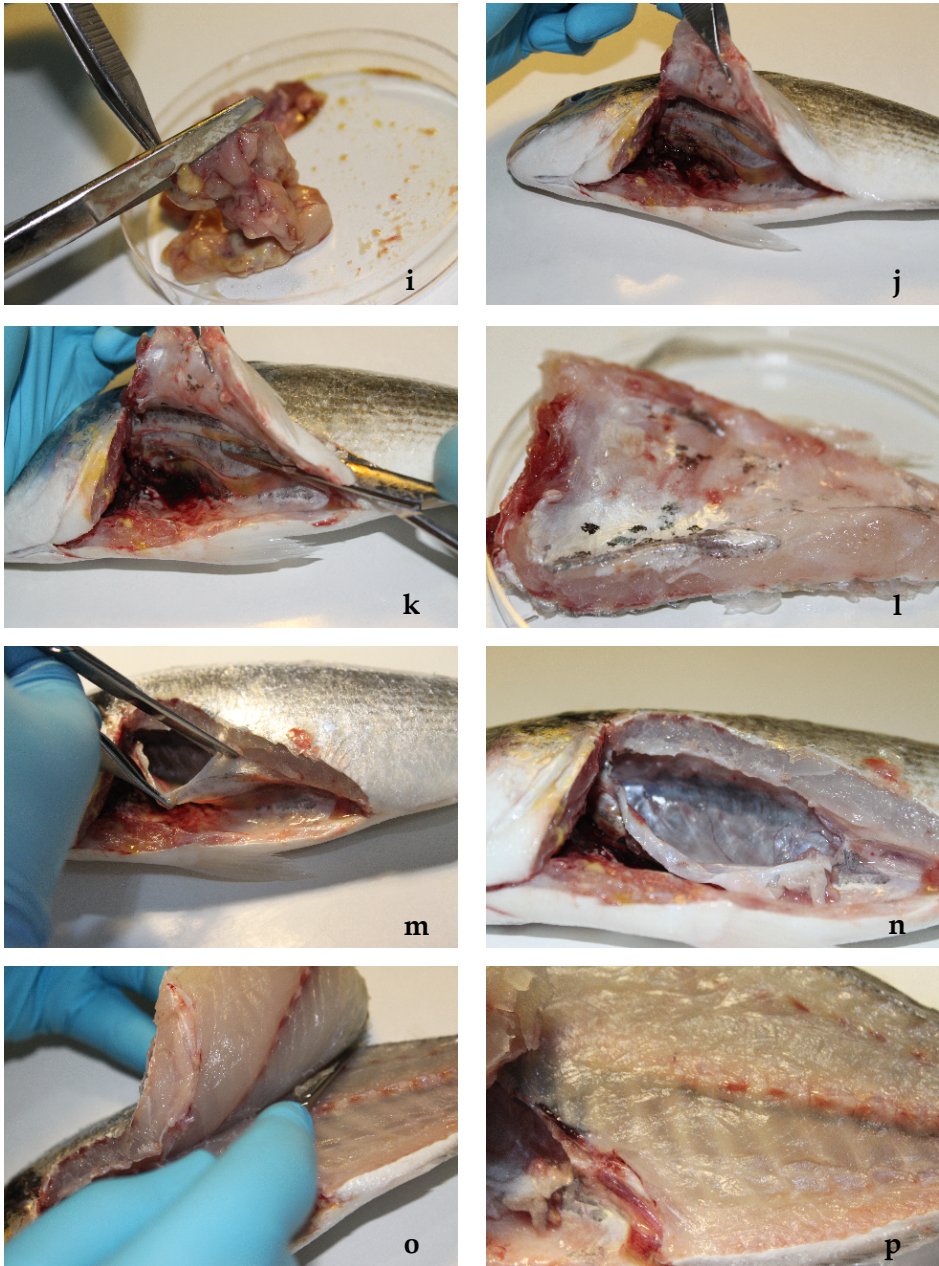


Figura 96. Procedimiento de necropsia de una dorada (*S. aurata*) utilizado en el estudio 1.A.

- Extracción del paquete abdominal que incluye los órganos y aparato digestivo. Colocación en una placa Petri, donde se inspecciona con la ayuda de una fuente de iluminación. Retirada del hígado y el bazo. Apertura del intestino y el estómago (i) en busca de larvas de anisákidos u otros parásitos. Se presta atención a la presencia o ausencia de alimento.
- Inspección de la cavidad abdominal eviscerada en busca de larvas de anisákidos (j).
- Incisión desde la apertura anal al vértice superior de la última incisión con el fin de separar el filete ventral o *belly-flap* (k).
- Colocación del *belly-flap* en una placa Petri (l). Se inspecciona con la ayuda de una fuente de iluminación en busca de larvas de anisákidos.
- Realización de varias incisiones paralelas separadas por 0,5-1 cm para observar adecuadamente la musculatura abdominal.
- Apertura de la vejiga natatoria (m) para su inspección, así como para exponer el riñón (n).
- Realización de un fileteado con bisturí (o) para observar la musculatura adyacente a la espina. Se inspecciona cuidadosamente tanto la zona de la espina como el filete separado (p).

En caso de estar presentes, los nematodos anisákidos se pueden observar en la cavidad abdominal, en el interior del tubo digestivo, en las vísceras o insertados en la pared muscular del pescado. Los parásitos se encuentran habitualmente vivos y se puede apreciar, en muchas ocasiones, su movimiento.

1.2. Fase 2

En la Fase 2 (Estudio 1.B) se realizaron análisis de pescados de acuicultura provenientes de granjas de gran parte del litoral español y de las especies marinas con una mayor producción a nivel nacional (dorada, lubina, rodaballo y corvina).

La toma de muestras fue realizada por personal de la ADS ACUIVAL, y los análisis se realizaron en las instalaciones del Instituto de Ciencia y Tecnología de Alimentos y Nutrición (ICTAN), antiguo Instituto del Frío, del Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC).

Para la determinación de la presencia o ausencia de larvas de anisákidos en estas muestras, los análisis se utilizaron las técnicas de visualización directa, visualización con luz UV y digestión de vísceras y filetes.

El estudio se llevó a cabo desde marzo de 2010 hasta junio de 2011. Se han realizado un total de 45 tomas de muestras, analizándose un total de 1.077 pescados.

1.2.1. Muestreo

1.2.1.1. Origen de las muestras

Se tomaron muestras de dorada (*Sparus aurata*), lubina (*Dicentrarchus labrax*), rodaballo (*Scophthalmus maximus*) y corvina (*Argyrosomus regius*), procedentes de granjas marinas del litoral español: Andalucía, Canarias, Cataluña, Comunitat Valenciana, Galicia y Región de Murcia.

1.2.1.2. Tamaño muestral

Para la determinación del tamaño muestral se siguieron varias etapas.

En la primera etapa, se realizó un muestreo de las granjas en función de su localización geográfica, especies de cultivo y porcentaje de la especie en relación con la producción en acuicultura.

Pasos para la selección de muestras:

- Paso 1: Definir la población de la investigación.
- Paso 2: Procedimiento muestral.
- Paso 3: Determinar el tamaño de la muestra.
- Paso 4: Seleccionar una muestra entre la población.

Paso 1. Población

La población son los peces de cuatro especies: dorada, lubina, rodaballo y corvina criados en 136 granjas de cultivos marinos. Es una llamada población numerosa, que se distribuye según las toneladas y unidades producidas en 2008 según los datos proporcionados por APROMAR (Tabla 21). La dorada supuso, en número

de animales, el 66,2 %, la lubina el 27,2 %, el rodaballo el 5,8 % y la corvina apenas un 0,7 %.

Tabla 21. Distribución de la producción en España de las especies seleccionadas, las unidades producidas y el número de granjas (2008).

	Producción 2008 (t)	Unidades producidas	Nº granjas
Dorada (<i>S. aurata</i>)	23.930	59.835.000	70
Lubina (<i>D. labrax</i>)	9.840	24.600.000	51
Rodaballo (<i>S. maximus</i>)	7.870	5.246.667	10
Corvina (<i>A. regius</i>)	1.300	650.000	5

Paso 2. Procedimiento muestral

Se realizó un muestreo aleatorio estratificado polietápico con afijación proporcional a la distribución de individuos por especie.

- Primera etapa: muestreo de las granjas.
- Segunda etapa: muestreo de individuos dentro de las granjas.

Paso 3. Cálculo del tamaño de la muestra

Muestreo en la primera etapa: Desconociéndose la prevalencia teórica entre las instalaciones se asumió la situación más desfavorable en términos de muestreo $p=q=0,5$, esto es una prevalencia del 50 %. Para un nivel de confianza del 95 % y un error de $\pm 0,12$ (12 %) bastaría con muestrear 45 granjas.

Muestreo en la segunda etapa: Nuevamente, desconociéndose la prevalencia teórica dentro de las instalaciones se asumió la situación más desfavorable en términos de muestreo $p=q=0,5$, esto es una prevalencia del 50 % en todas ellas. El muestreo se calculó para un nivel de confianza del 95 % y un error de $\pm 0,03$ (alrededor del 3 %) sumando un 10 % de reposición ante posibles pérdidas de muestras.

Paso 4. Selección

Las granjas se seleccionaron de forma aleatoria entre las que cumplían los siguientes criterios:

- Localización geográfica asociada con la especie, ya que no en todas se encuentran las mismas especies.
- Producción nacional de cada una de las especies.
- Especie producida en cada granja.

Tabla 22. Distribución por origen de las muestras del estudio 1.B.

	Andalucía	Canarias	Cataluña	Comunitat Valenciana	Galicia	Región de Murcia
<i>S. aurata</i>	7	4	2	7	0	3
<i>D. labrax</i>	4	4	1	3	0	1
<i>S. maximus</i>	0	0	0	0	6	0
<i>A. regius</i>	0	0	0	2	0	1
TOTAL	11	8	3	12	6	5

Se escogió un mínimo de 3 granjas por localización (Andalucía, Canarias, Cataluña, Comunitat Valenciana, Galicia y Región de Murcia); las 27 restantes se seleccionaron de forma proporcional al número de granjas por localización (Tabla 22). Se determinó un número mínimo de 21 peces por muestreo. Aunque para reponer posibles pérdidas se tomaron 24 peces por granja. Finalmente se muestrearon 1.077 pescados de 45 granjas. No se muestrearon 1.080 pescados por diferentes errores en varios muestreos (Tabla 23).

Tabla 23. Distribución por especie de las muestras del estudio 1.B.

	Nº granjas	Nº Peces
<i>S. aurata</i>	23	551
<i>D. labrax</i>	13	310
<i>S. maximus</i>	6	144
<i>A. regius</i>	3	72
TOTAL	45	1.077

1.2.1.3. Procedimiento de muestreo

El calendario de los muestreos se estableció de acuerdo con la ubicación de las granjas (Figura 97), la especie a estudiar y el número de peces seleccionados en el protocolo de muestreo realizado según los datos de producción de cada especie y ubicación de las granjas. El muestreo se llevó a cabo en dos periodos diferenciados: primavera y otoño. En algunos casos el calendario se hubo de modificar debido a que durante la realización del estudio se produjeron cambios imprevistos en determinadas granjas que impidieron seguir el protocolo inicial.

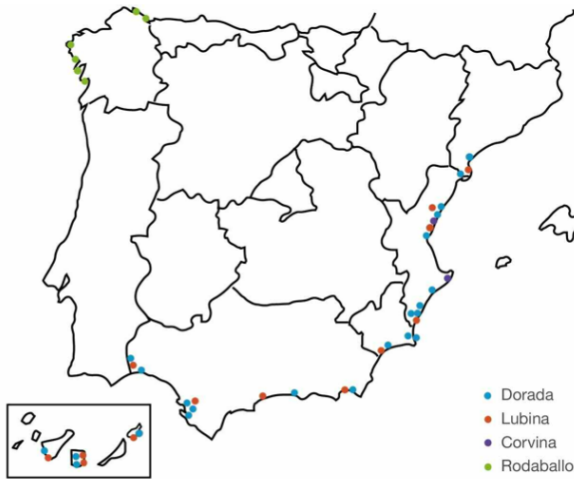


Figura 97. Distribución geográfica de las granjas y especies muestreadas en el estudio 1.B.

Todo el procedimiento hasta el momento del procesado, fue diseñado para que tuviese la máxima similitud posible con el proceso habitual de despesque y puesta en el mercado hasta su llegada al consumidor final.

Tras contactar con los responsables de la granja y coordinar la fecha de muestreo, el personal de la ADS ACUIVAL se personaba en la granja. Allí, se cogían 24 ejemplares de la especie seleccionada. Los animales se tomaban de la cuba de pesca, una vez sacrificados, de manera totalmente aleatoria (Figura 98 y Figura 99).

Se introducían los 24 individuos en bolsas de plástico (Figura 100) y estas se depositaban en neveras con hielo suficiente para el transporte. Estas mismas neveras fueron utilizadas para su transporte y conservación hasta el procesado. Durante esta fase, se controló que hubiera una cantidad suficiente de hielo para la buena conservación del pescado (Figura 101).

El transporte se realizó, en la gran mayoría de los casos, por carretera. La excepción a este sistema fueron las muestras correspondientes a granjas ubicadas en Canarias, que se transportaron por vía aérea.

Al no identificarse individualmente el pescado en la granja, los animales de granjas diferentes, se mantuvieron en neveras independientes para evitar posibles confusiones. Estas neveras se identificaron de forma inequívoca para mantener una adecuada trazabilidad.



Figura 98. Pesca de dorada en un estero previa a la toma de muestras.



Figura 99. Cuba de pesca de rodaballo previa a la toma de muestras.



Figura 100. Muestreo de lubinas de una cuba de pesca para el estudio 1.B.



Figura 101. Vehículo y neveras identificadas para el transporte de las muestras.


En la Tabla 24 se presenta la relación de muestreos realizados, indicándose la especie, el número de individuos muestreados, la fecha y época del muestreo, la región en la que estaba ubicada la granja y el tipo de instalación.

Tabla 24. Relación de muestras tomadas en el estudio 1.B.

Nº Granja	Especie	Nº peces	Fecha muestreo	Época	Región	Tipo instalación
1	<i>S. aurata</i>	24	24/05/2010	Primavera	Andalucía	Vivero
2	<i>D. labrax</i>	24	21/04/2010	Primavera	Andalucía	Vivero
3	<i>S. aurata</i>	24	18/03/2010	Primavera	Andalucía	Estero
4	<i>S. aurata</i>	24	18/03/2010	Primavera	Andalucía	Estero
5	<i>D. labrax</i>	24	25/01/2011	Otoño	Andalucía	Estero
6	<i>D. labrax</i>	24	11/11/2010	Otoño	Andalucía	Vivero
7	<i>S. aurata</i>	24	11/11/2010	Otoño	Andalucía	Estero
8	<i>S. aurata</i>	24	11/11/2010	Otoño	Andalucía	Estero
9	<i>D. labrax</i>	24	15/11/2010	Otoño	Andalucía	Estero
10	<i>D. labrax</i>	24	27/05/2010	Primavera	Andalucía	Vivero
11	<i>S. aurata</i>	24	14/12/2010	Otoño	Andalucía	Vivero
12	<i>S. aurata</i>	24	02/05/2011	Otoño	Canarias	Vivero
13	<i>A. regius</i>	24	03/03/2011	Otoño	Canarias	Vivero
14	<i>D. labrax</i>	24	20/12/2010	Otoño	Canarias	Vivero
15	<i>S. aurata</i>	23	01/06/2010	Primavera	Canarias	Vivero
16	<i>D. labrax</i>	24	07/06/2010	Primavera	Canarias	Vivero
17	<i>S. aurata</i>	24	22/04/2010	Primavera	Canarias	Vivero
18	<i>D. labrax</i>	24	09/02/2011	Otoño	Canarias	Vivero
19	<i>S. aurata</i>	24	20/12/2010	Otoño	Canarias	Vivero
20	<i>D. labrax</i>	22	01/06/2010	Primavera	Canarias	Vivero
21	<i>S. aurata</i>	24	17/06/2010	Primavera	Cataluña	Vivero
22	<i>S. aurata</i>	24	13/12/2010	Otoño	Cataluña	Vivero
23	<i>D. labrax</i>	24	17/06/2010	Primavera	Cataluña	Vivero

Nº Granja	Especie	Nº peces	Fecha muestreo	Época	Región	Tipo instalación
24	<i>S. maximus</i>	24	08/04/2010	Primavera	Galicia	Tanque
25	<i>S. maximus</i>	24	14/10/2010	Otoño	Galicia	Tanque
26	<i>S. maximus</i>	24	08/04/2010	Primavera	Galicia	Tanque
27	<i>S. maximus</i>	24	14/10/2010	Otoño	Galicia	Tanque
28	<i>S. maximus</i>	24	09/04/2010	Primavera	Galicia	Tanque
29	<i>S. maximus</i>	24	15/10/2010	Otoño	Galicia	Tanque
30	<i>D. labrax</i>	24	21/04/2010	Primavera	Murcia	Vivero
31	<i>S. aurata</i>	24	21/06/2010	Primavera	Murcia	Vivero
32	<i>A. regius</i>	24	21/06/2010	Primavera	Murcia	Vivero
33	<i>S. aurata</i>	24	30/11/2010	Otoño	Murcia	Vivero
34	<i>S. aurata</i>	24	10/12/2010	Otoño	Murcia	Vivero
35	<i>S. aurata</i>	24	19/05/2010	Primavera	C. Valenciana	Vivero
36	<i>D. labrax</i>	24	08/10/2010	Otoño	C. Valenciana	Vivero
37	<i>S. aurata</i>	24	22/03/2011	Primavera	C. Valenciana	Vivero
38	<i>S. aurata</i>	24	31/01/2011	Otoño	C. Valenciana	Vivero
39	<i>S. aurata</i>	24	22/06/2010	Primavera	C. Valenciana	Vivero
40	<i>D. labrax</i>	24	10/12/2010	Otoño	C. Valenciana	Vivero
41	<i>S. aurata</i>	24	21/04/2011	Primavera	C. Valenciana	Vivero
42	<i>S. aurata</i>	24	14/12/2010	Otoño	C. Valenciana	Vivero
43	<i>S. aurata</i>	24	19/10/2010	Otoño	C. Valenciana	Vivero
44	<i>D. labrax</i>	24	19/05/2011	Primavera	C. Valenciana	Vivero
45	<i>A. regius</i>	24	19/10/2010	Otoño	C. Valenciana	Vivero

Se realizó una encuesta sobre los datos de los peces muestreados a un responsable de la granja, en la que se recabaron algunos datos del lote, así como datos relevantes sobre una posible presencia de *Anisakis* (Figura 102).



APROMAR
Asociación Empresarial
de Productores de Cultivos Marinos

Proyecto PESCADOS LIBRES DE ANISAKIS

Se toman 24 ejemplares de pescado para la participación en el proyecto *Evaluación de la presencia de nematodos del genero Anisakis en los pescados de acuicultura marina españoles y elaboración de un Manual de Buenas Prácticas para garantizar su ausencia.*

Empresa:	Nº Granja:
Especie:	Fecha:
Localidad:	Zona:
Representante de la empresa:	
Sistema de producción:	
Sistema de sacrificio:	
Lote:	
Fecha de entrada:	
Talla de entrada:	

Tipo de alimentación:	
Marca de pienso (opcional):	
Temperatura del agua:	
¿Presencia de mamíferos marinos?	Si <input type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>
Especies:	
¿Presencia de aves ictiófagas?	Si <input type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>
Especies:	
¿Han observado parásitos del tipo <i>Anisakis</i> en su pescado?	Si <input type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>
¿Han recibido alguna reclamación por presencia de <i>Anisakis</i> ?	Si <input type="checkbox"/> No <input type="checkbox"/>

OBSERVACIONES:

Fdo.: Jordi López Ramon
Veterinario ADS ACUIVAL

Fdo.:
Representante de la empresa

Asociación Empresarial de Productores de Cultivos Marinos
Aptdo. correos 266; 11130 Chiclana. Cádiz; Tf: 956.40.42.16;
Fax: 956.40.33.88; E-mail: info@apromar.es; www.apromar.es

Figura 102. Modelo de acta de toma de muestras utilizada en el estudio 1.B.

Los datos incluidos en la encuesta se determinaron para tener suficiente información epidemiológica sobre los diferentes lotes y poder realizar un adecuado estudio epidemiológico de los posibles positivos a nematodos anisákidos.

En cualquier caso, se disponía de la trazabilidad necesaria para conocer cualquier dato necesario de los lotes muestreados en caso de ser necesario consultar con la granja de origen.

1.2.2. Procesado previo de las muestras

Previo a su almacenamiento para posterior envío a las instalaciones del ICTAN-CSIC, las muestras se sometieron a un procesado, que consistió en un eviscerado, fileteado, envasado al vacío y congelación.

El pescado se mantuvo en las neveras con hielo hasta su procesado, entre las 48 y las 72 horas post-captura. En cualquier caso, se comprobaba que el pescado estuviera en post-rigor para evitar cualquier posible interferencia en el proceso.

Además de esperar para que el pescado estuviera post-rigor, como ya se ha comentado previamente, el diseño del proceso de muestreo tuvo como objetivo el simular, en la medida de lo posible, el proceso que sigue el pescado comercial desde su pesca hasta su llegada al consumidor final.

Para determinar la longitud de los individuos, se registró la longitud furcal, que es la resultante de la medición desde la parte anterior del rostro, hasta la furca de la aleta caudal. En el caso de pescados sin furca (corvina y rodaballo), se anotó la longitud total (Figura 103). De todos los individuos, se registró, previamente a su procesado, el peso (Figura 104) y la longitud (Figura 105). Estos resultados se anotaron en la Hoja de datos (Figura 114).

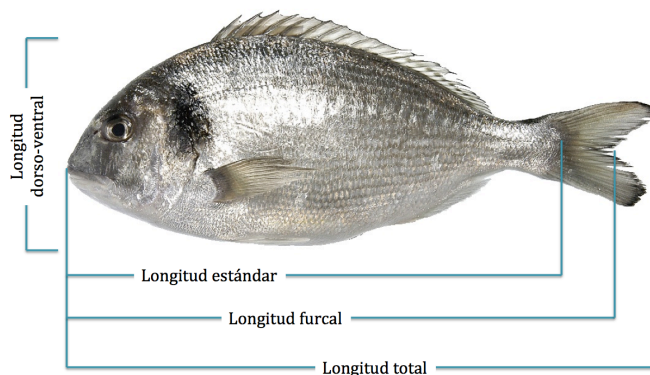


Figura 103. Longitudes del pez.

El pescado se identificó con un código individual, en el que quedaba reflejado la especie, la granja y el número individual. Se introdujeron etiquetas plastificadas con este código en cada una de las bolsas de cada individuo. El código consistía en una letra, que identificaba la especie (D: dorada, L: lubina, R: rodaballo y C: corvina), dos dígitos (del 01 al 45) que identificaban la granja, y dos dígitos (del 01 al 24) que identificaban número de individuo de la granja (Figura 108).

El pescado se procesó con la ayuda de instrumental de corte (cuchillos y tabla de corte)(Figura 106) y se realizó un envasado con una máquina de envasado al vacío (Figura 107).

El procesado consistió en: eviscerado (Figura 110), fileteado (Figura 111), envasado al vacío (Figura 112) y congelación (Figura 109). Durante el eviscerado y fileteado, se prestó especial atención a la posible presencia de parásitos, especialmente del género *Anisakis*. Las muestras no se lavaron, a fin de evitar la eliminación de parásitos. Entre el procesado de dos individuos, se realizaba una limpieza de la superficie de trabajo y los utensilios, a fin de evitar contaminaciones cruzadas.



Figura 104. Pesado de un rodaballo (*S. maximus*).



Figura 105. Medición de la longitud de un rodaballo (*S. maximus*).



Figura 106. Cuchillos y tabla de corte utilizados para el procesado.



Figura 107. Máquina de envasado al vacío.

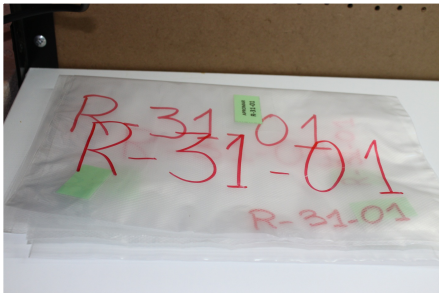


Figura 108. Bolsas para el envasado de un individuo identificadas.



Figura 109. Congelador para almacenamiento de las muestras.

Se introdujeron las diferentes partes obtenidas en el procesado en cuatro bolsas independientes, con una etiqueta identificativa codificada para la granja, la especie y el individuo.

Las cuatro partes obtenidas de cada individuo correspondieron con:

- Visceras.
- Filetes dorsales.
- Filetes ventrales (*Belly-flaps*).
- Cabeza y espinas.

A su vez, estas bolsas, identificadas individualmente, se introdujeron en una bolsa de cierre zip (Figura 113), para manipular las muestras de cada individuo de manera conjunta hasta su traslado al ICTAN-CSIC.



Figura 110. Eviscerado de una corvina (*A. regius*).



Figura 111. Fileteado de un rodaballo (*S. maximus*).



Figura 112. Envasado al vacío de una dorada (*S. aurata*) tras el fileteado.

Nota: Se observa la etiqueta identificativa del individuo.



Figura 113. Bolsa con cierre zip conteniendo las diferentes partes de un rodaballo (*S. maximus*).

DATOS ACUIVAL		Hoja de datos		Nº Granja:					
Especie: Área: Fecha captura: Tipo de alimentación: Marca de pienso Temperatura agua: Presencia de manifiesto: Presencia de áreas estériles: Especie(s)	Granja: Población: Sistema de sacrificio: Sistema transporte: Sistema de congelación: Temp. Final congelación: Tipo de Protección: Fecha llegada al IF para el estudio:								
Datos de ACUIVAL									
Nº pez	Referencia	peso (g)	longitud (cm)	edad		Fecha de procesado	T. hasta procesado (h)	Fecha envío al IF	Incidencias
				Fecha de entrada	Talla de entrada (g)				
1									
2									
3									
4									
5									
6									
7									
8									
9									
10									
11									
12									
13									
14									
15									
16									
17									
18									
19									
20									
21									
22									
23									
24									
Promedio									

Figura 114. Plantilla de datos de muestreo y procesado utilizada en el estudio 1.B.

Inmediatamente tras el envasado, se introducían las bolsas en el congelador. En esta fase, se procuró, en la medida de lo posible, que los filetes ventrales y dorsales quedaran planos y separados, para facilitar el trabajo posterior en las instalaciones del ICTAN-CSIC.

Las muestras se mantuvieron en el congelador, a una temperatura aproximada de $-23\text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta su traslado al ICTAN-CSIC.


Con el fin de evitar la descongelación de las muestras durante el transporte, se optó por que el propio personal de la ADS ACUIVAL transportara éstas por carretera hasta el ICTAN-CSIC, en neveras con hielo conservado a $-23\text{ }^{\circ}\text{C}$ en cantidad suficiente para mantener la temperatura. De esta forma, las muestras llegaban de Valencia a Madrid en aproximadamente cuatro horas, un tiempo muy inferior, que si se hubieran enviado por mensajería convencional.

A su llegada al ICTAN, previamente a su introducción en los congeladores ($-20\text{ }^{\circ}\text{C}$)(Figura 115), se registraban los datos de las muestras



Figura 115. Almacenamiento de las muestras en las instalaciones del ICTAN-CSIC.

enviadas (Figura 116), se anotaba la temperatura de cada uno de los lotes, manteniéndose identificadas y separadas de otras muestras.


APROMAR
Asociación Empresarial
de Productores de Cultivos Marinos

Proyecto PESCADOS LIBRES DE ANISAKIS

HOJA DE ENTREGA DE MUESTRAS

Se entregan para su análisis en el Instituto del Frio del CSIC, las muestras de pescado del proyecto *Evaluación de la presencia de nematodos del genero Anisakis en los pescados de acuicultura marina españoles y elaboración de un Manual de Buenas Prácticas para garantizar su ausencia.*

Fecha y hora:

Modo de envío:

Persona que recepciona las muestras en el IF-CSIC:

Granjas:

Observaciones:

Fdo.: Jordi López Ramon
Veterinario ADS ACUIVAL

Fdo.:
Representante del IF-CSIC

Asociación Empresarial de Productores de Cultivos Marinos
Aptdo. correos 266; 11130 Chiclana, Cádiz; TF: 956.40.42.16;
Fax: 956.40.33.88; E-mail: info@apromar.es; www.apromar.es

Figura 116. Modelo de documento de entrega de muestras al ICTAN-CSIC.

1.2.3. Análisis de las muestras

Se estudiaron individualmente las vísceras, musculatura ventral, musculatura dorsal y cabeza más espinas. Se determinó la prevalencia y grado de infección por larvas L3 de *Anisakis* en cada individuo de las 4 especies seleccionadas (Figura 117).

Durante todo el estudio se conservaron los códigos individuales de identificación de cada una de las partes pertenecientes a cada individuo y granja para mantener la trazabilidad de las muestras.

Se siguió el siguiente protocolo de estudio:

- Observación visual con luz natural (Vísceras).
- Observación por luz ultravioleta (UV) con una longitud de onda de 366 nm de las muestras congeladas-descongeladas.
 - o Cada muestra se observó individualmente en una cámara con luz ultravioleta, manteniendo todos los requisitos necesarios para proteger al personal que realizaba la observación.
- Digestión con pepsina ácida en las siguientes condiciones:
 - o 10 mg de pepsina/ml [1:10.000 NF (U.S. National Formulary) 2.000 FIP (International Pharmaceutical Federation)-U/g]; 0,3 M HCl, pH≈1.
 - o La relación de muestra por volumen de solución de digestión fue 1:2 (p:v).
 - o La digestión se realizó en recipientes cerrados incubados en un baño de agua a 37 °C (±1 °C) con agitación continua hasta digestión de la muestra (músculo o vísceras). Una vez digeridas se separó el líquido por filtración y se evaluó la presencia de larvas de *Anisakis* en la parte retenida por el filtro.

Estas condiciones son las recomendadas por el CODEX (Codex Alimentarius, 2004) y se considera que la cutícula de las larvas es resistente a estas condiciones de digestión por lo que las larvas quedan liberadas.

El protocolo de estudio seguido fue el siguiente:

- o Vísceras: Se estudiaron las vísceras de todos los peces (24 por especie y granja) ya que el mayor porcentaje de larvas de *Anisakis* se encuentra en las vísceras tanto en prevalencia como en intensidad de infección (entre el 80 y el 90% de las larvas en la mayoría de las especies)(Karl, 2008). Se estudiaron mediante inspección visual, UV y digestión las vísceras de todos los individuos.

- **Musculatura ventral:** Se estudiaron los filetes ventrales izquierdos y derechos por inspección visual y UV todos los individuos de cada granja (24). La digestión se realizó en los filetes izquierdos y derechos en un número superior a cinco filetes izquierdos y derechos elegidos al azar. El estudio por inspección visual y UV de todos los filetes ventrales izquierdos y derechos se efectuó teniendo en cuenta que en todos los casos en los que las larvas se alojan en el músculo, el mayor porcentaje se encuentra en la musculatura hipoaxial, incluso en especies como el salmón del Pacífico en los que el mayor porcentaje de larvas se encuentra en el músculo (Deardorff y Kent, 1989; Karl, 2008). La digestión de los músculos ventrales se hizo sobre al menos cinco filetes con localización izquierda y derecha.

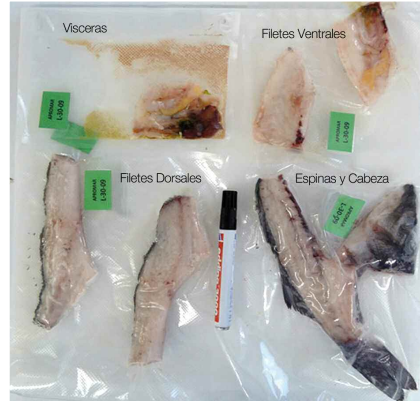


Figura 117. Contenido de una bolsa individual de dorada (*S. aurata*).

- **Musculatura dorsal:** Se estudiaron 10 filetes por inspección visual y UV. La digestión se hizo preferentemente en 10 filetes izquierdos elegidos al azar. Se eligieron los filetes izquierdos debido a la mayor posibilidad de infección por la posición de las vísceras. En determinados casos se hizo una digestión adicional en filetes dorsales derechos elegidos al azar.
- **Cabezas y espinas:** Se realizó en todos los individuos un estudio por inspección visual y UV.

De cada individuo se registraron los diferentes procedimientos y análisis realizados en una plantilla (Figura 118).

Los datos relativos a la digestión de las muestras, tales como el peso de las vísceras o de los diferentes filetes, así como el volumen de pepsina y el tiempo de digestión, se registraron en una plantilla (Figura 119).

DATOS IF		Nº Granja:											
Especie:		Granja:		Población:		Temperatura de conservación:		Camara nº:					
Área:		Población:		Sistema de sacrificio:									
Fecha captura:		Sistema de sacrificio:		Sistema transporte:									
Tipo de alimentación:		Sistema de congelación:		Temp. Final congelación:									
Marca de pienso:		Temp. Final congelación:		Tipo de Producción:									
Temperatura agua:		Fecha llegada al IF para el estudio:											
Presencia de mamíferos:													
Especie(s):													
Presencia de aves silvestres:													
Especie(s):													
Fecha de estudio:		nº de Anisakis										Incidencias	
Nº pez	Tª Digestión (°C)	Visceras		Musclicatura ventral				Musclicatura dorsal					Cabeza y espinas
		Peso (g)	Visual/UV	Visual/UV	Dig.	Visual/UV	Dig.	Visual/UV	Dig.	Visual/UV	Dig.		Visual/UV
1		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
2		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
3		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
4		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
5		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
6		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
7		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
8		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
9		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
10		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
11		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
12		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
13		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
14		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
15		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
16		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
17		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
18		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
19		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
20		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
21		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
22		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
23		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
24		/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/

Figura 118. Plantilla utilizada durante los análisis del estudio 1.B.

DATOS IF		Nº Granja:													
Especie:		Granja:		Población:		Temperatura de recepción:		Temperatura de conservación:		Camara IF:					
Área:		Población:		Sistema de sacrificio:											
Fecha captura:		Sistema de sacrificio:		Sistema transporte:											
Tipo de alimentación:		Sistema de congelación:		Temp. Final congelación:											
Marca de pienso:		Temp. Final congelación:		Tipo de Producción:											
Temperatura agua:		Fecha llegada al IF para el estudio:													
Presencia de mamíferos:															
Especie(s):															
Presencia de aves silvestres:															
Especie(s):															
Fecha de estudio:		Visceras		Datos de digestión						Musclicatura dorsal		Incidencias			
Nº pez	Tª Digestión (°C)	Peso (g)	V (mil) pepetas	Musclicatura ventral				Musclicatura dorsal							
				Izq		Dcha		Izq		Dcha					
1				Peso (g)	V (mil) pepetas	Tiempo de digestión	Peso (g)	V (mil) pepetas	Tiempo de digestión	Peso (g)	V (mil) pepetas	Tiempo de digestión	Peso (g)	V (mil) pepetas	Tiempo de digestión
2															
3															
4															
5															
6															
7															
8															
9															
10															
11															
12															
13															
14															
15															
16															
17															
18															
19															
20															
21															
22															
23															
24															

Figura 119. Plantilla utilizada durante la digestión de las muestras en el estudio 1.B.

2. ESTUDIO 2

El estudio 2 consistió en la determinación de la presencia de nematodos anisákidos en pescados procedentes de la pesca extractiva de la costa mediterránea española. En este contexto se pueden encontrar en la bibliografía diferentes estudios previos (Adroher *et al.*, 1996; Gutiérrez-Galindo *et al.*, 2010; Osanz-Mur, 2001; Rello *et al.*, 2008; Valero, López-Cuello *et al.*, 2006).

Los análisis se realizaron mediante la técnica de la visualización directa sobre muestras procedentes de diferentes lonjas del litoral de la Comunitat Valenciana.

El estudio 2 tiene como objetivos el conocer si las especies sinantrópicas de las instalaciones de acuicultura de la Comunitat Valenciana están parasitadas por nematodos anisákidos, conocer la prevalencia de los pescados procedentes de la pesca extractiva y asegurar que la técnica utilizada es capaz de detectar nematodos anisákidos en pescado salvaje, y por tanto también se podría detectar en pescado de acuicultura en caso de estar presente.

El estudio 2 se realizó en los meses de julio, agosto y septiembre de 2013.

2.1. Muestreo

2.1.1. Origen de las muestras

Se adquirieron muestras, tanto de establecimientos minoristas como de lonjas de pescado de la zona de la Comunitat Valenciana. En el caso de establecimientos minoristas, se anotaron los datos de procedencia presentes en la etiqueta/tablilla, asumiendo que eran ciertos.

Se analizaron pescados procedentes de las lonjas de:

- Burriana,
- Dénia,
- Puerto de Sagunto,
- Santa Pola y
- Vinaròs.

Para este estudio, se seleccionaron muestras procedentes de la pesca extractiva de diferentes especies. Se decidió no tomar muestras de las mismas especies analizadas en



Figura 120. Ubicación de las lonjas de origen del pescado analizado en el estudio 2.

la fase 1 del estudio 1 por desconocer si provenían realmente de pesca extractiva o de escapes de granjas acuícolas, con lo que el estudio quedaría sesgado.

2.1.2. Tamaño muestral

Para calcular el tamaño muestral se utilizó la herramienta on-line EpiTools (AusVet Animal Health Services, 2013). Para estos cálculos se estableció una prevalencia estimada del 10 %, una sensibilidad del 80 % y una especificidad del 99 %.

Con estos datos, para la determinación de la prevalencia de una enfermedad en una población, en el caso de realizar un muestreo aleatorio simple, con un grado de confianza del 95 %, el tamaño muestral (n) que debería seleccionarse es de 200.

2.1.3. Procedimiento de muestreo

Durante el tiempo que duró el estudio, se tomaron muestras de diferentes zonas del litoral de la Comunitat Valenciana. Estas tomas de muestras se realizaron de dos formas:

- Personándose en la lonja y solicitando el coger las muestras del pescado, previamente a su subasta.
- Adquiriendo el pescado en establecimientos minoristas, teniendo en cuenta la procedencia indicada en la etiqueta mostrada al consumidor. En este caso, se asumía que los datos presentes en la misma eran correctos.

Se tomaron muestras de diversas especies de reducido valor comercial (Tabla 25).

Tabla 25. Listado de especies muestreadas en el estudio 2.

Familia	Especie
Fam. Carangidae	Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)
Fam. Centracanthidae	Caramel (<i>Spicara smaris</i>)
Fam. Haemulidae	Roncador (<i>Pomarasys incisus</i>)
Fam. Labridae	Maragota (<i>Labrus bergylta</i>)
Fam. Phycidae	Brótola de fango (<i>Phycis blennoides</i>)
Fam. Scianidae	Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)
Fam. Serranidae	Cabrilla (<i>Serranus cabrilla</i>)
Fam. Sparidae	Boga (<i>Boops boops</i>)
	Mojarra (<i>Diplodus vulgaris</i>)
	Breca (<i>Pagellus erythrinus</i>)
	Salema (<i>Sarpa salpa</i>)
	Sargo picudo (<i>Diplodus puntazzo</i>)
Fam. Synodontidae	Lagarto (<i>Synodus saurus</i>)
Fam. Triglidae	Rubio (<i>Chelidonichthys lastoviza</i>)

2.2. Análisis de las muestras

Al igual que en la primera fase del estudio 1, la detección se realizó por inspección visual directa, siguiendo el mismo procedimiento que el explicado anteriormente (Figura 96).

Previamente al inicio del análisis, los individuos fueron pesados. Se realizó una necropsia de todas las muestras, y se contabilizó el número de larvas de nematodos anisákidos presentes en estos pescados. En la Tabla 26 se muestra la distribución de las muestras para este estudio, en función de la especie y la lonja de origen, además del peso medio. En el Anexo III se muestran desglosadas todas las muestras tomadas.

Tabla 26. Distribución por especie y procedencia de los individuos analizados en el estudio 2.

Especie	Burriana	Dénia	Sagunto	Santa Pola	Vinaròs	Total
Boga (<i>Boops boops</i>)	5 (119,20)	8 (131,88)	9 (128,28)	0 (-)	0 (-)	22 (127,52)
Breca (<i>Pagellus erythrinus</i>)	7 (121,64)	8 (141,25)	6 (95,50)	5 (139,90)	8 (139,63)	34 (128,56)
Brótola de fango (<i>Phycis blennoides</i>)	4 (235,13)	3 (230,83)	3 (244,50)	0 (-)	0 (-)	10 (236,65)
Cabrilla (<i>Serranus cabrilla</i>)	8 (78,50)	4 (79,63)	7 (75,43)	5 (71,60)	5 (90,30)	29 (78,76)
Caramel (<i>Spicara smaris</i>)	6 (82,33)	9 (90,67)	9 (95,00)	0 (-)	0 (-)	24 (90,21)
Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	3 (131,00)	3 (120,00)	2 (110,75)	7 (134,79)	6 (125,25)	21 (127,12)
Lagarto (<i>Synodus saurus</i>)	1 (114,00)	2 (81,00)	1 (87,00)	0 (-)	0 (-)	4 (90,75)
Maragota (<i>Labrus bergylta</i>)	2 (228,00)	3 (215,00)	3 (199,67)	0 (-)	0 (-)	8 (212,50)
Mojarra (<i>Diplodus vulgaris</i>)	6 (67,75)	8 (65,13)	7 (50,07)	5 (58,10)	0 (-)	26 (60,33)
Roncador (<i>Pomarasys incisus</i>)	11 (163,82)	2 (179,25)	5 (185,90)	0 (-)	0 (-)	18 (171,67)
Rubio (<i>Chelidonichthys lastoviza</i>)	2 (165,75)	0 (-)	3 (163,50)	1 (149,00)	2 (157,25)	8 (160,69)
Salema (<i>Sarpa salpa</i>)	4 (492,38)	1 (405,00)	5 (489,20)	0 (-)	0 (-)	10 (482,05)
Sargo picudo (<i>Diplodus puntazzo</i>)	1 (357,00)	2 (331,50)	0 (-)	0 (-)	0 (-)	3 (340,00)
Total	60 (155,66)	53 (134,46)	60 (149,47)	23 (106,11)	21 (125,45)	217 (140,59)

Nota: Peso medio (g) entre paréntesis.



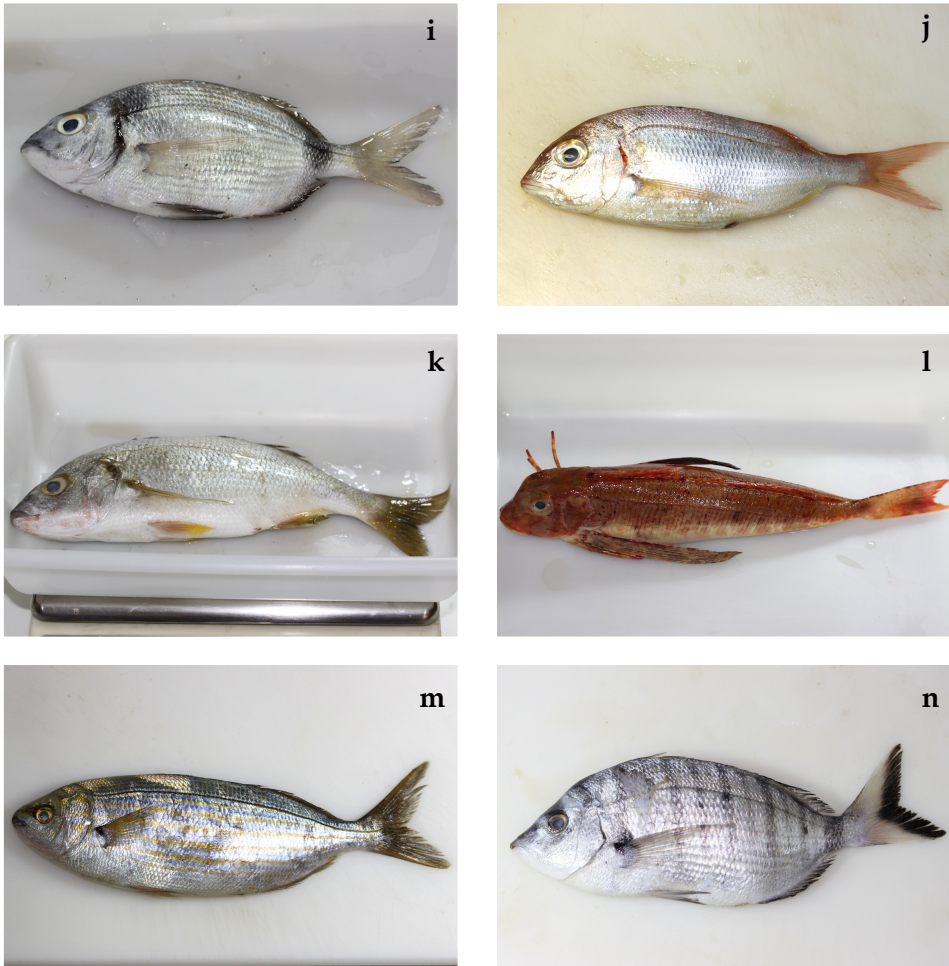


Figura 121. Especies muestreadas en el estudio 2.

Nota: (a) boga (*Boops boops*); (b) brótola de fango (*Phycis blennoides*); (c) cabrilla (*Serranus cabrilla*); (d) caramel (*Spicara smaris*); (e) corvina (*Argyrosomus regius*); (f) jurel (*Trachurus trachurus*); (g) lagarto (*Synodus saurus*); (h) maragota (*Labrus bergylta*); (i) mojarra (*Diplodus vulgaris*); (j) pagel o breca (*Pagellus erythrinus*); (k) roncador (*Pomadasys incisus*); (l) rubio (*Chelidonichthys lastoviza*); (m) salema (*Sarpa salpa*); (n) sargo picudo (*Diplodus puntazzo*).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el presente capítulo se incluyen los resultados obtenidos en los tres estudios realizados durante el desarrollo experimental de esta tesis doctoral. Así mismo, al final del presente capítulo se discuten los resultados comparándolos con los datos bibliográficos de mayor relevancia.

1. RESULTADOS

1.1. Estudio 1

1.1.1. Fase 1

En la primera fase del estudio 1, mediante la técnica diagnóstica utilizada, no se ha detectado ningún individuo con larvas de anisákidos en su interior ni en el exterior. En este estudio se realizaron un total de 3.003 análisis distribuidos por especies, tal y como se puede observar en la Tabla 27.

Tabla 27. Distribución de los individuos analizados por especie en el estudio 1.A.

Especie	Individuos analizados
Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	1.190 (39,63 %)
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	597 (19,88 %)
Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>)	601 (20,01 %)
Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	441 (14,69 %)
Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)	174 (5,79 %)
Total	3.003

Destaca la dorada (*Sparus aurata*)(39,63 %), lo cual es debido a que se trata de la especie con un mayor volumen de producción en la Comunitat Valenciana y por ser la que se produce en un mayor número de explotaciones pertenecientes a la ADS ACUIVAL. Así mismo, la segunda especie con un mayor número de muestras es la anguila. Esta especie se ha evaluado en gran proporción por tratarse de una especie que se captura en el medio natural para su posterior engorde y, por tanto, con mayor probabilidad teórica de contener anisákidos.

En la Tabla 28, se muestra la distribución de individuos analizados por especie y año. Se ha producido un notable incremento de las muestras analizadas en los

últimos años debido a la incorporación de nuevas explotaciones a la ADS ACUIVAL.

Tabla 28. Distribución del número de individuos analizados por especie y año en el estudio 1.A.

Especie	2009	2010	2011	2012	2013
Dorada (<i>S. aurata</i>)	66 (28,70 %)	189 (53,54 %)	325 (54,44 %)	186 (26,27 %)	424 (38,03 %)
Lubina (<i>D. labrax</i>)	64 (27,83 %)	33 (9,35 %)	91 (15,24 %)	120 (16,95 %)	289 (25,92 %)
Corvina (<i>A. regius</i>)	34 (14,78 %)	33 (9,35 %)	46 (7,71 %)	28 (3,95 %)	33 (2,96 %)
Anguila (<i>A. anguilla</i>)	30 (13,04 %)	65 (18,41 %)	101 (16,92 %)	199 (28,11 %)	206 (18,48 %)
Trucha arco iris (<i>O. mykiss</i>)	36 (15,65 %)	33 (9,35 %)	34 (5,70 %)	175 (24,72 %)	163 (14,62 %)
Total	230 (7,66 %)	353 (11,75 %)	597 (19,88 %)	708 (23,58 %)	1.115 (37,13 %)

Nota: Los porcentajes de la fila "Total" están referidos a la totalidad de muestras de la fase 1 del estudio 1, mientras que los de cada una de las especies estudiadas están referidos al subtotal anual.

En la Tabla 29, se muestran los individuos analizados en función de la categoría de talla.

Tabla 29. Distribución de individuos por especie y talla del estudio 1.A.

Especie	A	B	C
Dorada (<i>S. aurata</i>)	831 (27,67 %)	222 (7,39 %)	137 (4,56 %)
Lubina (<i>D. labrax</i>)	421 (14,02 %)	85 (2,83 %)	91 (3,03 %)
Corvina (<i>A. regius</i>)	38 (1,27 %)	94 (3,13 %)	42 (1,40 %)
Anguila (<i>A. anguilla</i>)	176 (5,86 %)	244 (8,13 %)	181 (6,03 %)
Trucha arco iris (<i>O. mykiss</i>)	316 (10,52 %)	97 (3,23 %)	28 (0,93 %)
Total	1.782 (59,34 %)	742 (24,71 %)	479 (15,95 %)

Nota: El porcentaje está referido al total de individuos.

La mayor parte de las muestras corresponden a individuos de menor tamaño. Esto es debido a que de las explotaciones objeto de estudio, cuatro se dedican al alevinaje, por lo que el peso de este tipo de explotaciones es muy elevado. Hay que tener en cuenta que, mientras que pescados de talla comercial únicamente tienen las granjas de engorde, pescado de talla A están presentes en todas las explotaciones. Además, hay que tener en cuenta que no todas las granjas de engorde pertenecientes a la ADS ACUIVAL, en las que podríamos encontrar individuos de tallas B y C, han participado en el estudio, por lo que hay un menor número de muestras de estas tallas.

En la Tabla 30 se muestra la distribución de las muestras en función de la estación del año en las que fueron tomadas. Las estaciones han sido ajustadas a meses naturales, siendo invierno correspondiente a los meses de Enero, Febrero y Marzo, y así sucesivamente. Los porcentajes están referidos al total de cada especie. Se observa que el mayor número de muestras se tomaron en verano (45,58 %) y primavera (27,86 %).

Tabla 30. Distribución de muestras por estación del año del estudio 1.A.

Talla	Invierno	Primavera	Verano	Otoño
Dorada (<i>S. aurata</i>)	157 (13,24 %)	414 (34,91 %)	449 (37,86 %)	166 (14,00 %)
Lubina (<i>D. labrax</i>)	5 (0,84 %)	170 (28,57 %)	295 (49,58 %)	125 (21,01 %)
Corvina (<i>A. regius</i>)	9 (5,17 %)	49 (28,16 %)	45 (25,86 %)	71 (40,80 %)
Anguila (<i>A. anguilla</i>)	116 (19,30 %)	143 (23,79 %)	293 (48,75 %)	49 (8,15 %)
Trucha arco iris (<i>O. mykiss</i>)	46 (10,43 %)	59 (13,38 %)	284 (64,40 %)	52 (11,79 %)
Total	333 (11,11 %)	835 (27,86 %)	1.366 (45,58 %)	463 (15,45 %)

En la Tabla 31 se muestra la distribución, para cada una de las especies estudiadas, por año y talla.

Tabla 31. Distribución de muestras por talla, especie y año del estudio 1.A.

Talla	Especie	2009	2010	2011	2012	2013
A	<i>S. aurata</i>	22 (33,33 %)	105 (55,56 %)	241 (74,15 %)	146 (78,49 %)	317 (74,76 %)
	<i>D. labrax</i>	16 (25,00 %)	13 (39,39 %)	59 (64,84 %)	94 (78,33 %)	239 (82,70 %)
	<i>A. regius</i>	10 (29,41 %)	18 (54,55 %)	0 (0,00 %)	0 (0,00 %)	10 (30,30 %)
	<i>A. anguilla</i>	0 (0,00 %)	12 (18,46 %)	10 (9,90 %)	90 (45,23 %)	64 (31,07 %)
	<i>O. mykiss</i>	19 (52,78 %)	0 (0,00 %)	14 (41,18 %)	136 (77,71 %)	147 (90,18 %)
	Subtotal	67 (29,13 %)	148 (41,93 %)	324 (54,27 %)	466 (65,82 %)	777 (69,69 %)
B	<i>S. aurata</i>	6 (9,09 %)	68 (35,98 %)	61 (18,77 %)	20 (10,75 %)	67 (15,80 %)
	<i>D. labrax</i>	30 (46,88 %)	14 (42,42 %)	0 (0,00 %)	22 (18,33 %)	19 (6,57 %)
	<i>A. regius</i>	17 (50,00 %)	15 (45,45 %)	23 (50,00 %)	21 (75,00 %)	18 (54,55 %)
	<i>A. anguilla</i>	17 (56,67 %)	32 (49,23 %)	33 (32,67 %)	70 (35,18 %)	92 (44,66 %)
	<i>O. mykiss</i>	10 (27,78 %)	33 (100,00 %)	13 (38,24 %)	31 (17,71 %)	10 (6,13 %)
	Subtotal	80 (34,78 %)	162 (45,89 %)	130 (21,78 %)	164 (23,16 %)	206 (18,48 %)
C	<i>S. aurata</i>	38 (57,58 %)	16 (8,47 %)	23 (7,08 %)	20 (10,75 %)	40 (9,43 %)
	<i>D. labrax</i>	18 (28,13 %)	6 (18,18 %)	32 (35,16 %)	4 (3,33 %)	31 (10,73 %)
	<i>A. regius</i>	7 (20,59 %)	0 (0,00 %)	23 (50,00 %)	7 (25,00 %)	5 (15,15 %)
	<i>A. anguilla</i>	13 (43,33 %)	21 (32,31 %)	58 (57,43 %)	39 (19,60 %)	50 (24,27 %)
	<i>O. mykiss</i>	7 (19,44 %)	0 (0,00 %)	7 (20,59 %)	8 (4,57 %)	6 (3,68 %)
	Subtotal	83 (36,09 %)	43 (12,18 %)	143 (23,95 %)	78 (11,02 %)	132 (11,84 %)
Total	230 (7,66 %)	353 (11,75 %)	597 (19,88 %)	708 (23,58 %)	1.115 (37,13 %)	

Nota: Los porcentajes están referidos al total de cada especie y talla, excepto en las filas "Subtotal" y "Total", que corresponden al porcentaje de cada anualidad.

En la Tabla 32 se muestra la distribución de los individuos analizados en función del sistema productivo de la granja de origen. El total de muestras de anguila (601) y dos *hatchery-nursery*/preengorde de especies marinas son instalaciones en circuito cerrado, de ahí que la mayoría de muestras correspondan a este tipo de instalaciones, encontrándose las granjas en mar abierto en segundo lugar.

Tabla 32. Distribución de las muestras por sistema productivo del estudio 1.A.

Sistema productivo	N° muestras
Circuito abierto	606 (20,18 %)
Circuito cerrado	1.568 (52,21 %)
Viveros en mar abierto	829 (27,61 %)

1.1.2. Fase 2

En la segunda fase del estudio 1, mediante las técnicas diagnósticas utilizadas, no se ha detectado ningún individuo con larvas de anisákidos en su interior ni en el exterior. En esta fase se han estudiado un total de 1.077 individuos. En el Anexo IV se observan los resultados de los individuos de los diferentes lotes, así como los resultados de las encuestas realizadas durante las tomas de muestras. Todos los pescados muestreados fueron alimentados en las granjas durante todo su proceso productivo con piensos extrusionados, que es la norma en las instalaciones de acuicultura marina en España.

Del total de 1.077 individuos estudiados, se analizaron 551 doradas, 310 lubinas, 144 rodaballos y 72 corvinas (Tabla 33). El mayor número de muestras corresponden a doradas, ya que es la principal especie de pescado marino producida en España.

Tabla 33. Distribución de los individuos analizados por especie en el estudio 1.B.

Especie	Individuos analizados
Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	551 (51,16 %)
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	310 (28,78 %)
Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>)	144 (13,37 %)
Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)	72 (6,69 %)
Total	1.077

En la Tabla 34 se puede observar la distribución del número de granjas muestreadas por especie y Comunidad Autónoma en la que está ubicada. Destaca Galicia, con el 100 % de las granjas de rodaballo.

Tabla 34. Distribución de las granjas por especie y origen en el estudio 1.B.

Especie	Andalucía	Canarias	Cataluña	Comunitat Valenciana	Galicia	Murcia	Total
Dorada (<i>S. aurata</i>)	7 (30,43 %)	4 (17,39 %)	2 (8,70 %)	7 (30,43 %)	0	3 (13,04 %)	23 (51,11 %)
Lubina (<i>D. labrax</i>)	4 (30,77 %)	4 (30,77 %)	1 (7,69 %)	3 (23,08 %)	0	1 (7,69 %)	13 (28,89 %)
Rodaballo (<i>S. maximus</i>)	0	0	0	0	6 (100,00 %)	0	6 (13,33 %)
Corvina (<i>A. regius</i>)	0	0	0	2 (66,67 %)	0	1 (33,33 %)	3 (6,67 %)
Total	11	8	3	12	6	5	45

Nota: El porcentaje de cada fila está referido al total de granjas por cada especie, mientras que el de la columna "Total" está referido al total de granjas del estudio 1.B.

La Comunidad Autónoma con un mayor número de muestras es la Comunitat Valenciana (27 %), ya que es la principal productora de peces marinos de España (Figura 122).

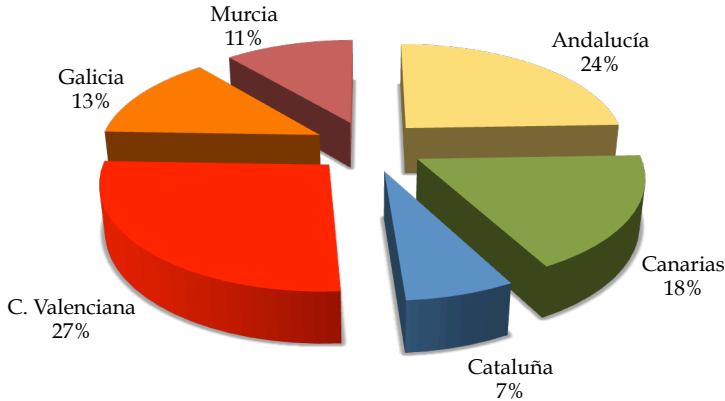


Figura 122. Distribución de las muestras analizadas por origen en el estudio 1.B.

En la Tabla 35 se puede observar las muestras tomadas en función de la especie, el la Comunidad Autónoma y el sistema productivo. Cabe destacar que todas las muestras de rodaballo corresponden a cultivo en tanques en tierra en Galicia.

Tabla 35. Distribución de las granjas muestreadas por sistema productivo, origen y especie en el estudio 1.B.

Tipo de producción	Nº granjas	Andalucía				Canarias				Cataluña				Comunitat Valenciana				Galicia				Murcia			
		D	L	R	C	D	L	R	C	D	L	R	C	D	L	R	C	D	L	R	C	D	L	R	C
Viveros en mar abierto	33	3	2	0	0	4	4	0	0	2	1	0	0	7	3	0	2	0	0	0	0	3	1	0	1
Esteros	6	4	2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Tanques en tierra	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	6	0	0	0	0	0
Total	45	7	4	0	0	4	4	0	0	2	1	0	0	7	3	0	2	0	0	6	0	3	1	0	1

Nota: D: Dorada; L: Lubina; R: Rodaballo; C: Corvina.

En la Tabla 36 se puede observar la distribución de las granjas muestreadas en función de la especie muestreada y el sistema productivo. Destacan las granjas con

viveros en mar abierto (73,33 %), por ser el sistema más extendido en la acuicultura marina española.

Tabla 36. Distribución de las granjas muestreadas por especie y sistema productivo en el estudio 1.B.

Especie	Viveros en mar abierto	Esteros	Tanques en tierra
Dorada (<i>S. aurata</i>)	19 (82,61 %)	4 (17,39 %)	0
Lubina (<i>D. labrax</i>)	11 (84,62 %)	2 (15,38 %)	0
Rodaballo (<i>S. maximus</i>)	0	0	6 (100,00 %)
Corvina (<i>A. regius</i>)	3 (100,00 %)	0	0
Total	33 (73,33 %)	6 (13,33 %)	6 (13,33 %)

Nota: El porcentaje de cada fila está referido al total de granjas de cada especie, mientras que el de la fila "Total" está referido al total de granjas del estudio 1.B.

El muestreo se llevó a cabo en dos periodos diferenciados: primavera y otoño. Se inició en marzo de 2010 y finalizó en abril de 2011. Del muestreo de primavera, quedaron pendientes algunas granjas en 2010 por causas no atribuibles a los muestreadores, que fueron finalmente muestreadas en la primavera de 2011.

En la Figura 123 se muestra la temporalidad de los muestreos (acumulando las especies), pudiéndose observar dos picos de muestreos, uno en primavera y otro otoño.

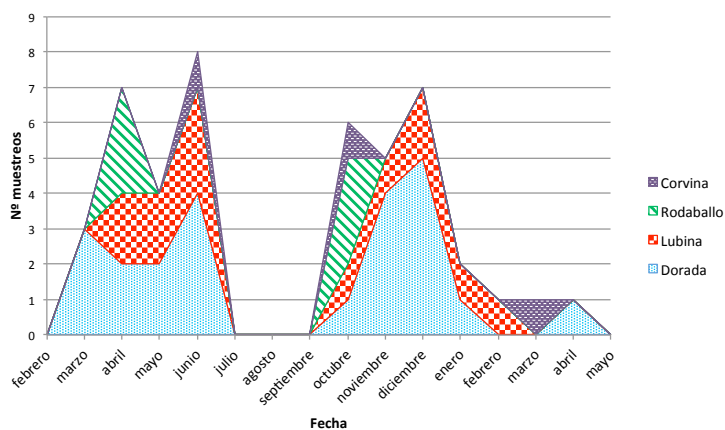


Figura 123. Distribución de los muestreos a lo largo de los años 2010 y 2011 en el estudio 1.B.

Durante el muestreo, se controló la temperatura del agua de cultivo. Las temperaturas obtenidas se encontraban entre los 10 °C y los 23 °C, encontrando una elevada variabilidad de la misma (Figura 124).

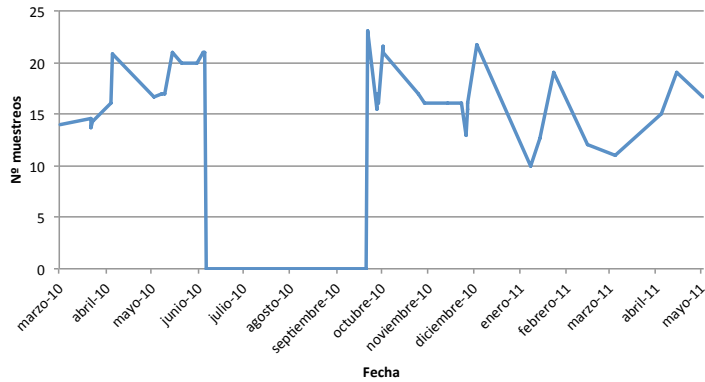


Figura 124. Temperatura del agua en los muestreos del estudio 1.B.

La talla y el peso de los peces correspondían a tamaños comerciales. En cualquier caso, la variabilidad fue la habitual en la comercialización de estas especies. Se observó una amplia distribución de pesos y tallas en todas las especies, lo que asegura una buena representatividad del muestreo (Figura 125).

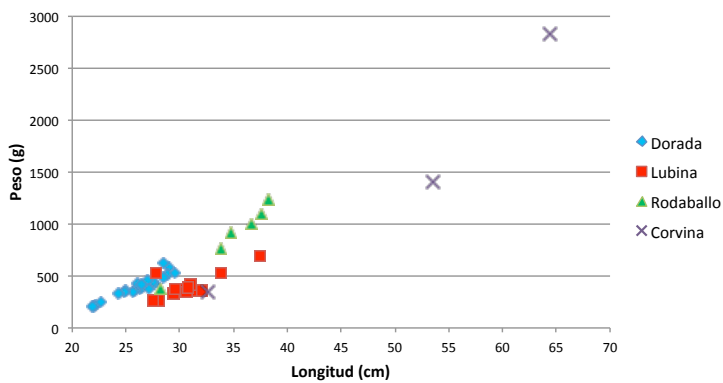


Figura 125. Distribución de las granjas por peso y longitud media del estudio 1.B.

En la Tabla 37 se muestran los valores de peso medio, longitud media, edad de los pescados y temperatura del agua en el momento de la pesca. Se puede destacar el peso medio de las corvinas (1.526,0 g), ya que se trata de una especie comercializada en tallas superiores al kilo.

Tabla 37. Peso, longitud, edad y temperatura de los muestreos del estudio 1.B.

Especie	Peso medio (g)	Longitud media (cm)	Edad media (meses)	T ^a media (°C)
Dorada (<i>S. aurata</i>)	400,57 (68-1.547)	26,39 (18,0-56,0)	23,4 (14,3-37,0)	16,8 (10,0-21,7)
Lubina (<i>D. labrax</i>)	400,31 (170-1.111)	30,7 (22,5-43,0)	22,3 (15,7-33,6)	18,4 (16,0-23,0)
Rodaballo (<i>S. maximus</i>)	901,17 (254-1.434)	34,9 (27,0-40,5)	18,6 (13,7-21,6)	15,1 (13,7-17,0)
Corvina (<i>A. regius</i>)	1526,00 (297-3.828)	50,2 (30,0-71,0)	28,3 (20,4-35,7)	18,0 (12,0-21,0)
Total	542,05 (68-3.828)	30,39 (18,0-71,0)	22,8 (13,7-37,0)	17,1 (10,0-23,0)

Nota: Entre paréntesis los valores mínimos y máximos.

El tiempo medio transcurrido entre la toma de las muestras hasta el procesado de las mismas fue de 62,1 h, siendo el mínimo de 48 h y el máximo de 140 h, en unas muestras procedentes de Canarias, en las que hubo un retraso en el transporte aéreo. Aparte de esta muestra, todas las muestras se procesaron entre las 48 y las 72 horas con el objetivo de simular con la mayor exactitud posible el proceso que sigue el pescado desde el momento de la pesca hasta la llegada al consumidor final.

1.1.2.1. Resultados de las encuestas realizadas

1.1.2.1.1. Edad de los peces muestreados

Entre los datos analizados, se registró la fecha de siembra de los alevines. Con este dato se obtuvo la "edad" del lote, que se corresponde con el tiempo del periodo de engorde, y no con tiempo real de vida de los peces pues habría que añadirle el tiempo de cría larvaria y preengorde. La edad media de los peces muestreados fue de 22,8 meses (Tabla 38).

Si bien existe una correlación positiva entre la edad y la talla y peso del animal, la progresión no es lineal, ya que al tratarse de animales poiquilotermos, el tiempo necesario para alcanzar la talla comercial dependerá, en parte, de la época del año en la que se hayan introducido en el agua, teniendo un mayor crecimiento aquellos peces introducidos antes del verano, cuando las temperaturas van en progresivo aumento. En cualquier caso, la edad por si sola, no determina la talla final de un lote, ya que dependerá de la época de siembra, de la genética de los animales, de la gestión de la alimentación, etc.

Tabla 38. Edad media (meses) por especie del estudio 1.B.

Especie	Edad de los peces (meses)
Dorada (<i>S. aurata</i>)	23,7
Lubina (<i>D. labrax</i>)	22,0
Rodaballo (<i>S. maximus</i>)	18,6
Corvina (<i>A. regius</i>)	28,2
Media	22,8

En todas las especies, se observa una amplia distribución de las edades de los peces muestreados, que asegura una buena representatividad del muestreo (Figura 126).

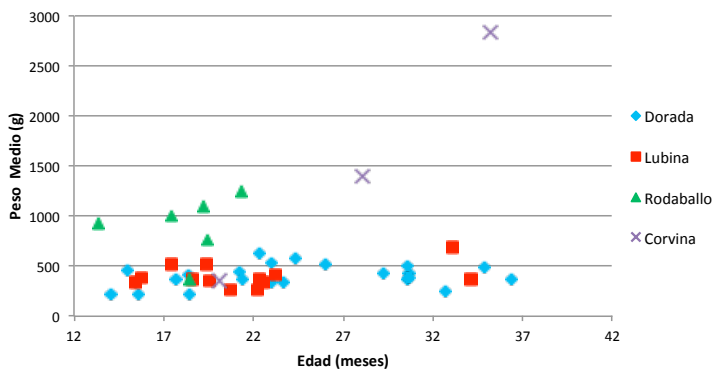


Figura 126. Distribución de las granjas por peso y edad media de los peces del estudio 1.B.

1.1.2.1.2. Talla de siembra de los peces

En la encuesta se incluyó el dato del tamaño en el momento de la siembra de los alevines en la granja. Así pues, en la Tabla 39 se muestran las tallas de siembra por especie. Destaca el peso medio de 28,0 g de siembra de la dorada, posiblemente distorsionado por siembras de peces de gran tamaño, como se observa en la talla máxima de siembra de 111,0 g, no habitual en la acuicultura española.

Tabla 39. Talla de siembra de los lotes muestreados en el estudio 1.B.

Especie	Talla media siembra (g)	Talla mínima siembra (g)	Talla máxima siembra (g)
Dorada (<i>S. aurata</i>)	28,0	4,2	111,0
Lubina (<i>D. labrax</i>)	18,6	2,2	79,0
Rodaballo (<i>S. maximus</i>)	18,3	8,0	49,0
Corvina (<i>A. regius</i>)	11,4	7,0	17,0
Total	22,9	2,2	111,0

La talla de siembra se registró en previsión de que en el caso de encontrarse algún positivo, se contara con un mayor número de datos disponibles sobre el lote (Figura 127). Sin embargo, al ser todos los análisis negativos, carece de mayor interés su estudio.

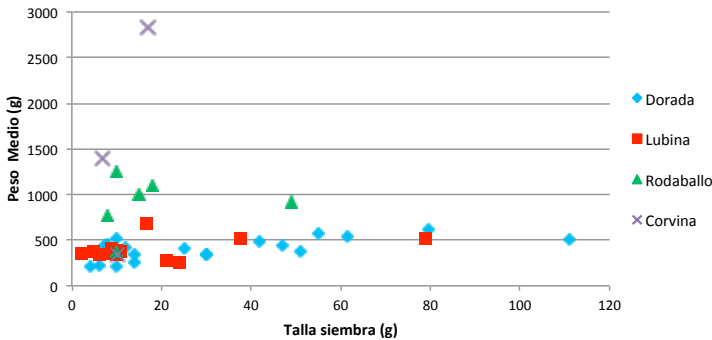


Figura 127. Distribución del peso medio y la talla de siembra de los individuos muestreados en el estudio 1.B.

1.1.2.1.3. Presencia de aves ictiófagas

Durante las encuestas realizadas, en seis granjas (13, 3 %) manifestaron que no había presencia de aves ictiófagas. El 64,4 % de las granjas manifestaron que había cormoranes (*Phalacrocorax carbo*), el 57,8 % gaviotas, el 55,6 % garcetas (*Egretta garzetta*), y el 33,3 % otras especies como la garza real (*Ardea cinerea*)(8,9 %), martinetes (*Nycticorax nycticorax*)(6,7 %), águilas pescadoras (*Pandion haliaetus*) (4,4 %), charranes (*Sterna hirundo*)(2,2 %) y gavilanes (*Accipiter nisus*)(2,2 %). Al tratarse de una encuesta y desconocerse el grado de conocimiento de las especies de aves por parte de los encuestados, no se puede asegurar completamente el

reconocimiento de las especies descritas. Por este mismo motivo, tampoco se puede descartar que no se identificaran todas las especies ictiófagas circundantes a las granjas.

Hay que destacar que de las seis granjas que contestaron que no habían aves ictiófagas, cinco corresponden con granjas de rodaballo, que al ser tanques en tierra están más protegidas de los predadores.

Si no se tuvieran en cuenta las granjas de rodaballo, habría presencia de aves ictiófagas en 38 de 39 granjas (97,4 %).

A pesar de la presencia de hospedadores definitivos de nematodos anisákidos (*Contracaecum* spp.) como los cormoranes (*Phalacrocorax carbo*) (Kanarek y Bohdanowicz, 2009) en un gran número de instalaciones (64,4 %), no se han encontrado larvas de este parásito.

Además, el resto de especies de aves ictiófagas podrían actuar como transportadores de las larvas, ingiriendo larvas al alimentarse de pescado infectado y defecando después (incluidas las larvas en las heces) en las instalaciones de acuicultura y transmitiéndoselas a los peces allí presentes.

1.1.2.1.4. Presencia de mamíferos marinos

En relación con los mamíferos marinos, se contestó afirmativamente en 28 granjas (62,2 %). En todos los casos, se describió la presencia de delfines, y en una granja (2,22 %) la presencia de ballenas de manera esporádica. En ninguno de los casos se especificó la especie de mamífero marino presente.

Estas 28 granjas corresponden en su totalidad a viveros en mar abierto, representando el 84,84 % de este tipo de instalaciones.

La presencia de este tipo de mamíferos marinos en granjas ubicadas en tierra (tanques y esteros) no es posible. Es posible la presencia en las inmediaciones de la zona de captación del agua, pero en ningún caso podrían encontrarse dentro de la instalación.

A pesar de la presencia de mamíferos marinos en el 84,4 % de las instalaciones en mar abierto, los cuales podrían ser hospedadores definitivos de nematodos anisákidos, no ha habido transmisión de los mismos al pescado de acuicultura.

1.1.2.1.5. Tipo de alimento utilizado

En el 100 % de las granjas, los peces eran alimentados con piensos extrusionados.

Este es uno de los factores más importantes que hace que no se hayan detectado larvas de nematodos anisákidos en la fase 2 del estudio 1.

1.1.2.1.6. Forma de sacrificio de los peces

En el 100 % de las granjas, el sistema de sacrificio era la inmersión de los peces en una mezcla de agua con hielo.

1.2. Estudio 2

En el estudio 2 se determinó la presencia de nematodos anisákidos en pescados procedentes de la pesca extractiva mediante la técnica de visualización directa. Como se puede observar en la Tabla 39, algunas de las especies muestreadas no tienen un valor comercial elevado, sin embargo, el objetivo de este estudio no era determinar el riesgo sanitario de su consumo, sino comprobar la presencia de nematodos anisákidos en otras especies del litoral Mediterráneo de la Comunitat Valenciana, ya que en este caso, las poblaciones de las granjas acuícolas podrían estar en contacto con portadores de nematodos.

En relación con el origen de las muestras, destacan Sagunto y Burriana, ambas con un 28 % (Figura 128).

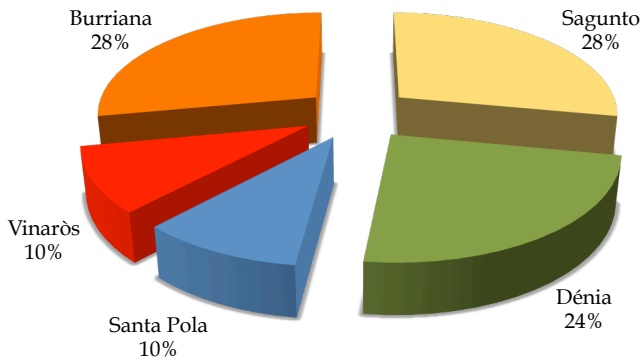


Figura 128. Distribución de las muestras por procedencia del estudio 2.

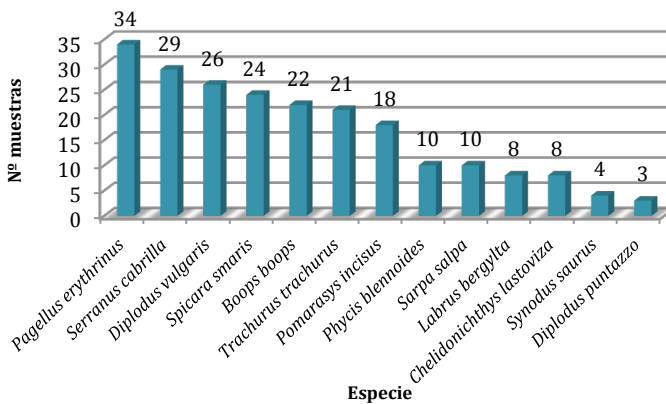


Figura 129. Distribución de las muestras por especie del estudio 2.

Entre las especies estudiadas, destacan la breca (*Pagellus erythrinus*)(15,66 %), la cabrilla (*Serranus cabrilla*)(13,36 %) y la mojarra (*Diplodus vulgaris*)(11,98 %) (Figura 129).

De los 217 individuos estudiados, en 12 se encontraron larvas de nematodos (Figura 130), lo que supone un 5,53 % de prevalencia (Tabla 40).

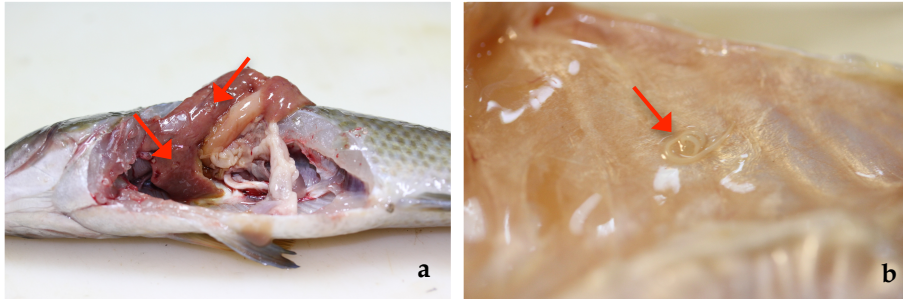


Figura 130. Larvas de anisákidos detectadas en el estudio 2.

Nota: a) cavidad abdominal de una maragota (*Labrus bergylta*) y b) pared abdominal de un pagel (*Pagellus erythrinus*).

Tabla 40. Relación de muestras positivas en el estudio 2.

Nº muestra	Especie	Procedencia	Peso	Nº larvas
13	Maragota (<i>Labrus bergylta</i>)	Burriana	213,00	2
20	Mojarra (<i>Diplodus vulgaris</i>)	Burriana	85,00	2
48	Salema (<i>Sarpa salpa</i>)	Burriana	413,00	2
62	Brótola de fango (<i>Phycis blennoides</i>)	Dénia	251,00	3
79	Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	Dénia	108,50	3
104	Mojarra (<i>Diplodus vulgaris</i>)	Dénia	67,00	2
116	Boga (<i>Boops boops</i>)	Sagunto	108,00	1
153	Lagarto (<i>Synodus saurus</i>)	Sagunto	87,00	2
161	Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	Sagunto	130,50	2
176	Breca (<i>Pagellus erythrinus</i>)	Santa Pola	116,00	1
178	Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	Santa Pola	142,00	3
203	Breca (<i>Pagellus erythrinus</i>)	Vinaròs	149,50	2

Se han encontrado muestras positivas de todos los orígenes estudiados. La prevalencia media ha sido del 5,53 %, oscilando según el origen de las muestras entre el 4,76 % (Vinaròs) y el 8,70 % (Santa Pola). La tasa de infección media ha sido de 2,1 larvas/individuo (Tabla 41).

Se han detectado nematodos anisákidos en 8 especies de 13 estudiadas (61,53 %). Aunque el número de muestras total (217) era elevado, de algunas especies se tomaron pocos individuos, por lo que no se puede establecer una prevalencia de fiable de estas especies (Tabla 41).

Tabla 41. Muestras positivas en relación a la procedencia del estudio 2.

Procedencia	Positivos	Prevalencia	Infección media
Burriana	3	5,00 %	2,0
Dénia	3	5,66 %	2,7
Sagunto	3	5,00 %	1,7
Santa Pola	2	8,70 %	2,0
Vinaròs	1	4,76 %	2,0
Total	12	5,53 %	2,1

Tabla 42. Distribución de los positivos por especie y procedencia del estudio 2.

Especie	Burriana	Dénia	Sagunto	Santa Pola	Vinaròs	Total positivos	Pm (g)	P	Im
Boga (<i>B. hoops</i>)	0	0	1	0	0	1	108,00	4,55 %	1
Breca (<i>P. erythrinus</i>)	0	0	0	1	1	2	132,75	5,88 %	1,5
Brótola de fango (<i>P. blennoides</i>)	0	1	0	0	0	1	251,00	10,00 %	3
Cabrilla (<i>S. cabrilla</i>)	0	0	0	0	0	0	-	-	-
Caramel (<i>S. smaris</i>)	0	0	0	0	0	0	-	-	-
Jurel (<i>T. trachurus</i>)	0	1	1	1	0	3	127,00	14,29 %	2,7
Lagarto (<i>S. saurus</i>)	0	0	1	0	0	1	87,00	25,00 %	2
Maragota (<i>L. bergylta</i>)	1	0	0	0	0	1	213,00	12,50 %	2
Mojarra (<i>D. vulgaris</i>)	1	1	0	0	0	2	76,00	7,69 %	2
Roncador (<i>P. incisus</i>)	0	0	0	0	0	0	-	-	-
Rubio (<i>C. lastoviza</i>)	0	0	0	0	0	0	-	-	-
Salema (<i>S. salpa</i>)	1	0	0	0	0	1	413,00	10,00 %	2
Sargo picudo (<i>D. puntazzo</i>)	0	0	0	0	0	0	-	-	-
Total	3	3	3	2	1	12	155,88	5,53 %	2,1

Nota: Pm: Peso medio; P: Prevalencia; Im: Infección media.

2. DISCUSIÓN DE LOS RESULTADOS

En el global de este estudio, se han analizado 4.080 pescados provenientes de acuicultura y 217 proveniente de la pesca extractiva.

En el caso del pescado proveniente de la acuicultura, se han estudiado individuos de dorada (*Sparus aurata*), lubina (*Dicentrarchus labrax*), corvina (*Argyrosomus regius*), rodaballo (*Scophthalmus maximus*), anguila europea (*Anguilla anguilla*) y trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), siendo todos los análisis negativos, es decir, no se ha detectado presencia de nematodos anisákidos en ninguna de las muestras analizadas (Tabla 43).

Tabla 43. Número de individuos analizados procedentes de acuicultura en el global de los estudios.

Especie	Individuos analizados
Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	1.741 (42,67 %)
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	907 (22,23 %)
Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>)	601 (14,73 %)
Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	441 (10,80 %)
Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)	246 (6,03 %)
Rodaballo (<i>Scophthalmus maximus</i>)	144 (3,52 %)
Total	4.080

La dorada es la especie con un mayor número de muestras (42,67 %) por ser la especie piscícola más producida en España.

De especies provenientes de la pesca extractiva se han estudiado individuos de boga (*Boops boops*), brótola de fango (*Phycis blennoides*), cabrilla (*Serranus cabrilla*), caramel (*Spicara smaris*), corvina (*Argyrosomus regius*), jurel (*Trachurus trachurus*), lagarto (*Synodus saurus*), maragota (*Labrus bergylta*), mojarra (*Diplodus vulgaris*), pagel o breca (*Pagellus erythrinus*), roncador (*Pomadasyus incisus*), rubio (*Chelidonichthys lastoviza*), salema (*Sarpa salpa*) y sargo picudo (*Diplodus puntazzo*).

En ningún individuo analizado proveniente de la acuicultura, mediante las técnicas diagnósticas utilizadas, se han detectado nematodos anisákidos, mientras que en los provenientes de la pesca extractiva se ha detectado una prevalencia del 5,53 %.

2.1. Elección de la técnica de detección

Pese a tratarse de una de las técnicas de detección con una menor sensibilidad, tanto en el estudio 1.A como en el estudio 2, se decidió utilizar la visualización directa como técnica de detección. Se seleccionó esta técnica por tratarse de la técnica más sencilla, y porque se preveía la realización de un gran número de análisis, lo cual compensaría la baja sensibilidad, del 90 % según Huang (1990). Además, esta técnica está desaconsejada en el análisis de piezas de pescado de gran tamaño (Gago *et al.*, 2006), no siendo el caso de los individuos que se esperaba estudiar.

El resto de técnicas disponibles tienen inconvenientes que nos hicieron decantarnos por seleccionar la visualización directa.

La técnica de digestión es lenta y costosa, por lo que se descartó su uso para la primera fase del estudio 1, debido al gran número de muestras previstas.

La detección de nematodos anisákidos por visualización con luz UV conlleva riesgos para la salud del personal encargado de la realización de los análisis, ya que la luz incidente UV puede provocar daños a nivel de la retina. Además hace necesaria la congelación y descongelación del pescado para obtener unos resultados precisos. De ahí que se descartase su uso para la primera fase del estudio 1, debido al gran número de muestras previstas.

El uso de técnicas inmunológicas podría dar lugar a falsos positivos debido a la alimentación con piensos extrusionados elaborados con harinas de pescado. Como indican Armentia *et al.* (2006), el consumo de pollo alimentado con harinas de pescado puede dar lugar a reacciones alérgicas a *Anisakis* en personas sensibilizadas a sus antígenos, lo que denota la presencia de estos antígenos en la carne de pollo adquiridos vía alimentaria. Además, no está claro que se puedan detectar antígenos en zonas del músculo alejadas de las larvas, por lo que en casos de infecciones leves se podrían obtener falsos negativos al analizar únicamente pequeñas porciones de pescado.

Al igual que las técnicas inmunológicas, las técnicas moleculares tienen el inconveniente de que, debido a su elevada sensibilidad, unido al uso de harinas de pescado en la formulación de piensos para peces, sea posible la detección de fragmentos de ADN provenientes de nematodos anisákidos aún cuando no existan larvas viables en el pez, dando lugar a falsos positivos.

El resto de técnicas, como la diferencia de conductividad, no son viables para la realización de este tipo de estudios por la gran inversión necesaria.

En cualquier caso, en el estudio 1.B, se analizaron las 1.077 muestras de pescado proveniente de granjas acuícolas mediante visualización con UV y digestión ácida y tampoco se encontraron larvas de nematodos anisákidos.

2.2. Cálculo del tamaño muestral

Para la realización del cálculo del tamaño muestral, se utilizaron los siguientes parámetros: prevalencia estimada del 10 %, grado de confianza del 95 %. El tamaño de población, dadas las poblaciones con las que se trabaja en acuicultura, a excepción de pequeños stocks de reproductores, no tiene influencia sobre el tamaño muestral. Con esto, el tamaño muestral resultante fue de 29, por lo que se estableció en 30 el número mínimo de individuos a analizar anualmente de cada explotación.

Al ser los anisákidos parásitos poco específicos, y tratarse de especies criadas en las mismas condiciones y juntas en las mismas instalaciones, aunque en viveros separados, se consideró que todos los peces de una misma granja, aún siendo de diferente especie, constituían una sola población.

Hay que tener en cuenta que los animales muestreados eran animales moribundos o recién muertos, que posiblemente hayan tenido un peor acceso al alimento y se hayan visto obligados a alimentarse de otras fuentes diferentes al pienso, como pequeños peces o crustáceos, y por tanto la posibilidad de una infección por anisákidos podría haberse visto incrementada (Bao *et al.*, 2013). Por esto, debería ser más probable la presencia de las larvas en estos individuos que en los sanos, y por tanto, el tamaño muestral podría ser aún menor.

El número de muestras analizadas en el estudio 1.A se ha ido incrementando con los años, principalmente por la incorporación de nuevas granjas a la ADS ACUIVAL, y por tanto al estudio. Teniendo en cuenta el número de muestras tomadas en el año 2013, bastante superior a las 30 establecidas inicialmente, la máxima prevalencia que puede haber sido todos los análisis negativos sería del 3,17 % en las granjas de especies marinas, del 1,44 % en la granja de anguila y del 1,82 % para la granja de trucha arco iris (con una media del 2,66 %)(Winepi, 2006).

Tabla 44. Máxima prevalencia posible según las muestras del estudio 1.A del año 2013.

Espece	Individuos analizados	Máxima prevalencia posible
Dorada (<i>Sparus aurata</i>)	424	
Lubina (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	289	3,17 %
Corvina (<i>Argyrosomus regius</i>)	33	
Anguila (<i>Anguilla anguilla</i>)	206	1,44 %
Trucha arco iris (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	163	1,82 %
Total	1.115	2,66 %

En relación con la talla de los individuos analizados en el estudio 1.A, la mayor parte (59,34 %) corresponden a muestras de categoría A. Como ya se ha comentado, algunas explotaciones de engorde decidieron no participar en el estudio, por lo que el número de muestras de tallas B y C es menor del esperado de haber estudiado muestras de todas las explotaciones pertenecientes a la ADS ACUIVAL. Además, hay que tener en cuenta que todas las explotaciones mantienen animales de tallas A, mientras que de talla B y C lo hacen únicamente las que hacen engorde. De ahí que también haya un mayor número de las primeras. Si bien existe una correlación positiva entre la talla y la prevalencia de nematodos anisákidos (Hemmingsen *et al.*, 2000; Valero *et al.*, 2000), dado el elevado número de muestras analizadas se considera que este posible sesgo queda compensado.

Para el cálculo del tamaño muestral del estudio 2 se debía realizar una estimación de la prevalencia en la población objeto de estudio. En la bibliografía, la prevalencia de nematodos anisákidos en pescados provenientes de la pesca extractiva en la costa mediterránea española varía según autores:

- Adroher *et al.* (1996) en jurel (*Trachurus trachurus*):
 - o 4,2 % de *Hysterothylacium* sp.
 - o 5,6 % de *Hysterothylacium aduncum*
 - o 6,3% de *Anisakis simplex*
- Osanz-Mur (2001) describe una prevalencia media del 12,70 % de anisákidos en diferentes especies de pescado.
- Gutiérrez-Galindo *et al.* (2010):
 - o 2,6 % en caballa (*Scomber scombrus*)
 - o 11,0 % en jurel (*Trachurus trachurus*)
- Rello *et al.* (2008) establecen una prevalencia del 11,85 % de *Hysterothylacium aduncum* en sardina (*Sardina pilchardus*).
- Valero, López-Cuello *et al.* (2006) describen una prevalencia de 87,97 % de *Anisakis* spp. en merluza europea (*Merluccius merluccius*).

Teniendo en cuenta estos datos, se decidió utilizar para los cálculos del tamaño muestral una prevalencia estimada del 10 %.

Si bien, como ya se ha comentado, la visualización directa tiene una sensibilidad de un 90 % en análisis de pescados pequeño (Huang, 1990), para establecer un margen de seguridad suficiente, para los cálculos del tamaño muestral se estableció en un 80 %. La especificidad se estableció en el 99 %, ya que en caso de detectarse, la posibilidad de confusión con otra familia de parásitos es muy improbable y no se pretendía la identificación hasta nivel de especie, por no ser el objetivo de la presente tesis doctoral. Con estos datos, el tamaño muestral es de

200 individuos, habiéndose analizado 217 pescados de diferentes especies en el estudio 2.

2.3. Prácticas de producción y alimentación de las granjas acuícolas

Las larvas de anisákidos en ningún caso son capaces de superar el proceso de fabricación de harinas de pescado y el proceso de extrusión del pienso. Tal y como indica Inoue *et al.* (2000), citando a Urawa (1986), los peces salmónidos, y por extensión podríamos pensar que el resto de especies de acuicultura, si son alimentados con piensos extrusionados, se pueden infectar con larvas de anisákidos por el consumo de crustáceos, peces o cefalópodos que contienen larvas de anisákidos. Este es el caso de Mo *et al.* (2013), que encontraron nematodos anisákidos en descartes de salmón de acuicultura ($p=20\%$). Los descartes son animales que han crecido menos por diferentes factores y puede ser que hayan tenido un menor acceso al pienso y se hayan tenido que alimentar de pequeños moluscos y peces, infectándose de larvas de anisákidos, mientras que las muestras utilizadas en el estudio 1.A eran animales recién muertos o moribundos, y no descartes. La discrepancia podría deberse a esta diferencia entre los dos estudios. Por otro lado, en el estudio 1.B se analizaron pescados de diferentes tallas comerciales, no encontrándose larvas en ningún caso.

Existe una fase del cultivo de las especies piscícolas en las que no se alimentan con piensos extrusionados, y es durante la alimentación larvaria. Durante esta fase la única posible vía de entrada de nematodos sería con la *Artemia*, que es el único alimento que se proviene del medio natural. Sin embargo, el pequeño tamaño de los quistes de *Artemia*, difícilmente infectado por un nematodo anisákido, junto con las condiciones de salinidad (200-300 ‰), que imposibilita la presencia de hospedadores de anisákidos en las aguas donde se recolecta la *Artemia*, hacen que no sea posible la transmisión de anisákidos por esta vía.

El hecho de que el 100 % de las granjas estudiadas, a excepción de las de anguila, utilicen alevines provenientes de granjas y no del medio natural también es un factor de seguridad. Como describe Salati *et al.* (2013), el uso de alevines de sargo (*Diplodus* spp.) provenientes del medio natural puede ser un factor que facilite la presencia de nematodos anisákidos en el pescado de acuicultura. En el caso de la anguila, dado el tamaño de las angulas introducidas en la granja también hacen improbable la presencia de nematodos en las mismas.

2.4. Presencia de hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos

La ausencia de nematodos anisákidos en el pescado de acuicultura no se puede achacar a la ausencia de hospedadores definitivos de estos parásitos, ya que como se ha visto, en las inmediaciones de las granjas acuícolas españolas hay presencia, de manera habitual, de hospedadores definitivos, como los cormoranes (*Phalacrocorax* spp.), gaviotas, garzas o cetáceos, principalmente delfines.

En Noruega, se encontró un pico de *Anisakis simplex* en fogueño (*Pollachius virens*), bacalao (*Gadus morhua*) y gallineta nórdica (*Sebastes marinus*) en primavera (marzo-abril), posiblemente explicado por la migración de las ballenas en esa época, lo que hace que aumente el número de huevos de nematodos en el agua, y por el aumento de temperatura del agua que hace que haya mayor cantidad de plancton y, por tanto, de hospedadores intermediarios donde se pueden desarrollar estos huevos (Strømnes y Andersen, 2000).

Las granjas marinas, en su mayor parte, están totalmente expuestas al medio, por lo que no se puede separar a los peces de crianza de las poblaciones salvajes que, como se ha visto, se encuentren parasitadas por anisákidos.

En las inmediaciones de las granjas acuícolas del litoral español es posible encontrar numerosos hospedadores definitivos de nematodos anisákidos, tanto mamíferos marinos como aves ictiófagas, así como hospedadores intermediarios. Sin embargo, la falta de predación por parte de los peces de acuicultura hace que, a pesar de haber nematodos anisákidos en el medio, éstos no lleguen a parasitar a los peces de las granjas. Todo esto a pesar de que en España son numerosas las referencias bibliográficas a la presencia de nematodos anisákidos en una gran variedad de hospedadores intermediarios y paraténicos.

Pereira-Bueno *et al.* (1989), citado por Ferre (2001), no encontraron anisákidos en sardina (*Sardina pilchardus*), pero encontraron una prevalencia del 88,1 % en bacaladilla (*Micromesistius poutassou*), del 54,3 % en jurel (*Trachurus trachurus*), del 45,4 % en merluza (*Merluccius merluccius*) y del 2,1 % en boquerón (*Engraulis encrasicolus*).

Cuéllar *et al.* (1991) detectaron nematodos anisákidos (*Anisakis simplex* e *Hysterothylacium aduncum*) en 17 de 20 especies estudiadas en la costa mediterránea, con prevalencias entre el 0,5 y el 100 %. En este estudio, la presencia de *Hysterothylacium* fue mayor que la de *Anisakis*.

Ruiz-Valero *et al.* (1991), citado por Ferre (2001), en pescados del mercado de Granada, encontraron *Anisakis simplex* en un 0,9 % de sardinas (*Sardina pilchardus*), en un 27,5 % de jureles (*Trachurus trachurus*) y en un 72,3 % de bacaladillas (*Micromesistius poutassou*).

Pereira (1992) estudió 514 pescados, de 20 especies diferentes, recogidas en Merca-Bilbao. La única especie en la que no se encontraron nematodos anisákidos fue la sardina (*Sardina pilchardus*). En las demás, se hallaron unas prevalencias variables desde el boquerón (*Engraulis encrasicolus*)(2,08 %) a la bacaladilla (*Micromesistius poutassou*)(88,09 %).

Como ya se ha comentado anteriormente, Barros *et al.* (1992), describieron tres casos de anisakiasis en España relacionado con el consumo de sardinas (*Sardina pilchardus*) crudas aliñadas con limón y especias, y que estaban provocados por nematodos del género *Anisakis* y *Pseudoterranova decipiens*, siendo el pescado de origen autóctono según los autores.

Cordero *et al.* (1994) realizaron una recopilación de las especies hospedadoras de nematodos anisákidos en la Península Ibérica, incluyendo los géneros *Anisakis* (identificado como *Filocapsularia*), *Hysterothylacium* y *Contraecaecum*.

López y Castell (1994) estudiaron la presencia de nematodos del género *Anisakis* en 410 muestras de 20 especies diferentes de las más comercializadas en Castilla La Mancha. La prevalencia obtenida fue del 22,93 %. Cabe destacar la prevalencia del 75 % en el congrio (*Conger conger*) y del 42 % en el jurel (*Trachurus trachurus*). Sin embargo, en el 50 % de las especies no se detectaron nematodos, en la mayoría de los casos por el reducido número de muestras de dichas especies.

Abaunza *et al.* (1995), en jureles (*Trachurus trachurus*) y caballas (*Scomber scombrus*) de Galicia, encontraron diferencias en la prevalencia de *Anisakis simplex* en función de la zona de captura, con variaciones entre el 44 y el 100 % en *Trachurus trachurus* y entre el 16 el 91 % en *Scomber scombrus*.

Viu *et al.* (1996) realizaron un estudio en mercados de Zaragoza. Estudiaron 123 merluzas (*Merluccius merluccius*) (p=71,5 %), 62 bacaladillas (*Micromesistius poutassou*) (p=85,5 %), 25 jureles (*Trachurus trachurus*) (p=60 %), 110 boquerones (*Engraulis encrasicolus*) (p=0 %) y 204 sardinas (*Sardina pilchardus*) (p=0 %). La prevalencia media fue del 29,8 %.

Adroher *et al.* (1996), sobre muestras de jurel (*Trachurus trachurus*) procedentes de distintas zonas del litoral español, determinaron una prevalencia del 39,6 %. También detectó diferencias en función de la zona de pesca, como se puede observar en la Tabla 45.

Fernández-Caldas *et al.* (1998) hacen un listado, sin especificar las fuentes, de las especies en las que se ha detectado *Anisakis simplex* e *Hysterothylacium aduncum* de manera conjunta. Las especies que enumera son: sardina (*Sardina pilchardus*), congrio (*Conger conger*), rape (*Lophius piscatorius*), bacaladilla (*Micromesistius poutassou*), faneca (*Trisopterus luscus*), abadejo (*Pollachius pollachius*), bertorella (nombrada como barbada)(*Gaidopsarus mediterraneus*), jurel (*Trachurus trachurus*), caballa (*Scomber scombrus*), boga (*Boops boops*), pión (*Hyperoplus lanceolatus*), gallo (*Lepidorhombus boscii*), gallo del norte (nombrado como gallo)(*Lepidorhombus whiffiagonis*) y golleta (*Microchirus variegatus*).

Tabla 45. Variaciones geográficas de la prevalencia de larvas de anisákidos en jurel (*Trachurus trachurus*).

	<i>Anisakis simplex</i>	<i>Hysterothylacium aduncum</i>	<i>Hysterothylacium</i> sp.
Mar Cantábrico	49,5 %	82,3 %	ND
Océano Atlántico	36,0 %	22,0 %	ND
Mar Mediterráneo	6,3 %	5,6 %	4,2 %

Nota: ND: No detectado

Fuente: Adroher *et al.*, 1996.

Coronilla *et al.* (1999a) estudiaron la presencia de anisákidos en boquerón (*Engraulis encrasicolus*) y sardina (*Sardina pilchardus*), comercializados en la Región de Murcia, y relacionaron diferencias en la prevalencia con la zona de captura, siendo mayor la prevalencia en el Adriático (33,75 %) para *Anisakis simplex*, y en el Atlántico Norte (91,94 %) para *Hysterothylacium* spp. También se observó una mayor prevalencia en *Engraulis encrasicolus* que en *Sardina pilchardus*, tanto para *Anisakis simplex* como para *Hysterothylacium*. En otro estudio, los mismo autores (Coronilla *et al.* 1999b), estudiaron la presencia de *Anisakis complex* en bacaladilla (*Micromesistius poutassou*) y pescadilla (*Merluccius merluccius*), comercializadas en la región de Murcia, obteniendo los resultados mostrados en la Tabla 46.

De la Torre *et al.* (2000) estudiaron pescados y cefalópodos, de 18 especies diferentes, comercializados en el norte de Córdoba. De estos, se hallaron nematodos anisákidos en siete especies, con prevalencias entre el 5,5 % de la faneca (*Trisopterus luscus*) y el 27,5 % de la bacaladilla (*Micromesistius poutassou*), con una prevalencia media del 15,8 %.

Tabla 46. Prevalencia de nematodos anisákidos en bacaladilla (*M. poutassou*) y merluza (*M. merluccius*).

	<i>Anisakis complex</i>	<i>Anisakis simplex</i>	<i>Hysterothylacium</i> spp.
<i>M. poutassou</i>	89,40 %	87,90 %	42,42 %
<i>M. merluccius</i>	51,20 %	25,58 %	39,50 %

Fuente: Coronilla *et al.*, 1999b.

Valero *et al.* (2000) estudiaron 301 bacaladillas (*Micromesistius poutassou*) de la Bahía de Motril (Granada) encontrando una prevalencia de anisákidos del 0,63 %. Detectaron la presencia de *Anisakis pegreffii* (p=6,65 %), *Anisakis physeteris* (p=2,66 %) e *Hysterothylacium aduncum* (p=2,3 %).

Abollo, D'Amelio *et al.* (2001), en otro estudio, determinaron una prevalencia media de *Anisakis simplex* del 60 %, mediante RT-PCR, en bacaladilla (*Micromesistius poutassou*), jurel (*Trachurus trachurus*) y pota costera (*Todaropsis eblanae*).

Abollo, Gestal *et al.* (2001) estudiaron 2.673 cefalópodos y pescados de 35 especies diferentes, encontrando larvas de *Anisakis simplex* y *Anisakis pegreffii*, destacando la pota común (*Todarodes sagittatus*)(p=34,28 %) y la pota costera (*Todaropsis eblanae*)(23,50 %) entre los cefalópodos, y la prevalencia del 100 % en la tintorera (*Pionace glauca*), la aguja (*Belone belone*), la merluza europea (*Merluccius merluccius*), la maruca azul (*Molva dypterygia*), el rape (*Lophius piscatorius*), el gallo (*Lepidorhombus boscii*) y el cabracho (*Scorpaena scrofa*).

Osanz-Mur (2001) realizó un estudio sobre diferentes especies de pescado de la lonja de Tarragona, en el que obtuvo una prevalencia media del 12 %. Las especies que estudió eran la sardina (*Sardina pilchardus*), el boquerón (*Engraulis*

encrasicolus), la bacaladilla (*Micromesistius poutassou*), la merluza (*Merluccius merluccius*), la brótola (*Phycis blennoides*), la faneca (*Trisopterus minutus capelanus*), la caballa (*Scomber scombrus*) y el jurel (*Trachurus trachurus*).

Álvarez *et al.* (2002) realizaron un estudio de la parasitofauna sobre 484 peces planos, pertenecientes a ocho especies diferentes, de las aguas de Galicia, encontrando larvas L3 de *Anisakis simplex* y de *Contracaecum* sp. y larvas L3 y adultos de *Hysterothylacium aduncum*.

Rello *et al.* (2004), citando a Rello (2003), indica las siguientes prevalencias: en la faneca (*Trisopterus luscus*) del 25 % de *Anisakis simplex* y del 92,14 % de *Hysterothylacium aduncum*; en el boquerón (*Engraulis encrasicolus*) del 9,34 % de *Anisakis simplex* y del 24,45 % de *Hysterothylacium aduncum*; en la sardina, el 11,67 % de *Hysterothylacium aduncum*.

Valero, López-Cuello *et al.* (2006) estudiaron la prevalencia de *Anisakis* spp. en merluzas (*Merluccius merluccius*) provenientes de la costa atlántica africana y del mediterráneo español, hallando prevalencias del 85,71 % en las primeras y del 41,27 % en las segundas.

Valero, Paniagua *et al.* (2006) estudiaron diferentes especies de anisákidos en dos especies de brótola, la de fango (*Phycis blennoides*) y la de roca (*Phycis phycis*), encontrando prevalencias del 58,85 % en la primera y del 62,06 % en la segunda. En ambas especies encontraron *Anisakis physeteris* (p=3,45 % y 11,00 %), *Anisakis simplex* (p=1,72 % y 2,39 %), *Hysterothylacium aduncum* (p=5,17 % y 51,20 %) e *Hysterothylacium fabri* (p=56,90 % y 2,39 %).

En un estudio realizado sobre la Faneca (Rello, Valero *et al.*, 2008) estudiaron la faneca (*Trisopterus luscus*), perteneciente a la familia Gadidae, determinando una prevalencia del 88,5 % en el Golfo de Vizcaya. En otro estudio en el Mediterráneo, los mismos autores (Rello, Adroher *et al.*, 2008), en un estudio realizado en el Mediterráneo, no encontraron larvas de *Anisakis* en 359 sardinias (*Sardina pilchardus*) analizadas. Sin embargo, se encontraron prevalencias de *Hysterothylacium aduncum* de hasta el 25 % en el Mar de Baleares (11,85 % de prevalencia media).

Madrid y Sáez (2012) analizaron 100 pescadillas procedentes del Mediterráneo (*Merluccius merluccius*) y 100 pescadillas atlánticas (*Merluccius bilinearis*). En este estudio encontraron una prevalencia de *Anisakis simplex* del 4 % en *Merluccius merluccius* y del 58 % en *Merluccius bilinearis*. También encontraron *Anisakis physeteris* (2 %) e *Hysterothylacium* sp. (1 %) en *Merluccius merluccius* y *Contracaecum* spp. (4 %) en *Merluccius bilinearis*.

Bao *et al.* (2013) describieron la presencia de *Anisakis simplex* en la lamprea de mar (*Petromyzon marinus*).

Las especies muestreadas en el estudio 2 se pueden asimilar a las especies piscícolas sinantrópicas de las granjas marinas. Entre las especies muestreadas en el estudio 2, algunas están descritas como especies sinantrópicas y otras tienen especies de los mismos géneros o especies entre las descritas, por lo que se puede

presuponer que tienen comportamientos similares. Así, la boga (*Boops boops*), los sargos (*Diplodus* spp.), la salema (*Sarpa salpa*) y los jureles (*Trachurus* spp.) son especies sinantrópicas (Dempster *et al.*, 2002).

La presencia de nematodos anisákidos detectada en el estudio 2 concuerda con lo observado por diferentes autores que han detectado nematodos anisákidos en estas mismas especies (Tabla 47). La única excepción es el lagarto (*Synodus saurus*), del que no se han encontrado citas bibliográficas sobre la presencia de anisákidos en esta especie, posiblemente por tratarse de una especie con poco valor comercial, y poco estudiada en relación a su parasitofauna.

Sin embargo, algunas de las especies estudiadas en las que no se han encontrado nematodos anisákidos si que han sido descritas como hospedadoras: la cabrilla (*Serranus cabrilla*)(Pereira, 1994); el caramel (*Spicara smaris*) (Chaligianis, 2012); el rubio (*Chelidonichthys lastoviza*)(Pereira, 1994). Esto puede ser debido a la técnica utilizada, que como se ha comentado tiene una sensibilidad media, y a la zona limitada del estudio y a que ésta tiene, por norma general, una menor prevalencia de nematodos anisákidos que otras zonas.

Dadas las condiciones de cultivo de las granjas estudiadas, tanto las de la Comunitat Valenciana (estudio 1.A) como las de otras Comunidades Autónomas (estudio 1.B), la gestión de la alimentación minimiza el consumo de otros productos alternativos (crustáceos, cefalópodos, etc.) por parte de los peces criados en ellas.

Tabla 47. Referencias bibliográficas de las especies positivas en el estudio 2.

Especie	Referencias bibliográficas
Maragota (<i>Labrus bergyllta</i>)	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994
Mojarra (<i>Diplodus vulgaris</i>)	Kalay <i>et al.</i> , 2009
Salema (<i>Sarpa salpa</i>)	Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991
Brótola de fango (<i>Phycis blennoides</i>)	De la Torre <i>et al.</i> , 2000; Osanz-Mur, 2001; Pereira, 1992; Valero, Paniagua <i>et al.</i> , 2006
Jurel (<i>Trachurus trachurus</i>)	Abaunza <i>et al.</i> , 1995; Abollo, D'Amelio <i>et al.</i> , 2001; Abollo, Gestal <i>et al.</i> , 2001; Adroher <i>et al.</i> , 1996; Cordero <i>et al.</i> , 1994; Cuéllar <i>et al.</i> , 1991; Fernández-Caldas <i>et al.</i> , 1998; Gutiérrez-Galindo <i>et al.</i> , 2010; López y Castell, 1994; Osanz-Mur, 2001; Pereira, 1992; Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Valero <i>et al.</i> , 2004; Viu <i>et al.</i> , 1996
Boga (<i>Boops boops</i>)	Sanmartín <i>et al.</i> , 1994; Fernández-Caldas <i>et al.</i> , 1998
Breca (<i>Pagellus erythrinus</i>)	López y Castell, 1994

2.5. Sensibilidad a la parasitación por nematodos anisákidos de las especies estudiadas

Las especies analizadas en el estudio 1, a excepción de la corvina, de la que no se han encontrado referencias bibliográficas sobre parasitación con nematodos anisákidos, aunque sí de otras especies del género *Argyrosomus* (Chao, 1985; Chen *et al.*, 2014; Wang *et al.*, 2010), son susceptibles de ser parasitadas en el medio natural por nematodos anisákidos, como demuestran las referencias bibliográficas sobre la presencia de estos parásitos en estas especies.

Así, en el caso de la dorada (*Sparus aurata*), demostraron la susceptibilidad a *Anisakis pegreffii* (Marino *et al.*, 2013) y encontraron prevalencias entre el 6,25 % (Kalay *et al.*, 2009) y el 45,65 % (Dural *et al.*, 2011) de *Hysterothylacium aduncum*.

En el caso de la lubina (*Dicentrarchus labrax*), se han descrito prevalencias de 46 % de *Hysterothylacium aduncum* (Sterud, 2002), y prevalencias de *Anisakis* sp. del 15 % (Sterud, 2002), del 73,61 % (Bernardi, 2009), del 97,5 % (Bernardi *et al.*, 2011) y del 76,6 % (Morsy *et al.*, 2012).

El rodaballo es sensible a los nematodos anisákidos en el medio natural, concretamente a *Hysterothylacium aduncum*, como indican Cordelo del Campillo *et al.* (1994), Sanmartín *et al.* (1994) y Álvarez *et al.* (2002). Aparte del rodaballo en el medio natural, Álvarez *et al.* (2002), citando datos propios no publicados, comentan la presencia de nematodos anisákidos en rodaballos (*Scophthalmus maximus*) de acuicultura, a mediados de los años 80, que habían sido alimentados con bacaladilla (*Micromesistius poutassou*) y pión (*Hyperoplus lanceolatus*).

En cuanto a la anguila (*Anguilla anguilla*), también existen varias referencias que indican su susceptibilidad a la parasitación por nematodos anisákidos (Aguilar *et al.*, 2005; Culurgioni *et al.*, 2010; Kristmundsson y Helgason, 2007; Saraiva y Eiras, 1996).

Por último, la Trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) también es susceptible de ser parasitada en el medio natural (Quiazon *et al.*, 2011), así como en instalaciones de acuicultura (Carvajal *et al.*, 1995; González, 1998; Wootten y Smith, 1975).

Carvajal *et al.* (1995) encontraron adultos de *Hysterothylacium aduncum* en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) y salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*) cultivados en Chile.

González (1998) describe el ciclo de vida de *Hysterothylacium aduncum* en granjas marinas de Chile. Las diferencias de parasitación entre trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) y salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*), con mayor prevalencia la primera, son debidas a la diferente ingesta de organismos naturales portadores presentes en las instalaciones, como gammáridos, poliquetos, estomatópodos o anomuras. En este estudio no se encontraron nematodos anisákidos en salmón atlántico (*Salmo salar*).

Esto indica que si bien estas especies son sensibles en el medio natural, debido al sistema de producción utilizado en España, no se encuentran estos parásitos.

2.6. Resultados previos en pescado de acuicultura

Los resultados obtenidos en la presente tesis doctoral concuerdan con los obtenidos en otros estudios similares en pescado proveniente de la acuicultura, en los que tampoco se detectaron larvas de nematodos anisákidos.

Deardorff y Kent (1989) estudiaron 237 muestras de salmón atlántico (*Salmo salar*), salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*) y salmón chinook (*Oncorhynchus tshawytscha*) procedentes de acuicultura, y 50 muestras de salmón rojo "sockeye" (*Oncorhynchus nerka*) procedente de la pesca extractiva. Ningún salmón de acuicultura apareció infectado por larvas de anisákidos, mientras que los provenientes de la pesca extractiva tenían una prevalencia del 87 %.

Angot y Brasseur (1993) analizaron 3.700 filetes de salmón atlántico (*Salmo salar*) de granjas noruegas y escocesas.

Inoue *et al.* (2000) inspeccionaron 249 ejemplares de salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*) y 40 muestras de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) en Japón. Es interesante que no encontraron organismos que pudieran actuar como hospedadores intermediarios en el interior de los peces de acuicultura.

Lunestad (2003) realizó un estudio sobre 1.180 muestras de salmón atlántico (*Salmo salar*) de Noruega.

Skov *et al.* (2009), en Dinamarca, estudiaron 206 ejemplares de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), tanto criadas en mar (n=166) como en agua dulce (n=40).

Wootten *et al.* (2009) analizaron 720 ejemplares de salmón atlántico (*Salmo salar*) de 12 granjas escocesas.

También coincide con los resultados de dos estudios similares, realizados en especies mediterráneas, aunque sobre un menor número de muestras, en los que tampoco se detectaron larvas de nematodos anisákidos. Peñalver *et al.* (2010) realizaron un estudio sobre 612 doradas (*Sparus aurata*) y 259 lubinas (*Dicentrarchus labrax*) en 10 granjas de la Región de Murcia y Kapota (2012) analizó 462 doradas (*Sparus aurata*) y 916 lubinas (*Dicentrarchus labrax*) provenientes de granjas de Italia y Grecia.

Salati *et al.* (2013), realizaron un estudio sobre pescado criado en condiciones intensivas, tanto en jaulas como en tanques, de estas mismas especies y corvina (*Argyrosomus regius*), no encontraron anisákidos, coincidiendo con los resultados de nuestro estudio. Sin embargo, en el mismo trabajo, describieron la presencia de *Contracaecum* spp. en dorada (*Sparus aurata*), lubinas (*Dicentrarchus labrax*) y sargos (*Diplodus* spp.) procedentes de cultivos semi-intensivos con agua procedente de lagunas con la presencia de numerosas especies piscívoras. En estas condiciones, la prevalencia determinada fue del 100 % en la dorada, del 36,4 % en la lubina y del 33,3 % en sargos. Estas condiciones pueden equipararse a los esteros españoles. Esta diferencia en la captación del agua, ya que los esteros captan el agua por bombeo de los caños provenientes del mar, puede ser la causa de las diferencias observadas. Además, los sargos (*Diplodus* spp.) eran capturados del

medio y engordados en la granja, pudiendo estar infectados en el momento de su introducción. Este estudio también incluyó pescados provenientes de la pesca extractiva, detectándose la presencia de *Contracaecum* spp. en especies como la dorada (*Sparus aurata*), el sargo (*Diplodus vulgaris*) o la lisa (*Liza ramada*).

Existe una discrepancia con un estudio que reportó la presencia de una larva de *Anisakis simplex* en salmón atlántico (*Salmo salar*) criado en Canadá (Marty, 2008), supuestamente en condiciones de cría similares a la producción española de peces marinos de un total de 894 muestras. Sin embargo, la prevalencia de 0,11 % resultante de este estudio hace pensar en un hallazgo puntual (Figura 131).

Algunos estudios en los que se encontraron pescados provenientes de la acuicultura infectados con larvas o adultos de nematodos anisákidos son antiguos, por lo que teniendo en cuenta las técnicas de producción utilizadas, principalmente de fabricación del alimento, podría ser más probable la presencia de anisákidos que en la actualidad, al estar muchas de las técnicas utilizadas en aquel momento en desuso actualmente:

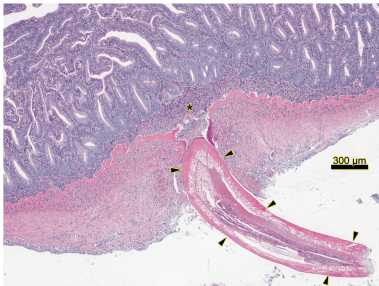


Figura 131. Larva de anisákido en salmón atlántico (*Salmo salar*).

Fuente: Marty, 2008.

Bassleer *et al.* (1973), citado por Lima y Howgate (2011), detectaron larvas de *Anisakis* sp. y *Contracaecum* sp. en trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) en Bélgica.

Dick *et al.* (1987) describieron la presencia de *Contracaecum* sp. en trucha arco iris (nombrada como *Salmo gairdneri*) en EE.UU.

Wooten y Smith (1975) detectaron larvas de *Anisakis simplex* en trucha arco iris (*O. mykiss*) y trucha común (*Salmo trutta*) en Escocia.

McKenzie *et al.* (1976) describieron la presencia de dos larvas de *Contracaecum* sp. y un adulto de *Contracaecum aduncum* en el estómago de dos sollas (*Pleuronectes platessa*) y una larva de *Anisakis* sp. en el intestino de otro individuo. Estos resultados se obtuvieron de animales participantes en un experimento en una instalación con un ambiente "más natural", y alimentados con pescado crudo.

Algunos estudios describen la presencia de *Hysterothylacium* en salmónidos de acuicultura en Chile.

Carvajal y González (1990), en un estudio sobre la presencia de nematodos anisákidos en salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*), salmón atlántico (*Salmo salar*) y trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) cultivados en Chile, encontraron una larva de *Hysterothylacium* sp. en un salmón coho.

Sepúlveda *et al.* (2004) encontraron una prevalencia de *Hysterothylacium aduncum* en salmón atlántico (*Salmo salar*) cultivado en Chile del 10,0 %. Sin embargo no encontraron larvas de los géneros *Anisakis*, *Contracaecum* ni *Pseudoterranova*. En

especies presentes en los alrededores de las jaulas si encontraron prevalencias mayores tanto de *Hysterothylacium aduncum* (2-47,8 %), como de *Anisakis simplex* (9,09 %), *Contracaecum* sp. (8,6-9,09 %) y *Pseudoterranova* sp. (60,8 %).

La prevalencia detectada por estos estudios en pescado salvaje fue mayor que en el pescado de acuicultura. Además, cabe resaltar que los hospedadores definitivos de *Hysterothylacium* son peces, por lo que, con las densidades, tanto de cultivo como de número de granjas en las zonas de cultivo chilenas, hace que sea factible la presencia de este parásito en el pescado de acuicultura. En España, la distancia entre explotaciones es mucho mayor, ya que tenemos muchas menos explotaciones y nuestra producción no es comparable a la chilena.

La adecuada gestión de la alimentación, que prevenga la predación por parte de los peces criados de otros pequeños peces, moluscos o crustáceos, hace que se minimice la posible transmisión de nematodos anisákidos al pescado de acuicultura (Inoue, 2000).

En peces de acuicultura alimentados con otro tipo de alimento, éste no está controlado y pueden llegar a observarse nematodos anisákidos en pescado de acuicultura, como reseñan diferentes autores.

Ubeira *et al.* (2000) indica la presencia de nematodos anisákidos en rodaballo alimentado con bacaladilla (*Micromesistius poutassou*) no congelada, práctica habitual en los inicios de la producción de rodaballo en Galicia.

Abollo, Gestal *et al.* (2001), citando datos propios no publicados, indica la presencia de nematodos anisákidos en pulpo (*Octopus vulgaris*) de acuicultura, alimentado con pescado marino infectado sin tratamiento previo.

Álvarez *et al.* (2002), citando datos no publicados, comenta la aparición de *Anisakis simplex* en rodaballo (*Scophthalmus maximus*) en una granja de acuicultura gallega a mediados de los años 80. Estos rodaballos se alimentaban con bacaladilla (*M. poutassou*) y pión (*Hyperoplus lanceolatus*) frescos, por ser pescado muy abundante en la zona.

Chen *et al.* (2008) describieron la presencia de *Anisakis* spp. e *Hysterothylacium* sp. en ocho especies marinas cultivadas en China, de un total de 48 especies estudiadas (16,7 %). Resultaron positivos 16 individuos de 208 analizados (7,7 %).

Shih *et al.* (2010) describieron la presencia de *Anisakis simplex* en la cobia (*Rachycentron canadum*) (p=13,68 %). Estos animales eran alimentados con pescado crudo, en el que se determinó una prevalencia del 25-92,8 % de *Anisakis*.

Existen otros estudios en los que se detectaron nematodos anisákidos en pescados de acuicultura, pero corresponden a otras especies y sistemas productivos, por lo que los resultados no son extrapolables.

Hemmingsen *et al.* (1993), citado por Lima y Howgate (2011), describe la presencia de *Anisakis* spp. en bacalao (*Gadus morhua*) en Noruega.

Paperna (1996) describe la presencia de *Contraecaecum* sp. en tilapia (*Oreochromis* sp.) cultivada en Israel.

Muzzall *et al.* (2006) describieron la presencia de *Contraecaecum* sp. en “Walleye” (*Sander vitreus*) una especie de lucioperca de Norteamérica.

Akoll *et al.* (2012) determinaron una prevalencia del 2,4 % de *Contraecaecum* sp. en el pez gato africano (*Clarias gariepinus*), pero no encontraron nematodos anisákidos en tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*), proviniendo ambas especies de instalaciones de acuicultura en agua dulce.

2.7. Ausencia de nematodos anisákidos en el pescado de acuicultura

En las granjas de acuicultura se dan las siguientes condiciones que serían necesarias para la presencia de nematodos anisákidos en el pescado de acuicultura criado en el litoral español:

- Presencia de hospedadores definitivos de nematodos anisákidos en el litoral español.
- Presencia de hospedadores paraténicos de nematodos anisákidos en el litoral español.
- Presencia de hospedadores intermediarios, dado que se cierra el ciclo biológico del parásito, en el litoral español.
- Cría de especies sensibles en las instalaciones de acuicultura del litoral español.

Por todo esto, se puede concluir que la ausencia de larvas de nematodos anisákidos no es debida a que las especies de cultivo criadas no sean sensibles, ni a la ausencia de nematodos en las aguas donde se crían, ya que existen hospedadores definitivos, intermediarios y paraténicos, sino a las condiciones de cultivo y de alimentación utilizadas en las granjas marinas del litoral español.

La ausencia de larvas de nematodos anisákidos en los pescados provenientes de la acuicultura (estudio 1) puede explicarse por el tipo de alimentación. En este sentido, los peces de crianza son alimentados con piensos extrusionados que, por protocolo de calidad, tecnología de fabricación de las empresas productoras de piensos y las materias primas utilizadas, están libres de larvas viables de anisákidos. La alimentación exclusiva con este tipo de alimento hace que sea muy poco probable la presencia de estas larvas en el pescado de crianza.

Además, las prácticas productivas, principalmente la gestión de la alimentación que minimiza el consumo de otros alimentos alternativos al pienso extrusionado, previene la presencia de estos nematodos en el pescado de acuicultura.

En las muestras analizadas en las dos fases del estudio 1 (4.080 pescados) no se han detectado nematodos anisákidos, por lo que no ha sido posible la realización del estudio estadístico pertinente.

Aunque no se puede descartar totalmente su presencia, en las condiciones de cría de pescado actualmente utilizadas en España, la probabilidad de encontrar larvas de anisákidos en estos pescados es prácticamente nula. Por tanto, el consumo de pescado procedente de acuicultura del litoral español no representa un riesgo significativo de infección del consumidor por larvas de anisákidos y disminuye el riesgo de sensibilización al parásito.

Sería interesante la realización de otro estudio, posiblemente de otra tesis doctoral, que profundice en el análisis del riesgo sobre la presencia de nematodos anisákidos en el pescado de acuicultura.

V. CONCLUSIONES

De los resultados de los diferentes estudios de la presente tesis doctoral, y respondiendo a sus objetivos, se pueden extraer las siguientes conclusiones:

1. En el estudio realizado, mediante las técnicas diagnósticas utilizadas, se ha detectado una prevalencia del 5,53 % en especies salvajes, entre las que se pueden encontrar algunas especies sinantrópicas de las granjas acuícolas.
2. Esta prevalencia es similar a la descrita en otros estudios realizados con especies similares y en la misma zona.
3. La técnica de la visualización directa utilizada ha permitido la detección de larvas de nematodos anisákidos en pescado salvaje, por lo que la no detección en el pescado de acuicultura no es achacable a la técnica seleccionada.
4. En el presente estudio, mediante las técnicas diagnósticas utilizadas, no se han detectado larvas de nematodos anisákidos en el pescado de acuicultura.
5. El pescado de acuicultura del litoral español, en las condiciones de cría y alimentación utilizadas actualmente, aunque no descartable, tiene una probabilidad muy baja de ser parasitados por nematodos anisákidos.
6. El consumo de pescado procedente de acuicultura del litoral español no representa un riesgo significativo de infección del consumidor por larvas de anisákidos y disminuye el riesgo de sensibilización al parásito.

VI. BIBLIOGRAFÍA

BIBLIOGRAFÍA

- Abattouy, N. (2012). Prevalencia y factores de riesgo de la anisakiosis en el norte de Marruecos. Tesis Doctoral. Universidad de Granada.
- Abattouy, N., Valero, A., Benajiba, M., Lozano, J., Martín-Sánchez, J. (2011). *Anisakis simplex* s.l. parasitization in mackerel (*Scomber japonicus*) caught in the North of Morocco-Prevalence and analysis of risk factors. *International Journal of Food Microbiology* 150(2-3): 136-139.
- Abaunza, P., Villamor, B., Pérez, J.R. (1995). Infestation by larvae of *Anisakis simplex* (Nematoda: Ascaridata) in horse mackerel, *Trachurus trachurus*, and Atlantic mackerel, *Scomber scombrus*, in ICES Divisions VIIIb, VIIIc and IXa (N-NW of Spain). *Scientia Marina*, 59(3-4): 223-233.
- Abollo, E., D'amelio, S., Pascual, S. (2001). Fitness of the marine parasitic nematode *Anisakis simplex* s. str. in temperate waters of the NE Atlantic. *Diseases of Aquatic Organisms*, 45(2): 131-139.
- Abollo, E., Gestal, C., Pascual, S. (2001). *Anisakis* infestation in marine fish and cephalopods from Galicia waters: an updated perspective. *Parasitology Research*, 87(6): 492-499.
- Adroher, F.J., Valero, A., Ruiz-Valero, J., Iglesias, L. (1996). Larval anisakids (Nematoda: Ascaridoidea) in horse mackerel (*Trachurus trachurus*) from the fish market in Granada (Spain). *Parasitology Research*, 82(3): 253-256.
- AESAN. (2005a). La alergia por *Anisakis* y medidas de prevención. *Revista del Comité Científico de la AESAN*, 1: 19-35.
- AESAN. (2005b). Opinión del Comité Científico de la AESA, sobre una cuestión presentada por la Presidencia, en relación con los factores favorecedores de la aparición de alergia a *Anisakis*, así como de las medidas de prevención aplicable. 35 pp. Disponible en http://aesan.msssi.gob.es/AESAN/docs/docs/evaluacion_riesgos/comite_cientifico/ANISAKIS_ALERGIA.pdf
- Aguilar, A., Álvarez, M.F., Leiro, J.M., Sanmartín, M.L. (2005). Parasite populations of the European eel (*Anguilla anguilla* L.) in the Rivers Ulla and Tea (Galicia, northwest Spain). *Aquaculture*, 249(1): 85-94.
- Akoll, P., Konecny, R., Mwanja, W.W., Nattabi, J.K., Agoe, C., Schiemer, F. (2012). Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. *Parasitology Research*, 110(1): 315-323.

- Alonso-Gómez, A., Moreno-Ancillo, A., López-Serrano, M.C., Suarez-de-Parga, J.M., Daschner, A., Caballero, M.T., *et al.* (2004). *Anisakis simplex* only provokes allergic symptoms when the worm parasitises the gastrointestinal tract. *Parasitology Research*, 93(5): 378-384.
- Alonso, A., Daschner, A., Moreno Ancillo, A. (1997). Anaphylaxis with *Anisakis simplex* in gastric mucosa. *New England Journal of Medicine*, 337(1): 350-351.
- Álvarez, F., Iglesias, R., Paramá, A.I., Leiro, J., Sanmartín, M. (2002). Abdominal macroparasites of commercially important flatfishes (Teleostei: Scophthalmidae, Pleuronectidae, Soleidae) in northwest Spain (ICES IXa). *Aquaculture*, 213(1-4): 31-53.
- Amo Peláez, M., Muñoz Codoceo, C., Martínez Montiel, P., Sánchez Gómez, F., Castellano, G., Solís Herruzo, J.A. (2008). Anisakiasis múltiple. *Revista Española de Enfermedades Digestivas*, 100(9): 581-582.
- Angelucci, G., Meloni, M., Merella, P., Sardu, F., Madeddu, S., Marrosu, R., *et al.* (2011). Prevalence of *Anisakis* spp. and *Hysterothylacium* spp. larvae in teleosts and cephalopods sampled from waters off Sardinia. *Journal of Food Protection*, 74(10): 1769-1775.
- Angot, V. 1993. Infestation de 7 poissons de consommation courante par des larves de nématodes Anisakidés; efficacité des méthodes de filetage. Conséquences sanitaires et prophylactiques. Rouen, Faculté de médecine et de pharmacie.
- Angot, V., Brasseur, P. (1993). European farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) are safe from anisakid larvae. *Aquaculture*, 118: 339-344.
- Angot, V., Brasseur, P. (1995). Les larves d'anisakidés et leur incidence sur la qualité des poissons et produits de poisson. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 146: 791-804.
- Añibarro, B., Seoane, F.J. (1998). Occupational conjunctivitis caused by sensitization to *Anisakis simplex*. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 102: 331-332.
- APROMAR, ESACUA, OPP. (2014). La acuicultura en España 2014. Cádiz, España, 90 pp.
- APROMAR, ESACUA. (2013). La acuicultura en España 2013. Cádiz, España, 97 pp.
- APROMAR. (2005). La acuicultura marina de Peces en España 2004. Cádiz, España, 39 pp.

- APROMAR. (2009). La acuicultura marina de peces en España 2009. Cádiz, España, 68 pp.
- Arechevala-Lopez, P., Izquierdo-Gomez, D., Sanchez-Jerez, P., Bayle-Sempere, J.T. (2014). Simulating escapes of farmed sea bass from Mediterranean open sea-cages: low recaptures by local fishermen. *Journal of Applied Ichthyology*, 30(2014): 185-188.
- Arechevala-Lopez, P., Uglem, I., Fernandez-Jover, D., Bayle-Sempere, J.T., Sanchez-Jerez, P. (2012). Post-escape dispersión of farmed seabream (*Sparus aurata* L.) and recaptures by local fisheries in the Western Mediterranean Sea. *Fisheries Research*, 121-122: 126-135
- Arenal, J.J., Marcos, J.L., Borrego, M.H., Bowakin, W., Castro, J., Blanco, J.I. (1991). Anisakiasis como causa de apendicitis aguda y cuadro reumatológico: primer caso en la literatura médica. *Revista Española de Enfermedades Digestivas*, 79: 355-358.
- Aristóteles. (343 a. C.). Περὶ Τὰ Ζῷα Ἱστορίαι (Historia de los animales, José Vara Donado ed.) Madrid, AKAL, 1990. 600 pp.
- Armentia, A., Lombardero, M., Callejo, A., Martín Santos, J.M., Gil, F.J., Vega, J., et al. (1998). Occupational asthma by *Anisakis simplex*. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 102: 831-834.
- Armentia, A., Martín-Gil, F.J., Pascual, C., Martín-Esteban, M., Callejo, A., Martínez, C. (2006). *Anisakis simplex* allergy after eating chicken meat. *Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology*, 16(4): 258-263.
- Arregui Maraver, L. (2013). El cultivo de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*). Cuadernos de Acuicultura. Madrid, España, Fundación Observatorio Español de Acuicultura (FOESA). 103 pp.
- Arul, V. (1991). Effects of temperature on yolk utilization of *Channa striatus*. *Journal of Thermal Biology*, 16: 1-5.
- Aspholm, P. (1995). *Anisakis simplex* Rudolphi, 1809, infection in fillets of Barents Sea cod *Gadus morhua* L. *Fisheries Research*, 23(3-4): 375-379.
- Aspholm, P.E., Ugland, K.I., Jødestøl, K.A., Berland, B. (1995). Sealworm (*Pseudoterranova decipiens*) infection in common seals (*Phoca vitulina*) and potential intermediate fish hosts from the outer Oslofjord. *International Journal for Parasitology*, 25(3): 367-373.

- Audicana, L., Audicana, M.T., Fernández de Corres, L., Kennedy, M.W. (1997). Cooking and freezing may not protect against allergenic reactions to ingested *Anisakis simplex* antigens in humans. *Veterinary Record*, 140: 235.
- Audicana, M.T. (2000). *Anisakis*: su papel en la anafilaxia. *Alergología e Inmunología Clínicas*, 15 (Extraordinario Núm. 2): 65-73.
- Audicana, M.T., Ansotegui, I.J., Fernández de Corres, L., Kennedy, M.W. (2002). *Anisakis simplex*: dangerous - dead and alive? *Trends in Parasitology*, 18(1): 20-25.
- Audicana, M.T., Fernández de Corres, L., Muñoz, D. (1995). *Anisakis simplex* a new sea-food allergen. *Allergy*, 50(26): 127.
- Audicana, M.T., Fernández de Corres, L., Muñoz, D., Fernández, E., Navarro, J.A., Del Pozo, M.D. (1995). Recurrent anaphylaxis caused by *Anisakis simplex* parasitizing fish. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 96(4): 558-560.
- Audicana, M.T., Kennedy, M.W. (2008). *Anisakis simplex*: from obscure infectious worm to inducer of immune hypersensitivity. *Clinical microbiology reviews*, 21: 360-379.
- AusVet Animal Health Services. (2013). EpiTools. Obtenida el 5 de julio de 2013, de <http://epitools.ausvet.com.au/content.php?page=About>
- Bagarinao, T. (1986). Yolk resorption, onset of feeding and survival potential of larvae of three tropical marine fish species reared in the hatchery. *Marine Biology*, 91: 449-459.
- Bao, M., Garci, M.E., Antonio, J.M., Pascual, S. (2013). First report of *Anisakis simplex* (Nematoda, Anisakidae) in the sea lamprey (*Petromyzon marinus*). *Food Control*, 33(1): 81-86.
- Barnabé, G. (1991). Acuicultura. Ed. Omega. Barcelona, España.
- Barros, C., Manzarbeitia, F., López-Vélez, R., Oñate, J.M. (1992). Anisakiasis humana en España por consumo de sardinas crudas. *Alimentaria*, Junio 1992: 57-61.
- Baskerville-Bridges, B., Kling, L.J. (2000). Early weaning of Atlantic cod (*Gadus morhua*) larvae onto a microparticulate diet. *Aquaculture*, 189(1-2): 109-117.
- Bassleer, J., Puylaert, F., Van Beneden, P. (1973). Une menace d'anisakose - presence de larves de l'ascaride des marsouins et des phoques dans une salmoniculture ardennaise. *Revue Medicale de Liege*, 28: 273-276.

- Bernardi, C. (2009). Preliminary study on prevalence of larvae of Anisakidae family in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Food Control*, 20(4): 433-434.
- Bernardi, C., Gustinelli, A., Fioravanti, M.L., Caffara, M., Mattiucci, S., Cattaneo, P. (2011). Prevalence and mean intensity of *Anisakis simplex* (sensu stricto) in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) from Northeast Atlantic Ocean. *International Journal of Food Microbiology*, 148(1): 55-59.
- Blair, T., Castell, J., Neil, S., D'Abramo, L., Cahu, C., Harmon, P., et al. (2003). Evaluation of microdiets versus live feeds on growth, survival and fatty acid composition of larval haddock (*Melanogrammus aeglefinus*). *Aquaculture*, 225(1-4): 451-461.
- Borderías, A.J., Sánchez-Alonso, I. (2011). First processing steps and the quality of wild and farmed fish. *Journal of Food Science*, 76(1): R1-R5.
- Borges, J.N., Gullo Cunha, L.F., Carneiro Santos, H.L., Monteiro-Neto, C., Portes Santos, C. (2012). Morphological and Molecular Diagnosis of Anisakid Nematode Larvae from Cutlassfish (*Trichiurus lepturus*) off the Coast of Rio de Janeiro, Brazil. *PloS One*, 7(7): e40447.
- Brutti, A., Rovere, P., Cavallero, S., D'Amelio, S., Danesi, P., Arcangeli, G. (2010). Inactivation of *Anisakis simplex* larvae in raw fish using high hydrostatic pressure treatments. *Food Control*, 21(3): 331-333.
- Buckley, L.J., Bradley, T.M., Allen-Guilmette, J. (2000). Production, Quality, and Low Temperature Incubation of Eggs of Atlantic Cod *Gadus morhua* and Haddock *Melanogrammus aeglefinus* in Captivity. *Journal of the World Aquaculture Society*, 31(1): 22-29.
- Caballero, M.L., Moneo, I. (2004). Several allergens from *Anisakis simplex* are highly resistant to heat and pepsine treatments. *Parasitology Research*, 93(3): 248-251.
- Cahu, C.L., Zambonino Infante, J.L., Péres, A., Quazuguel, P., Le Gall, M.M. (1998). Algal addition in sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae rearing: effect on digestive enzymes. *Aquaculture*, 161(1-4): 479-489.
- Cárdenas, S. (2011). Cultivo de corvina (*Argyrosomus regius*). Cuadernos de Acuicultura. Madrid, España, Consejo Superior de Investigaciones Científicas, Fundación Observatorio Español de Acuicultura (FOESA). 96 pp.
- Carretero Aníbarro, P., Blanco Carmona, J., García Gonzalez, F., Marcos Durantez, M., Alonso Gil, L., Garcés Sotillos, M., et al. (1997). Protein contact dermatitis caused by *Anisakis simplex*. *Contact Dermatitis*, 37(5): 247-247.

- Carton, A.G. (2005). The impact of light intensity and algal-induced turbidity on first-feeding *Seriola lalandi* larvae. *Aquaculture Research*, 36(16): 1588-1594.
- Carvajal, J., Cattán, P.E., Castillo, C., Schatte, P. (1979). Larval anisakids and other helminths in the hake, *Merluccius gayi* (Guichenot) from Chile. *Journal of Fish Biology*, 15(6): 671-677.
- Carvajal, J., González, L. (1990). Presencia de *Hysterothylacium* sp. (Nematoda: Anisakidae) en salmón coho de Chiloé cultivado en jaulas. *Revista Chilena de Historia Natural*, 63: 165-168.
- Carvajal, J., González, L., Toledo, G. (1995). New record of *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802)(Nematoda: Anisakidae) in salmonids cultured in sea farms from southern Chile. *Research and Reviews in Parasitology*, 55(3): 195-197.
- Ceballos-Mendiola, G., Valero, A., Polo-Vico, R., Tejada, M., Abattouy, N., Karl, H., et al. (2010). Genetic variability of *Anisakis simplex* s.s. parasitizing European hake (*Merluccius merluccius*) in the Little Sole Bank area in the Northeast Atlantic. *Parasitology Research*, 107: 1399-1404.
- Céspedes, R., Iannacone, J., Salas, A. (2011). Helmintos parásitos de *Dosidicus gigas* "Pota" eviscerada en Arequipa, Perú. *Ecología Aplicada*, 10(1): 1-11.
- Chaligiannis, I., Lalle, M., Pozio, E., Sotiraki, S. (2012). Anisakidae infection in fish of the Aegean Sea. *Veterinary Parasitology*, 184(2-4): 362-366.
- Chao, D. (1985). Survey of *Anisakis* larvae in marine fish of Taiwan. *International Journal of Zoonoses*, 12(3): 233-237.
- Chen, J.H., Xu, Z.X., Xu, G.X., Huang, J.Y., Chen, H.H., Shi, S.Z., et al. (2014). *Anisakis simplex* larvae: infection status in marine fishes for sale in Shantou. *Zhongguo Ji Sheng Chong Xue Yu Ji Sheng Chong Bing Za Zhi*, 32(3): 212-216.
- Chen, Q., Zhang, H., Song, H.Q., Yu, H.Q., Lin, R.Q., Zhu, X.Q. (2008). Prevalence of anisakid larvae in maricultured sea fish sold in Gungzhou, China. *Journal of Animal and Veterinary Advances*, 7(9): 1078-1080.
- Cheng, T.C. (1982). Anisakiasis. En J.H. Steele (Ed.), *CRC Handbook series in zoonoses. Section C: Parasitic zoonoses. Vol. II* (pp. 37-54). Florida: CRC Press.
- Codex Alimentarius. (2004). Norma del Codex para el arenque del atlántico salado y el espadín salado. CODEX STAN 244-2004. Roma, Italia. 9 pp.

- Cordero del Campillo, M., Castañón Ordoñez, L., Reguerafeo, A. (1994). Índice-catálogo de zooparásitos ibéricos. (2ª Ed.). Secretariado de Publicaciones de la Universidad de León, León, España. 650 pp.
- Coronilla Pérez, M.M., Jiménez Román, J.M., Garijo Toledo, M.M., Alonso de Vega, F. (1999a). Estudio preliminar de la prevalencia de *A. complex* en boquerón (*E. casicholus*) y sardina (*S. pilchardus*) según la zona de captura. VI Congreso Ibérico De Parasitología, Córdoba.
- Coronilla Pérez, M.M., Jiménez Román, J.M., Garijo Toledo, M.M., Alonso de Vega, F. (1999b). Prevalencia de la LIII de *A. Complex* en bacaladilla (*M. poutassou*) y pescadilla (*M. merluccius*), comercializados en la región de Murcia. VI Congreso Ibérico De Parasitología, Córdoba.
- Costa, G., Pontes, T., Mattiucci, S., D'Amelio, S. (2003). The occurrence and infection dynamics of *Anisakis* larvae in the black-scabbard fish, *Aphanopus carbo*, chub mackerel, *Scomber japonicus*, and oceanic horse mackerel, *Trachurus picturatus* from Madeira, Portugal. *Journal of Helminthology*, 77(2): 163-166.
- Cuéllar, M.C., Fontanillas, J.C., Pérez Fuentes, J., Pérez Tauler, M.P. (1991). Biología y epidemiología de la anisakidosis larvaria. Enfermedad del arenque. *Ciencias Veterinarias. Consejo General de Colegios Veterinarios de España*, 4: 57-63.
- Cuende, E. (1998). Rheumatic manifestations in the course of anaphylaxis caused by *Anisakis simplex*. *Clinical and Experimental Rheumatology*, 16(3): 303-304.
- Culurgioni, J., De murtas, R., Figus, V. (2010). Helminth parasites of European eel *Anguilla anguilla* L. from St. Gilla lagoon (Sardinia, South western Mediterranean). *Ittiopatologia*, 7: 97-106.
- Cunha, I., Planas, M. (1999). Optimal prey size for early turbot larvae (*Scophthalmus maximus* L.) based on mouth and ingested prey size. *Aquaculture*, 175(1-2): 103-110.
- D'Amelio, S., Mathiopoulos, K.D., Santos, C.P., Pugachev, O.N., Webb, S.C., Picanço, M., et al. (2000). Genetic markers in ribosomal DNA for the identification of members of the genus *Anisakis* (Nematoda: Ascaridoidea) defined by polymerase-chain-reaction-based restriction fragment length polymorphism. *International Journal for Parasitology*, 30(2): 223-226.
- Daschner, A., Alonso-Gómez, A., Cabañas, R., Suarez-De-Parga, J., López-Serrano, M. (2000). Gastroallergic anisakiasis: borderline between food allergy and parasitic disease-clinical and allergologic evaluation of 20 patients with

- confirmed acute parasitism by *Anisakis simplex*. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 105: 176-181.
- Daschner, A., Alonso-Gómez, A., Mora, C., Moreno Ancillo, A., Villanueva, R., López-Serrano, M.C. (1997). Anisakiasis gastro-alérgica con parasitación masiva. *Revista Española de Alergología e Inmunología Clínica*, 12(6): 370-372.
- De la Torre Molina, R., Pérez-Aparicio, J., Hernández-Bienes, M., Jurado-Pérez, R., Martínez-Ruso, A., Morales-Franco, E. (2000). Anisakiasis en el pescado fresco vendido en el norte de Córdoba. *Revista Española de Salud Pública*, 74: 517-526.
- De Ley, P., Blaxter, M.L. (2004). A new system for Nematoda: combining morphological characters with molecular trees, and translating clades into ranks and taxa. En R. Cook, D.J. Hunt (Eds.), *Nematology Monographs and Perspectives* (Vol. 2, pp. 633-653). Leiden: E.J. Brill.
- Deardorff, T.L., Kent, M.L. (1989). Prevalence of larval *Anisakis simplex* in pen-reared and wild-caught salmon (Salmonidae) from Puget Sound, Washington. *Journal of Wildlife Diseases*, 25(3): 416-419.
- Del Olmo, M., Cozar, A., Martínez, J.M., Ureñas, C. (1998). Anisakiasis a nivel ileal. *Revista Española de Enfermedades Digestivas*, 90: 120-123.
- Del Rey Moreno, A., Valero, A., Mayorga, C., Gómez, B., Torres, M.J., Hernández, J., et al. (2006). Sensitization to *Anisakis simplex* s.l. in a healthy population. *Acta Tropica*, 97(3): 265-269.
- Delyamure, S.L., Kurochkin, Y.V., Skyabin, A.S. (1964). Contributions to the helminth fauna of the Caspian seal (*Phoca caspica* Gm.). *Trudy Astrakhanskogo Zapovednika*, 9: 105-118.
- Dempster, T., Sanchez-Jerez, P., Bayle-Sempere, J.T., Giménez-Casalduero, F., Valle, C. (2002). Attraction of wild fish to sea-cage fish farms in the southwestern Mediterranean Sea: spatial and short-term temporal variability. *Marine Ecology Progress Series*, 242: 237-252.
- Dick, T.A., Papst, M.H., Paul, H.C. (1987). Rainbow trout (*Salmo gairdneri*) stocking and *Contracaecum* spp. *Journal of Wildlife Diseases*, 23(2): 242-247.
- Dione, E.N., Diouf, M., Fall, J., Bâ, C.T. (2014). Seasonal and spatial distribution of nematode larvae of the genera *Anisakis* and *Contracaecum* (Anisakidae) in two populations of *Mugil cephalus* (Mugilidae) from Saloum and Senegal rivers. *Journal of Biology and Life Sciences*, 5(1): 41-56.

- Dixon, B.R. (2006). Isolation and identification of anisakid roundworm larvae in fish. Laboratory procedure. *En: Health Products and Food Branch*. Ottawa (Canada) . Actualizado el 24 de junio de 2013. Obtenida el 16 agosto de 2013, de <http://seafood.oregonstate.edu/.pdf%20Links/Isolation-and-Identification-of-Anisakid-Roundworm-Larvae-in-Fish.pdf>
- Doi, M., Ohno, A., Kohno, H., Taki, Y., Singhagraiwan, T. (1997). Development of feeding ability in red snapper *Lutjanus argentimaculatus* early larvae. *Fisheries Science*, 63(6): 845-853.
- Domínguez Ortega, J., Cimarra, M., Sevilla, M., Alonso Llamazares, A., Moneo, I., Robledo Echaren, T., *et al.* (2000). *Anisakis simplex*: a cause of intestinal pseudo-obstruction. *Revista Española de Enfermedades Digestivas*, 92(3): 132-139.
- Domínguez Ortega, J., Martínez-Cócerca, C. (2000). Guía de actuación en patología producida por *Anisakis*. *Alergología e Inmunología Clínicas*, 15: 267-272.
- Dural, M., Genc, E., Sangun, M.K., Güner, Ö. (2011). Accumulation of some heavy metals in *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda) and its hosts sea bream, *Sparus aurata* (Sparidae) from North-Eastern Mediterranean Sea (Iskenderun Bay). *Environmental Monitoring and Assessment*, 274: 147-155.
- EFSA. (2010). Scientific opinion on risk assessment of parasites in fishery products. *EFSA Journal*, 8(4): 1543. 91 pp.
- Ehrlich, K.F., Blaxter, J.H.S., Pemberton, R. (1976). Morphological and histological changes during the growth and starvation of herring and plaice larvae. *Marine Biology*, 35(2): 105-118.
- Eissa, I.A.M., Derwa, H.I., Ismail, M., Wafeek, M., Mostafa, M. (2013). *Anisakis simplex* as a biological filter for some heavy metals among marine Mullet and *Siganus* fishes in North Sinai. *Proceedings of the 6th Global Fisheries and Aquaculture Research Conference, Hurghada, Egypt, 27-30 September 2013*.
- España. Comunidad Valenciana. Resolución de 19 de diciembre de 2008, de la Consellería de Agricultura, Pesca y Alimentación, por la que se aprueba el Plan Anual Zoosanitario de 2009 y se desarrollan las medidas contenidas en el mismo. *DOCV* de 2 de enero de 2009, nº 5925, 11-33.
- España. Comunidad Valenciana. Resolución de 20 de diciembre de 2010, de la directora general de Producción Agraria, por la que se aprueba el Plan Anual Zoosanitario de 2011 y se desarrollan las medidas contenidas en el mismo. *DOCV* de 27 de enero de 2011, nº 6447, 4053-4077.

- España. Comunidad Valenciana. Resolución de 20 de enero de 2012, del director general de Producción Agraria y Ganadería, por la que se aprueba el Plan Anual Zoosanitario de 2012 y se desarrollan las medidas contenidas en el mismo. *DOCV* de 20 de marzo de 2012, nº 6737, 7777-7802.
- España. Comunidad Valenciana. Resolución de 20 de febrero de 2013, del director general, de Producción Agraria y Ganadería, por la que se aprueba el Plan Anual Zoosanitario de 2013 y se desarrollan las medidas contenidas en el mismo. *DOCV* de 14 de marzo de 2013, nº 6985, 7626-7655.
- España. Comunidad Valenciana. Resolución de 22 de febrero de 2010, de la Consellería de Agricultura, Pesca y Alimentación, por la que se aprueba el Plan Anual Zoosanitario de 2010 y se desarrollan las medidas contenidas en el mismo. *DOCV* de 12 de marzo de 2010, nº 6225, 10547-10570.
- España. Orden ARM/1193/2009, de 6 de mayo, por la que se establecen las bases reguladoras de las ayudas a las acciones colectivas de interés público establecidas en el artículo 37 del Reglamento (CE) nº 1198/2006 y en el artículo 9 del Reglamento (CE) nº 744/2008 para las entidades asociativas del sector pesquero extractivo y acuícola, así como las dedicadas a la comercialización y transformación, de ámbito nacional o supraautonómico. *BOE* de 14 de mayo de 2009, nº 117, 41234-41242.
- España. Orden ARM/2024/2009, de 17 de julio, por la que se modifica la Orden ARM/1193/2009, de 6 de mayo, por la que se establecen las bases reguladoras de las ayudas a las acciones colectivas de interés público establecidas en el artículo 37 del Reglamento (CE) nº 1198/2006 y en el artículo 9 del Reglamento (CE) nº 744/2008, para las entidades asociativas del sector pesquero extractivo y acuícola, así como las dedicadas a la comercialización y transformación, de ámbito nacional o supraautonómico. *BOE* de 27 de julio de 2009, nº 180, 63658-63659.
- España. Orden ARM/2368/2009, de 27 de agosto, por la que se aprueba la convocatoria para el ejercicio 2009, de las ayudas de acciones colectivas de interés público establecidas en el artículo 37 del Reglamento (CE) nº 1198/2006 y en el artículo 9 del Reglamento (CE) nº 744/2008, para las entidades asociativas del sector pesquero extractivo y acuícola, así como las dedicadas a la comercialización y transformación, de ámbito nacional o supraautonómico. *BOE* de 7 de septiembre de 2009, nº 216, 76144-76152.
- España. Real Decreto 1420/2006, de 1 de diciembre, sobre prevención de la parasitosis por *Anisakis* en productos de la pesca suministrados por establecimientos que sirven comida a los consumidores finales o a colectividades. *BOE* de 19 de diciembre de 2006, nº 302, 44547-44549.

- España. Resolución de 28 de mayo de 2012, de la Secretaría General de Pesca, por la que se establece y se publica el listado de denominaciones comerciales de especies pesqueras y de acuicultura admitidas en España. *BOE* de 21 de junio de 2012, nº 148, 44543-44567.
- Espinós, F.J. (2002). Crecimiento del dentón (*Dentex dentex* L.) alimentado con piensos extrusionados de diferentes contenidos en proteína y lípidos. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia, Valencia, España.
- Espinós, F.J., Schmidt, G., Barrera, R., Cerdà, P., Domínguez, L., Fernández-Garyzábal, J.F., et al. (2011). Acuicultura en aguas continentales. *Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Madrid*. 96 pp.
- Espinós, F.J., Ruiz, F., Segarra, M., Mañanos, E., Muñoz, J.L., Soler, E., et al. (2011). Diversificación en acuicultura: Una herramienta para la sostenibilidad. *Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Madrid*. 109 pp.
- Espiñeira, M., Herrero, B., Vieites, J.M., Santaclara, F.J. (2010). Detection and identification of anisakids in seafood by fragment length polymorphism analysis and PCR-RFLP of ITS-1 region. *Food Control*, 21: 1051-1060.
- FAO. (2003). Acuicultura: principales conceptos y definiciones *En: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]*. Roma. Actualizado el 18 de febrero de 2005. Obtenida el 5 de mayo de 2012, de <http://www.fao.org/spanish/newsroom/focus/2003/aquaculture-defs.htm>
- FAO. (2004). Programa de información de especies acuáticas. *Anguilla anguilla*. Programa de información de especies acuáticas. Texto de The Danish Aquaculture Development Group (DANAQ). *En: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]*. Roma. Actualizado el 1 de enero de 2004. Obtenida el 5 de mayo de 2012, de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Anguilla_anguilla/es
- FAO. (2005a). Programa de información de especies acuáticas *Argyrosomus regius*. Programa de información de especies acuáticas. Texto de Stipa, P. y Angelini, M. *En: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]*. Roma. Actualizado el 10 de febrero de 2005. Obtenida el 5 de mayo de 2012, de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Argyrosomus_regius/es
- FAO. (2005b). Programa de información de especies acuáticas. *Dicentrarchus labrax*. Programa de información de especies acuáticas. Texto de Bagni, M. *En: Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]*. Roma. Actualizado el 18 de febrero de 2005. Obtenida el 5 de mayo de 2012, de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Dicentrarchus_labrax/es

- FAO. (2005c). Programa de información de especies acuáticas. *Oncorhynchus mykiss*. Programa de información de especies acuáticas. Texto de Cowx, I.G. En: *Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]*. Roma. Actualizado el 15 de junio de 2005. Obtenida el 5 de mayo de 2012, de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Oncorhynchus_mykiss/es
- FAO. (2005d). Programa de información de especies acuáticas. *Psetta maxima*. Programa de información de especies acuáticas. Texto de Rodríguez Villanueva, J.L. y Fernández Souto, B. En: *Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]*. Roma. Actualizado el 4 de mayo de 2005. Obtenida el 13 de julio de 2012, de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Psetta_maxima/es
- FAO. (2005e). Programa de información de especies acuáticas. *Sparus aurata*. Programa de información de especies acuáticas. Texto de Colloca, F. y Cerasi, S. En: *Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO [en línea]*. Roma. Actualizado el 8 de febrero de 2005. Obtenida el 5 de mayo de 2012, de http://www.fao.org/fishery/culturedspecies/Sparus_aurata/es
- FAO. (2006). Informe de la 26ª reunión del Comité del Codex sobre pescado y productos pesqueros (Anexo I. Determinación de la viabilidad de los nematodos). Disponible en <http://www.fao.org/docrep/meeting/008/j1682s/j1682s00.htm>
- FAO. (2012). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2012. Roma, Departamento de Pesca y Acuicultura de la FAO. 231 pp.
- FAO. (2013). FishStatJ - software for fishery statistical time series. Roma, Italia. Disponible en <http://www.fao.org/fishery/statistics/software/fishstatj/en>
- FDA. (2001). Chapter V. Potential hazards in cold-smoked fish: Parasites. *Processing parameters needed to control pathogens in cold smoked fish*. Disponible online en: <http://www.fda.gov/Food/FoodScienceResearch/SafePracticesForFoodProcesses/ucm094578.htm>.
- FDA. (2011). Fish and fishery products hazards and controls guidance. Fourth Edition. *US Food and Drug Administration, Center for Food Safety and Applied Nutrition, Office of Food Safety*. 468 pp. Disponible en <http://www.fda.gov/Food/GuidanceRegulation/GuidanceDocumentsRegulatoryInformation/Seafood/ucm2018426.htm>
- Fernández de Corres, L., Del Pozo, M.D., Aizpuru, F., Buendía, E. (2001). Prevalencia de la sensibilización a *Anisakis simplex* en tres áreas españolas en relación las diferentes tasas de consumo de pescado. Relevancia de la alergia a *Anisakis simplex*. Estudio Multicéntrico de la SEAIC. *Alergología e Inmunología Clínicas*, 16: 337-346.

- Fernández-Caldas, E., Quirce, S., Marañón, F., Gómez, M.L.D., Botella, H.G., Román, R.L. (1998). Allergenic cross-reactivity between third stage larvae of *Hysterothylacium aduncum* and *Anisakis simplex*. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 101(4): 554-555.
- Fernández-Díaz, C., Pascual, E., Yúfera, M. (1994). Feeding behaviour and prey size selection of gilthead seabream, *Sparus aurata*, larvae fed on inert and live food. *Marine Biology*, 118(2): 323-328.
- Fernández-Reiriz, M.J., Perez-Camacho, A., Ferreiro, M.J., Blanco, J., Planas, M., Campos, M.J., *et al.* (1989). Biomass production and variation in the biochemical profile (total protein, carbohydrates, RNA, lipids and fatty acids) of seven species of marine microalgae. *Aquaculture*, 83(1-2): 17-37.
- Ferre, I. (2001). Anisakiosis y otras zoonosis parasitarias transmitidas por el consumo de pescado. *Revista AquaTIC*, nº 14, Julio 2001. Obtenida el 11 de septiembre de 2013, de <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=&c=122>
- Fontaneto, D., Giordani, I., Melone, G., Serra, M. (2007). Disentangling the morphological stasis in two rotifer species of the *Brachionus plicatilis* species complex. *Hydrobiologia*, 583(1): 297-307.
- Gago Cabezas, L., García Iglesias, E., Fernández Nuevo, J.L., González Izquierdo, J.M. (2006). Métodos para la detección e inactivación de *Anisakis simplex* y patologías que produce. Informe de Vigilancia Tecnológica realizado para la asociación ADEPESCA. Círculo de Innovación en Biotecnología. Madrid, 55 pp.
- García-Labairu, C., Alonso-Martínez, J.L., Martínez-Echeverría, A., Rubio-Vela, T., Zozaya-Urmeneta, J.M. (1999). Asymptomatic gastroduenall anisakiasis as the cause of anaphylaxis. *European Journal of Gastroenterology & Hepatology*, 11: 785-787.
- García-Ortega, A., Verreth, J.A.J., Coutteau, P., Segner, H., Huisman, E.A., Sorgeloos, P. (1998). Biochemical and enzymatic characterization of decapsulated cysts and nauplii of the brine shrimp *Artemia* at different developmental stages. *Aquaculture*, 161(1-4): 501-514.
- Generalitat Valenciana. (2005). Plan de Impulso al sector de la Acuicultura. Consellería de Empresa, Universidad y Ciencia. 75 pp.
- Gómez de Segura, A., Crespo, E.A., Pedraza, S.N., Hammond, P.S., Raga, J.A. (2006). Abundance of small cetaceans in waters of the central Spanish Mediterranean. *Marine Biology*, 150: 149-160.

- González, L. (1998). The life cycle of *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda: Anisakidae) in Chilean marine farms. *Aquaculture*, 162(3): 173-186.
- Gozalbes, P., Jiménez, J., Raga, J.A., Esteban, J.A., Tomás, J., Gómez, J.A., et al. (2010). Cetáceos y tortugas marinas en la Comunitat Valenciana. 20 años de seguimiento. *Col·lecció Treballs Tècnics de Biodiversitat*, 3. *Conselleria de Medio Ambiente, Agua, Urbanismo y Vivienda. Generalitat Valenciana. Valencia*. 92 pp.
- Guillaume, J., Kaushik, S., Bergot, P., Métailler, R. (2004). Nutrición y alimentación de peces y crustáceos. Mundi-Prensa. 475 pp.
- Gutiérrez-Galindo, J.F., Osanz-Mur, A.C., Mora-Ventura, M.T. (2010). Occurrence and infection dynamics of anisakid in *Scomber scombrus*, *Trachurus trachurus*, *Sardina pilchardus*, and *Engraulis encrasicolus* from Tarragona (NE Spain). *Food Control*, 21: 1550-1555.
- Halajian, A., Paoletti, M., Nascetti, G., Tavakol, S., Mattiucci, S. (2011). Molecular identification of species of genus *Contracaecum* (Nematoda: Anisakidae) maturing in fish-eating birds on northern Iran. *VIII International Symposium of Fish Parasites*, Viña del Mar, Chile.
- Hemmingsen, W., Halvorsen, O., MacKenzie, K. (2000). The occurrence of some metazoan parasites of Atlantic cod, *Gadus morhua* L., in relation to age and sex of host in Balsflord (70°N), North Norway. *Polar Biology*, 23(5): 368-372.
- Hemmingsen, W., Lysne, D.A., Eidnes, T., Skorping, A. (1993). The occurrence of larval ascaridoid nematodes in wild-caught and in caged and artificially fed Atlantic Cod, *Gadus morhua* L., in Norwegian waters. *Fisheries Research*, 15: 379-386.
- Hermida, M., Mota, R., Pacheco, C., Santos, C., Cruz, C., Saravia, A., et al. (2012). Infection levels and diversity of anisakid nematodes in blackspot seabream *Pagellus bogaraveo*, from Portuguese waters. *Parasitology Research*, 110(5): 1919-1928.
- Herreras, M.V., Aznar, F.J., Balbuena, J.A., Raga, J.A. (2000). Anisakid larvae in the musculature of the Argentinean hake, *Merluccius hubbsi*. *Journal of Food Protection*, 63(8): 1141-1143.
- Horbowy, J., Podolska, M. (2001). Modelling infection of Baltic herring (*Clupea harengus membras*) by larval *Anisakis simplex*. *ICES Journal of Marine Science*, 58(1): 321-330.
- Howell, W.H. (1980). Temperature effects on growth and yolk utilization in yellowtail flounder, *Limanda ferruginea*, yolk-sac larvae. *Fishery Bulletin*, 78: 731-739.

- Huang, W. (1990). Méthodes de recherche des larves d'Anisakidés dans les poissons marins. Possibilités d'application à l'inspection des poissons commercialisés en région parisienne. *Recueil de Médecine Vétérinaire*, 166(10): 895-900.
- Ichalal, K., Ramdane, Z., Ider, D., Kacher, M., Iguerouada, M., Trilles, J-P. *et al.* (2015). Nematodes parasitizing *Trachurus trachurus* (L.) and *Boops boops* (L.) from Algeria. *Parasitology Research*, published on-line 30 July 2015. DOI: 10.1007/s00436-015-4633-6
- Incorvaia, I.S., Hernández, D.R. (2006). Nematodes parásitos como indicadores biológicos de *Macruronus magellanicus* (Parasites nematodes as biological tags of *Macruronus magellanicus*). *Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP), Mar del Plata, Argentina, Informe Técnico 61*, : 36 pp.
- Inoue, K., Oshima, S., Hirata, T., Kimura, I. (2000). Possibility of anisakid larvae infection in farmed salmon. *Fisheries Science*, 66(6): 1049-1052.
- IUIS. (2011). Allergen nomenclature. Allergen Nomenclature Sub-Committee. Obtenida el 14 de abril de 2011, de <http://www.allergen.org/Allergen.aspx>
- Jackson, G.J., Bier, J.W., Payne, W.L., McClure, F.D. (1981). Recovery of parasitic nematodes from fish by digestion or elution. *Applied and Environmental Microbiology*, 41(4): 912-914.
- JACUMAR. (2009). Sistema de Identificación de Instalaciones de Acuicultura. Obtenida el 6 de noviembre de 2012, de http://webserv.mapa.es/visoracuicultura/matlab/gmf_apps/butm/utm.phtml
- Kagei, N. (1970). List of the larvae of *Anisakis* sp. recorded from marine fishes and squids caught off the Japan and its offshore Islands. *Bulletin of the Institute of Public Health*, 19: 76-85.
- Kagei, N., Isogaki, H. (1992). A case of abdominal syndrome caused by the presence of a large number of *Anisakis* larvae. *International Journal for Parasitology*, 22(2): 251-253.
- Kalay, M., Dönmez, A.E., Koyuncu, C.E. (2009). Seasonal variation of *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda: Raphidascarididae) infestation in sparid fishes in the Northeast Mediterranean Sea. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences*, 33(6): 517-523.
- Kanarek, G., Bohdanowicz, J. (2009). Larval *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) in the Great Cormorant [*Phalacrocorax carbo* (L., 1758)] from north-eastern Poland: A morphological and morphometric analysis. *Veterinary Parasitology*, 166(1-2): 90-97.

- Kapota, A.I. (2012). Stato sanitario di spigole (*Dicentrarchus labrax*) ed orate (*Sparus aurata*) alleviate in Grecia e in Italia in relazione alla presenza di agenti di zoonosis ed ectoparassiti patogeni. Tesis Doctoral. Università di Bologna, Bologna, Italia.
- Karl, H. (2008). Nematode larvae in fish on the German market 20 years of consumer related research. *Archiv für Lebensmittelhygiene*, 59(3): 107-116.
- Karl, H., Leinemann, M. (1993). A fast and quantitative detection method for nematodes in fish fillets and fishery products. *Archiv für Lebensmittelhygiene*, 44: 105-128.
- Karl, H., Meyer, C., Banneke, S., Sipos, G., Bartelt, E., Lagrange, F., et al. (2002). The abundance of nematode larvae *Anisakis* sp. in the flesh of fishes and possible post-mortem migration. *Archiv für Lebensmittelhygiene*, 53(5): 118-120.
- Kasuya, S., Hamano, H., Izumi, S. (1990). Mackerel-induced urticaria and *Anisakis*. *The Lancet*, 335(8690): 665.
- Kliks, M.M. (1986). Human anisakiasis: an update. *Journal of the American Medical Association*, 255(19): 2605-2605.
- Klimpel, S., Busch, M.W., Kuhn, T., Rohde, A., Palm, H.W. (2010). The *Anisakis simplex* complex off the South Shetland Islands (Antarctica): endemic populations versus introduction through migratory hosts. *Marine Ecology Progress Series*, 403: 1-11.
- Klimpel, S., Kuhn, T., Busch, M.W., Karl, H., Palm, H.W. (2011). Deep-water life cycle of *Anisakis paggiae* (Nematoda: Anisakidae) in the Irminger Sea indicates kogiid whale distribution in north Atlantic waters. *Polar Biology*, 34(6): 899-906.
- Klimpel, S., Palm, H., Rückert, S., Piatkowski, U. (2004). The life cycle of *Anisakis simplex* in the Norwegian Deep (northern North Sea). *Parasitology Research*, 94(1): 1-9.
- Køie, M., Berland, B., Burt, M.D.B. (1995). Development to third-stage larva occurs in eggs of *Anisakis simplex* and *Pseudoterranova decipiens*. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 52(1): 134-139.
- Kolkovski, S., Tandler, A., Izquierdo, M.S. (1997). Effects of live food and dietary digestive enzymes on the efficiency of microdiets for seabass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. *Aquaculture*, 148(4): 313-322.

- Koven, W., Kolkovski, S., Hadas, E., Gamsiz, K., Tandler, A. (2001). Advances in the development of microdiets for gilthead seabream, *Sparus aurata*: a review. *Aquaculture*, 194(1-2): 107-121.
- Kristmundsson, A., Helgason, S. (2007). Parasite communities of eels *Anguilla anguilla* in freshwater and marine habitats in Iceland in comparison with other parasite communities of eels in Europe. *Folia Parasitologica*, 54: 141-153.
- Lecomte-Finiger, R., Maunier, C., Khafif, M. (2004). Les larves leptocephales, ces méconnues. *Cybium*, 28(2): 83-95.
- Levsen, A., Lunestad, B.T., Berland, B. (2005). Low detection efficiency of candling as a commonly recommended inspection method for nematode larvae in the flesh of pelagic fish. *Journal of Food Protection*, 68(4): 828-832.
- Levsen, A., Midthun, E. (2007). Occurrence and spatial distribution of *Anisakis* sp. in three commercially important pelagic fish stocks from the NE Atlantic, with comments on the significance to consumer safety. *Parassitologia*, 2: 402-403.
- Lima dos Santos, C.A.M., Howgate, P. (2011). Fishborne zoonotic parasites and aquaculture: A review. *Aquaculture*, 318(3-4): 253-261.
- Llarena-Reino, M., González, Á.F., Vello, C., Outeiriño, L., Pascual, S. (2012). The accuracy of visual inspection for preventing risk of *Anisakis* spp. infection in unprocessed fish. *Food Control*, 23(1): 54-58.
- Llarena-Reino, M., Piñeiro, C., Antonio, J., Outeiriño, L., Vello, C., González, Á.F., et al. (2013). Optimization of the pepsin digestion method for anisakids inspection in the fishing industry. *Veterinary Parasitology*, 191(3-4): 276-283.
- López Giménez, R., Castell Monsalve, J. (1994). Estudio de la tasa de parasitismo por nematodos del género *Anisakis* en el pescado fresco de venta más frecuente en Castilla La Mancha. *Alimentaria*, Septiembre 1994: 37-42.
- López Peñas, D., Ramírez Ortiz, L.M., del Rosal Palomeque, R., López Rubio, F., Fernández-Crehuet Navajas, R., Miño Fugarolas, G. (2000). Anisakiasis en España: una enfermedad creciente. Revisión. *Gastroenterología y Hepatología*, 23(6): 307-311.
- López Sabater, E.I., López Sabater, C.J. (2000). Riesgos para la salud asociados al parasitismo del pescado por nematodos de los géneros *Anisakis* y *Pseudoterranova*. *Food Science and Technology International*, 6(3): 183-195.

- López-Serrano, M.C., Alonso Gómez, A., Daschner, A., Moreno-Ancillo, A., Suárez de Parga, J.M., Caballero, M.T., *et al.* (2000b). Gastroallergic anisakiasis: Findings in 22 patients. *Journal of Gastroenterology and Hepatology*, 15(5): 503-506.
- López-Serrano, M.C., Alonso Gómez, A., Moreno-Ancillo, A., Daschner, A., Suárez de Parga, J. (2000a). Anisakiasis gastro-alérgica: Hipersensibilidad inmediata debida a parasitación por *Anisakis simplex*. *Alergología e Inmunología Clínicas*, 15(4): 230-236.
- Lorenzo, S. (2001). *Anisakis* y alergia. Tesis Doctoral. Universidad de Santiago de Compostela, Facultad de Farmacia, Departamento de Microbiología y Parasitología, Santiago de Compostela, España.
- Louredo, A., Acedo, F., Arribas, V., Sanz, E., Bernardo, L., Goyanes, A. (1997). Anisakidosis del colon como causa de abdomen agudo. *Revista Española de Enfermedades Digestivas*, 89(5): 403-406.
- Lubzens, E., Zmora, O. (2007). Production and Nutritional Value of Rotifers. *Live Feeds in Marine Aquaculture* (pp. 17-64) Blackwell Science Ltd.
- Lunestad, B.T. (2003). Absence of nematodes in farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) in Norway. *Journal of Food Protection*, 66(1): 122-124.
- Macpherson, C.N.L. (2005). Human behaviour and the epidemiology of parasitic zoonoses. *International Journal for Parasitology*, 35(11-12): 1319-1331.
- Macrì, F., Lanteri, G., Rapisarda, G., Costa, A., Marino, F. (2012). *Anisakis pegreffii* experimental challenge in *Dicentrarchus labrax*: An endoscopic study. *Aquaculture*, 338-341(0): 297-299.
- Madrid, E., Sáez, S. (2012). Estudio de anisákidos en pescadilla europea y pescadilla americana en supermercados de Valencia. *II Congrès D'Estudiants De Farmàcia UV, Universitat de València*. p. 12.
- MAGRAMA. (2009). Plan de Gestión de la Anguila Europea en España. Secretaría General de Pesca. Dirección General de Recursos Pesqueros y Acuicultura. 118 pp. Disponible en <http://www.magrama.gob.es/es/pesca/temas/planes-de-gestion-y-recuperacion-de-especies-pesqueras/planes-gestion-anguila-europea/>
- MAGRAMA. (2013a). Directorio de instalaciones. Obtenida el 13 de septiembre de 2015, de <http://www.magrama.gob.es/es/pesca/temas/acuicultura/directorios/instalaciones/instalaciones.asp>

- MAGRAMA. (2013b). FONDOPEES. Fondo de imágenes del sector pesquero. Obtenida el 10 de septiembre de 2013, de <http://www.magrama.gob.es/es/pesca/temas/la-pesca-en-espana/fondopes/fondo-de-imagenes/fondo.asp>
- Manfredi, M., Crosa, G., Galli, P., Ganduglia, S. (2000). Distribution of *Anisakis simplex* in fish caught in the Ligurian Sea. *Parasitology Research*, 86(7): 551-553.
- Marcogliese, D.J. (1996). Transmission of the sealworm, *Pseudoterranova decipiens* (Krabbe), from invertebrates to fish in an enclosed brackish pond. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 205(1-2): 205-219.
- Marino, F., Lanteri, G., Passantino, A., De Stefano, C., Costa, A., Gaglio, G., et al. (2013). Experimental susceptibility of gilthead sea bream, *Sparus aurata*, via challenge with *Anisakis pegreffii* larvae. *BioMed Research International*, 2013 (Article ID 701828): 4 pp.
- Marty, G.D. (2008). Anisakid larva in the viscera of a farmed Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture*, 279(1-4): 209-210.
- Más Álvarez, B., Barrera Orozco, R. (1989). Producción de anguilas. Madrid, Dirección General de Investigación y Capacitación Agraria. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. 24 pp.
- Mattiucci, S., Abaunza, P., Ramadori, L., Nascetti, G. (2004). Genetic identification of *Anisakis* larvae in European hake from Atlantic and Mediterranean waters for stock recognition. *Journal of Fish Biology*, 65(2): 495-510.
- Mattiucci, S., Fazil, P., De Rosa, A., Paoletti, M, Megna, A.S., Glielmo, A., et al. (2013). Anisakiasis and gastroallergic reactions associated with *Anisakis pegreffii* infection, Italy. *Emerging Infectious Diseases*, 19(3): 496-499.
- Mattiucci, S., Garcia, A., Cipriani, P., Neves Santos, M., Nascetti, G., Cimmaruta, R. (2014). Metazoan parasite infection in the swordfish, *Xiphias gladius*, from the Mediterranean Sea and comparison with Atlantic populations: implications for its stock characterization. *Parasite*, 21: 35.
- Mattiucci, S., Nascetti, G. (2006). Molecular systematics, phylogeny and ecology of anisakid nematodes of the genus *Anisakis* Dujardin, 1845: an update. *Parasite*, 13(2): 99-113.
- Mattiucci, S., Nascetti, G. (2007). Genetic diversity and infection levels of anisakid nematodes parasitic in fish and marine mammals from Boreal and Austral hemispheres. *Veterinary Parasitology*, 148(1): 43-57.

- Mattiucci, S., Nascetti, G., Dailey, M., Webb, S.C., Barros, N.B., Cianchi, R., *et al.* (2005). Evidence for a new species of *Anisakis* Dujardin, 1845: morphological description and genetic relationships between congeners (Nematoda: Anisakidae). *Systematic Parasitology*, 61(3): 157-171.
- Mattiucci, S., Paggi, L., Nascetti, G., Portes Santos, C., Costa, G., Di Benedetto, A.P., *et al.* (2002). Genetic markers in the study of *Anisakis typica* (Diesing, 1860): larval identification and genetic relationships with other species of *Anisakis* Dujardin, 1845 (Nematoda: Anisakidae). *Systematic Parasitology*, 51(3): 159-170.
- Mattiucci, S., Paoletti, M., Borrini, F., Palumbo, M., Macarone Palmieri, R., Gomes, V., *et al.* (2011). First molecular identification of the zoonotic parasite *Anisakis pegreffii* (Nematoda: Anisakidae) in a paraffin-embedded granuloma taken from a case of human intestinal anisakiasis in Italy. *BMC Infectious Diseases*, 11:82
- McKenzie, K., McVicar, A.H., Waddell, F. (1976). Some parasites of plaice *Pleuronectes platessa* L. in three different farm environments. *Scottish Fisheries Research Report*, 4: 1-14.
- Mendizabal, L. (1999). Hypersensibilidad a l'*Anisakis simplex*: à propos of 36 cas. *Allegrie et Immunonlogie*, 31: 15-17.
- Migaki, G., Heckmann, R.A., Albert, T.F. (1982). Gastric nodules caused by "Anisakis type" larvae in the bowhead whale (*Balaena mysticetus*). *Journal of Wildlife Diseases*, 18(3): 353-357.
- Miller, T., Crowder, L.B., Rice, J.A., Marschall, E.A. (1988). Larval size and recruitment mechanisms in fishes: toward a conceptual framework. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, 45(9): 1657-1670.
- Mladineo, I. (2003). *Anisakis simplex* in the Adriatic Sea. *Periodicum Biologorum*, 105(4): 389-392.
- Mo, T.A., Gahr, A., Hansen, H., Hoel, E., Oaland, Ø, Poppe, T.T. (2013). Presence of *Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809 det. Krabbe, 1878) and *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) (Nematoda; Anisakidae) in runts of farmed Atlantic salmon, *Salmo salar* L. *Journal of Fish Diseases*, 2013: 1-6.
- Möller, H., Anders, K. (1986). En Möller, H. (Ed.), Diseases and parasites of marine fishes. 365 pp.
- Moneo, I., Caballero, M.L. (2002). Las larvas de *Anisakis simplex* incubadas en medio ácido diluido liberan alergenicos que pueden tener utilidad en diagnóstico clínico. *Alergología e Inmunología Clínicas*, 17: 210-207.

- Moneo, I., Caballero, M.L., Gómez, F., Ortega, E., Alonso, M.J. (2000). Isolation and characterization of a major allergen from the fish parasite *Anisakis simplex*. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 106(1, Parte 1): 177-182.
- Moneo, I., Caballero, M.L., Gonzalez, M., Rodriguez, A.I., Rodriguez, A. (2005). Isolation of a heat-resistant allergen from the fish parasite *Anisakis simplex*. *Parasitology Research*, 96(5): 285-289.
- Montoro, A., Perteguer, M.J., Chivato, T., Laguna, R., Cuéllar, C. (1997). Recidivous acute urticaria caused by *Anisakis simplex*. *Allergy*, 52(10): 985-991.
- Moreno-Ancillo, A., Caballero, M.T., Cabañas, R., Contreras, J., Martin-Barroso, J.A., Barranco, P., et al. (1997). Allergic reactions to *Anisakis simplex* parasitizing seafood. *Annals of Allergy, Asthma & Immunology*, 79(3): 246-250.
- Morsy, K., Bashtar, A.R., Abdel-Ghaffar, F., Mehlhorn, H., Al Quraishy, S., El-Mahdi, M., et al. (2012). First record of anisakid juveniles (Nematoda) in the European seabass *Dicentrarchus labrax* (family: Moronidae), and their role as bio-indicators of heavy metal pollution. *Parasitology Research*, 110(3): 1131-1138.
- Muller-Feuga, A., Moal, J., Kaas, R. (2003). The microalgae of aquaculture. En J.G. Strøttrup and L.A. McEvoy (Ed.), *Live feeds in marine aquaculture* (pp. 206-252). Oxford: Blackwell Publishing.
- Munk, P. (1997). Prey size spectra and prey availability of larval and small juvenile cod. *Journal of Fish Biology*, (51): 340-351.
- Muzzall, P.M., Eggold, B.T., Fahey, R. (2006). Helminths of pond-reared walleye from Wisconsin. *Journal of Parasitology*, 92(2): 408-410.
- Nieuwenhuizen, N., Lopata, A.L., Jeebhay, M.F., Herbert, D.R., Robins, T.G., Brombacher, F. (2006). Exposure to the fish parasite *Anisakis* causes allergic airway hyperreactivity and dermatitis. *Journal of Allergy and Clinical Immunology*, 117(5): 1098-1105.
- Øie, G., Olsen, Y. (1997). Protein and lipid content of the rotifer *Brachionus plicatilis* during variable growth and feeding condition. *Hydrobiologia*, 124: 251-258.
- Olivares Ponce, F.O. (2013). Efecto sobre los alérgenos de las larvas L3 de *Anisakis* al aplicar tratamientos selectivos en pescado parasitado. Tesis Doctoral. Universidad Complutense de Madrid, Madrid, España.
- Olivero-Verbel, J., Baldiris-Ávila, R., Güette-Fernández, J., Benavides-Alvarez, A., Mercado-Camargo, J., Arroyo-Salgado, B. (2006). *Contracaecum* sp. infection

- in *Hoplias malabaricus* (moncholo) from rivers and marshes of Colombia. *Veterinary Parasitology*, 140(1-2): 90-97.
- Olsen, A.I., Attramadal, Y., Reitan, K.I., Olsen, Y. (2000). Food selection and digestion characteristics of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) larvae fed cultivated prey organisms. *Aquaculture*, 181(3-4): 293-310.
- Ortega, A. (2008). Cultivo de Dorada (*Sparus aurata*). Cuadernos de Acuicultura. Madrid, España, Fundación Observatorio Español de Acuicultura (FOESA), Consejo superior de Investigaciones Científicas, Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. 44 pp.
- Ortega, A. (2013). Cultivo de Lubina (*Dicentrarchus labrax*). Cuadernos de Acuicultura. Madrid, España, Fundación Observatorio Español de Acuicultura (FOESA), Consejo superior de Investigaciones Científicas, Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. 48 pp.
- Osanz-Mur, A.C. (2001). Presencia de larvas de Anisákidos (Nematoda: Ascaridoidea) en pescado de consumo capturado en la zona pesquera de Tarragona. Tesis Doctoral. Universitat Autònoma de Barcelona, Barcelona, España.
- Oshima, T. (1972). *Anisakis* and anisakiasis in Japan and adjacent area. En K. Morishita, Y. Komiya H. Matsubayasi (Eds.), *Progress of Medical Parasitology in Japan*, Vol. 4 (pp. 301-393). Tokio: Meguro Parasitological Museum.
- Østergaard, P., Munk, P., Janekarn, V. (2005). Contrasting feeding patterns among species of fish larvae from the tropical Andaman Sea. *Marine Biology*, 146(3): 595-606.
- Palenzuela, O., Redondo, M.J., Cali, A., Takvorian, P.M., Alonso-Naveiro, M., Alvarez-Pellitero, P., et al. (2014). A new intranuclear microsporidium, *Enterospora nucleophila* n. sp., causing an emaciative syndrome in a piscine host (*Sparus aurata*), prompts the redescription of the family Enterocytozoonidae. *International Journal for Parasitology*, 44(3-4): 189-203.
- Palm, H.W. (1999). Ecology of *Pseudoterranova decipiens* (Krabbe, 1878) (Nematoda: Anisakidae) from Antarctic waters. *Parasitology Research*, 85(8-9): 638-646.
- Palm, H.W., Klimpel, S. (2007). Evolution of parasitic life in the ocean. *Trends in Parasitology*, 23(1): 10-12.
- Pantazis, P.A., Benekos, G., Papadomichelakis, G. (2014). Early-weaning diets for gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) and their potential use in Hellenic marine fish hatcheries. *Aquaculture International*, March 2014

- Paperna, I. (1996). Parasites, infections and diseases of fishes in Africa - An update. CIFA Technical Paper. N° 31. Rome, FAO. 220 pp.
- Parra, G., Yúfera, M. (2000). Feeding, physiology and growth responses in first-feeding gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) larvae in relation to prey density. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 243(1): 1-15.
- Parra, G., Yúfera, M. (2001). Comparative energetics during early development of two marine fish species, *Solea senegalensis* (Kaup) and *Sparus aurata* (L.). *Journal of Experimental Biology*, 204(12): 2175-2183.
- Pascual, S., Antonio, J., Cabo, M.L., Piñeiro, C. (2010). *Anisakis* survival in refrigerated fish products under CO₂ modified-atmosphere. *Food Control*, 21(9): 1254-1256.
- Pascual, S., Maroto, J., Gracia, J., Montero, A., González, A.F., Guerra, A. (2008). Technological device for avoiding parasite discarding at sea (TEDEPAC-SHIP). Congreso: X European Multicoloquium of Parasitology, Paris. Problemática *Anisakis*: Métodos de prevención a bordo. Impacto sobre la Ecología Parasitaria de Ecosistemas. Instituto de Investigaciones Marinas, CSIC.
- Pascual, S.; Gestal, C.; Rodríguez, H.; Estévez, J.; Arias, C. (1995). Identificación electroforética de *Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809 det. Krabbe, 1878), nematodos parásitos de ommastréfidos (Mollusca, Cephalopoda) en el sureste noratlántico. *IV Congreso Ibérico De Parasitología*, Santiago de Compostela. pp. 55.
- Pekmezci, G.Z. (2014). Occurrence of *Anisakis simplex* sensu stricto in imported Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) represents a risk for Turkish consumers. *International Journal of Food Microbiology*, 185: 64-68.
- Peñalver, J., Dolores, E.M., Muñoz, P. (2010). Absence of Anisakid larvae in farmed European Sea Bass (*Dicentrarchus labrax* L.) and Gilthead Sea Bream (*Sparus aurata* L.) in Southeast Spain. *Journal of Food Protection*, 73(7): 1332-1334.
- Pereira Bueno, J.M. (1992). Algunos aspectos de la epidemiología y prevención de la anisakiosis. Valladolid, Junta de Castilla y León. Consejería de Sanidad y Bienestar Social. Dirección General de Salud Pública. 64 pp.
- Pereira-Bueno, J.M., Dehesa Santisteban, F., Cordero del Campillo, M. (1989). Anisákidos en Teleósteos de interés comercial. En: *VI Congreso Nacional de Parasitología (Cáceres), Resúmenes de las Comunicaciones*, 220 pp.

- Pérez Millán, A., Martín Lorente, J.L., Pérez Álvarez, J.C., López Morante, A., Sáez-Royuela, F., Busteros, J.I. (1998). Úlcera gástrica secundaria a infección por *Anisakis*. *Revista de la ACAD*, 14: 25-27.
- Perteguer, M.J., Ortiz, G., García, E., Flores, M., Rodríguez, M., Ubeira, F.M., et al. (2004). Aplicación de la técnica PCR-RFLP en la identificación de nematodos implicados en la anisakiasis humana. *Medicina Clínica*, 122(18): 686-689.
- Piras, M.C., Tedde, T., Garippa, G., Virgilio, S., Sanna, D., Farjallah, S., Merella, P. (2014). Molecular and epidemiological data on *Anisakis* spp. (Nematoda: Anisakidae) in commercial fish caught off northern Sardinia (western Mediterranean Sea). *Veterinary Parasitology*, 203(1-2): 237-240.
- Polo, A., Yúfera, M., Pascual, E. (1991). Effects of temperature on egg and larval development of *Sparus aurata* L. *Aquaculture*, 92(0): 367-375.
- Polo, A., Yúfera, M., Pascual, E. (1992). Feeding and growth of gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) larvae in relation to the size of the rotifer strain used as food. *Aquaculture*, 103(1): 45-54.
- Pravettoni, V., Primavesi, L., Piantanida, M. (2012). *Anisakis simplex*: current knowledge. *European Annals of Allergy and Clinical Immunology*, 44(4): 150-156.
- Priebe, K., Huber, C., Märtlbauer, E., Terplan, G. (1991). Detection of antibodies against the larva of *Anisakis simplex* in the pollock *Pollachius virens* using ELISA. *Journal of Veterinary Medicine, Series B*, 38(3): 209-214.
- Puente, P., Anadón, A.M., Rodero, M., Romarís, F., Ubeira, F.M., Cuéllar, C. (2008). *Anisakis simplex*: The high prevalence in Madrid (Spain) and its relation with fish consumption. *Experimental Parasitology*, 118(2): 271-274.
- Quiazon, K.M.A., Yoshinaga, T., Ogawa, K. (2011). Experimental challenge of *Anisakis simplex sensu stricto* and *Anisakis pegreffii* (Nematoda: Anisakidae) in rainbow trout and olive flounder. *Parasitology International*, 60(2): 126-131.
- Quiñones, R., Giovannini, A., Raga, J.A., Fernández, M. (2013). Intestinal helminth fauna of bottlenose dolphin *Tursiops truncatus* and common dolphin *Delphinus delphis* from the western Mediterranean. *Journal of Parasitology*, 99(3): 576-579.
- Rello, F.J. (2003). Estudio de los anisákidos parásitos de pescado comercializado en Granada: faneca, sardina y boquerón. Tesis Doctoral. Universidad de Granada, Granada.

- Rello, F.J., Adroher, F.J., Benítez, R., Valero, A. (2009). The fishing area as a possible indicator of the infection by anisakids in anchovies (*Engraulis encrasicolus*) from southwestern Europe. *International Journal of Food Microbiology*, 129(3): 277-281.
- Rello, F.J., Adroher, F.J., Valero, A. (2004). Anisákidos parásitos de peces comerciales. Riesgos asociados a la salud pública. *Anales de la Real Academia de Ciencias Veterinarias de Andalucía Oriental*, 17(1): 173-196.
- Rello, F.J., Adroher, F.J., Valero, A. (2008). *Hysterothylacium aduncum*, the only anisakid parasite of sardines (*Sardina pilchardus*) from the southern and eastern coasts of Spain. *Parasitology Research*, 104(1): 117-121.
- Rello, F.J., Valero, A., Adroher, F.J. (2008). Anisakid parasites of the pouting (*Trisopterus luscus*) from the Cantabrian Sea coast, Bay of Biscay, Spain. *Journal of Helminthology*, 82(4): 287-291.
- Rodríguez, G.E., Cheng, T.C. (1989). Parasites occurrence and significance in marine animals. *Food Technology*, 11: 98-202.
- Rodríguez-Mahillo, A.I. (2006). Clonación y caracterización de alérgenos recombinantes de *Anisakis simplex*. Valoración de su utilidad en el diagnóstico de la Anisakiasis. Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias. Universidad Autónoma de Madrid, Madrid, Spain.
- Rodríguez-Mahillo, A.I., González-Muñoz, M., de las Heras, C., Tejada, M., Moneo, I. (2010). Quantification of *Anisakis simplex* Allergens in fresh, long-term frozen, and cooked fish muscle. *Foodborne Pathogens and Disease*, 7(8): 967-973.
- Rodríguez-Mahillo, A.I., González-Muñoz, M., Moneo, I., Solas, M.T., Mendizábal, A., De las Heras, C., et al. (2008). Allergenic properties and cuticle microstructure of *Anisakis simplex* L3 after freezing and pepsin digestion. *Journal of Food Protection*, 71(12): 2578-2581.
- Rodríguez, J.L. (2011). Cultivo del rodaballo (*Scophthalmus maximus*). Cuadernos de Acuicultura. Madrid, España, Fundación Observatorio Español de Acuicultura, Consejo Superior de Investigaciones Científicas y Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. 43 pp.
- Roepstorff, A., Karl, H., Bloemasma, B., Huss, H.H. (1993). Catch handling and the possible migration of *Anisakis* larvae in herring, *Clupea harengus*. *Journal of Food Protection*, 9: 744-821.

- Romero, J.A., Martínez, A.E., Olivares, U., Sancha, A., López, J., Barros, I. (1997). Anisakiasis gástrica diagnosticada por endoscopia. *Journal of Gastroenterology and Hepatology*, 20(6): 306-308.
- Rosales, M.J., Mascaró, C., Fernández, C., Luque, F., Sánchez Moreno, M., Parras, L., et al. (1999). Acute intestinal anisakiasis in Spain: a fourth-stage *Anisakis simplex* larva. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 94(6): 823-826.
- Rückert, S., Klimpel, S., Al-Quraishy, S., Mehlhorn, H., Palm, H.W. (2009). Transmission of fish parasites into grouper mariculture (Serranidae: *Epinephelus coioides* (Hamilton, 1822) in Lampung Bay, Indonesia. *Parasitology Research*, 104(3): 1226-1227.
- Ruiz-Valero, J., Valero, A., Adroher, F.J., Ortega, J.E., López Grande, F. (1991). Presencia de parásitos ascáridos en peces comerciales de frecuente consumo humano en Granada. *Parasitología en el Sur-Oeste de Europa, I Congreso Internacional de las Asociaciones Sudoccidentales-Europeas de Parasitología-ICASEP I (Valencia), Compendio de Resúmenes de las Comunicaciones Presentadas*.
- Salati, F., Meloni, M., Cau, M., Angelucci, G. (2013). Presence of *Contracaecum* spp. in teleosts cultured and fished in Sardinia. *Veterinary Parasitology*, 196(3-4): 382-387.
- Sandbol, P. (1993). FEDNA Nuevas tecnologías en la producción de harina de pescado para piensos. Implicaciones sobre la evaluación de la calidad. IX Curso de Especialización FEDNA. Barcelona, 8 y 9 de Noviembre.
- Sanmartín, M.L., Cordeiro, J.A., Álvarez, M.F., Leiro, J. (2005). Helminth fauna of the yellow-legged gull *Larus cachinnans* in Galicia, north-west Spain. *Journal of Helminthology*, 79(4): 361-371.
- Sanmartín, M.L., Quintero, P., Iglesias, R., Santamaría, M.T., Leiro, J., Ubeira, F.M. (1994). Nematodos parásitos en peces de las costas gallegas. Madrid, Ediciones Díez de Santos. 84 pp.
- Sanz, F., Zamora Navarro, S., Rubio Fernández, V.C., Jover Cerdá, M., Robaina Robaina, L.E., Rodríguez, C., et al. (2009). La nutrición y alimentación en piscicultura. Publicaciones Científicas y Tecnológicas de la Fundación Observatorio Español de Acuicultura. Madrid, España, Fundación Observatorio Español de Acuicultura, Consejo Superior de Investigaciones Científicas y Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. 803 pp.
- Saraiva, A., Eiras, J.C. (1996). Parasite community of European eel, *Anguilla anguilla* L., in the river Este, Northern Portugal. *Research and Reviews in Parasitology*, 56(4): 179-183.

- Sastre, J., Lluch-Bernal, M., Fernández, E., Marañón, F., Quirce, S., Arrieta, I. (2000). Estudio de provocación oral doble ciego controlada con placebo con larvas de *Anisakis simplex* liofilizadas. *Alergología e Inmunología Clínicas*, 15: 225-229.
- Sastre, J., Lluch-Bernal, M., Quirce, S., Arrieta, I., Lahoz, C., Del Amo, A., et al. (2000). A double-blind, placebo-controlled oral challenge study with lyophilized larvae and antigen of the fish parasite, *Anisakis simplex*. *Allergy*, 55(6): 560-564.
- Scala, E., Giani, M., Pirrotta, L., Guerra, E.C., Cadoni, S., Girardelli, C.R., et al. (2001). Occupational generalised urticaria and allergic airborne asthma due to *Anisakis simplex*. *European Journal of Dermatology*, 11(3): 249-250.
- Schmidt, J. (1922). The breeding places of the eel. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London*, 211: 179-208.
- Segers, H. (1995). Nomenclatural consequences of some recent studies on *Brachionus plicatilis* (Rotifera, Brachionidae). *Hydrobiologia*, 313/314(1): 121-122.
- Sepúlveda, F., Marín, S.L., Carvajal, J. (2004). Metazoan parasites in wild fish and farmed salmon from aquaculture sites in southern Chile. *Aquaculture*, 235(1-4): 89-100.
- Setyobudi, E., Jeon, C.-., Lee, C.-., Seong, K.-., Kim, J.-. (2011). Occurrence and identification of *Anisakis* spp. (Nematoda: Anisakidae) isolated from chum salmon (*Oncorhynchus keta*) in Korea. *Parasitology Research*, 108(3): 585-592.
- Shih, H., Ku, C., Wang, C. (2010). *Anisakis simplex* (Nematoda: Anisakidae) third-stage larval infections of marine cage cultured cobia, *Rachycentron canadum* L., in Taiwan. *Veterinary Parasitology*, 171(3-4): 277-285.
- Shirahama, M., Koga, T., Ishibashi, H., Uchida, S., Ohta, Y., Shimoda, Y. (1992). Intestinal anisakiasis: US in diagnosis. *Radiology*, 185(3): 789-793.
- Silva, M., Eiras, J. (2003). Occurrence of *Anisakis* sp. in fishes of the Portuguese West coast and evaluation of its zoonotic potential. *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists*, 23(1): 13-17.
- Sivertsen, A.H., Heia, K., Hindberg, K., Godtliebsen, F. (2012). Automatic nematode detection in cod fillets (*Gadus morhua* L.) by hyperspectral imaging. *Journal of Food Engineering*, 111(4): 675-681.

- Sivertsen, A.H., Heia, K., Stormo, S.K., Elvevoll, E., Nilsen, H. (2011). Automatic Nematode Detection in Cod Fillets (*Gadus Morhua*) by Transillumination Hyperspectral Imaging. *Journal of Food Science*, 76(1): S77-S83.
- Skov, J., Kania, P.W., Olsen, M.M., Lauridsen, J.H., Buchmann, K. (2009). Nematode infections of maricultured and wild fishes in Danish waters: A comparative study. *Aquaculture*, 298(1-2): 24-28.
- Slifko, T.R., Smith, H.V., Rose, J.B. (2000). Emerging parasite zoonoses associated with water and food. *International Journal for Parasitology*, 30(12-13): 1379-1393.
- Smith, J.W. (1984). The abundance of *Anisakis simplex* L3 in the body-cavity and flesh of marine teleosts. *International Journal for Parasitology*, 14(5): 491-495.
- Smith, J.W., Wootten, R. (1978). *Anisakis* and Anisakiasis. *Advances in Parasitology*, 16: 93-163.
- Solas, M.T., García, M.L., de las Heras, C., Rodriguez-Mahillo, A.I., Gonzalez-Muñoz, M., Moneo, I., et al. (2009). *Anisakis Simplex* antigens in fresh and frozen-thawed muscle of anchovies in vinegar. *Food Science and Technology International*, 15(2): 139-148.
- Solas, M.T., García, M.L., Rodriguez-Mahillo, A.I., Gonzalez-Muñoz, M., de las Heras, C., Tejada, M. (2008). *Anisakis* antigens detected in fish muscle infested with *Anisakis simplex* L3. *Journal of Food Protection*, 71(6): 1273-1276.
- Sterud, E. (2002). Parasites of wild sea bass *Dicentrarchus labrax* from Norway. *Diseases of Aquatic Organisms*, 48(3): 209-212.
- Strømnes, E., Andersen, K. (1998). Distribution of Whaleworm (*Anisakis simplex*, Nematoda, Ascaridoidea) L3 larvae in three species of marine fish; saithe (*Pollachius virens* (L.)), cod (*Gadus morhua* (L.)) and redfish (*Sebastes marinus* (L.)) from Norwegian waters. *Parasitology Research*, 84(4): 281-285.
- Strømnes, E., Andersen, K. (2000). "Spring rise" of whaleworm (*Anisakis simplex*; Nematoda, Ascaridoidea) third-stage larvae in some fish species from Norwegian waters. *Parasitology Research*, 86(8): 619-624.
- Sugawara, Y., Urawa, S., Kaeriyama, M. (2004). Infection of *Anisakis simplex* (Nematoda: Anisakidae) larvae in chum salmon (*Oncorhynchus keta*) in the North Pacific Ocean, Bering Sea, and a river of Hokkaido. (NPAFC Doc. 791). Hokkaido Tokai University. 14 pp.

- Svanevic, C.S., Levsen, A., Lunestad, B.T. (2013). The role of muscle-invading anisakid larvae on bacterial contamination of the flesh of post-harvest blue whiting (*Micromesistius poutassou*). *Food Control*, 30(2): 526-530.
- Svanevic, C.S., Lunestad, B.T., Levsen, A. (2014). Effect of *Anisakis simplex* (sl) larvae on the spoilage rate and shelf-life of fish mince products under laboratory conditions. *Food Control* 46: 121-126.
- Tadamori, S., Shigeyuki, I., Hisato, H., Tomonori, A., Noriyoshi, B., Takashi, B. (1992). A case of gastric submucosal tumor due to *Anisakis* granuloma. *Japanese Journal of Medical Ultrasonics*, 19: 38-43.
- Tejada, M. (2007). Antigenic activity of *Anisakis* larvae is conserved after food processing and pepsin treatments. *Parassitologia*, 49(2): 406.
- Tejada, M. (2009a). *Anisakis*: efecto de los tratamientos dados al pescado en las larvas y en sus alérgenos. *Alimentación, Nutrición y Salud*, 16(3): 71-83.
- Tejada, M. (2009b). Efecto de los tratamientos dados al pescado sobre la capacidad de infestación de las larvas de *Anisakis* y sobre sus antígenos. *CTC Alimentación*, 41: 7-16.
- Tejada, M. (2009c). Seguridad alimentaria en pescados: *Anisakis*. En S. Jiménez Pérez (Ed.), *Seguridad alimentaria e higiene de los alimentos* (pp. 107-123) Instituto Tomás Pascual Sanz para la Nutrición y la Salud y Real Academia de Ciencias Veterinarias de España.
- Tejada, M., Solas, M.T., Navas, A., Mendizábal, A. (2006a). Effect of freezing and different heat treatments on *Anisakis* larvae: preliminary study. En J.B. Luten, C. Jacobsen, K. Bekaert, A. Saebo J. Oehlenschläger (Eds.), *Seafood research from fish to dish. Quality, safety and processing of wild and farmed fish* (pp. 309-316) Wageningen Academic Publishers.
- Tejada, M., Solas, M.T., Navas, A., Mendizábal, A. (2006b). Scanning electron microscopy of *Anisakis* larvae following different treatments. *Journal of Food Protection*, 69(6): 1379-1387.
- Tejedor del Real, J.L. (2009). Puesta a punto de una metodología para la detección de cocos Gram positivos patógenos de peces en piensos compuestos y muestras ambientales: Estudio de su presencia y caracterización de *Lactococcus garvieae* en estas matrices. Tesis Doctoral. Facultad de Veterinaria. Universidad Complutense de Madrid, Madrid.
- Toro, C., Caballero, M.L., Baquero, M., García-Samaniego, J., Casado, I., Rubio, M., et al. (2004). High prevalence of seropositivity to a major allergen of *Anisakis*

- simplex*, Anis 1, in dyspeptic patients. *Clinical and diagnostic laboratory immunology*, 11(1): 115-118.
- Ubeira, F.M., Iglesias, R. (2000). Monoclonal antibodies in the study of *Anisakis simplex*. *Allergy*, 55(Supp59): 18-27.
- Ubeira, F.M., Valiñas, B., Lorenzo, S., Iglesias, R., Figueiras, A., García-Villaescusa, R. (2000). Anisakióse e alerxia: Un estudio seroepidemiolóxico na Comunidade Autónoma Galega. (Documentos Técnicos de Saúde Pública, Serie C, nº 8 ed.) Xunta de Galicia, España, Consellería de Sanidade e Servizos Sociais. 102 pp.
- UICN. (2012). Mamíferos y tortugas marinos del Mediterráneo y del Mar Negro. Gland, Suiza y Málaga, España, UICN. 33 pp.
- Umehara, A., Kawakami, Y., Araki, J., Uchida, A. (2007). Molecular identification of the etiological agent of the human anisakiasis in Japan. *Parasitology International*, 56(3): 211-215.
- Umehara, A., Kawakami, Y., Araki, J., Uchida, A. (2008). Multiplex PCR for the identification of *Anisakis simplex sensu stricto*, *Anisakis pegreffii* and the other anisakid nematodes. *Parasitology International*, 57(1): 49-53.
- Umehara, A., Kawakami, Y., Matsui, T., Araki, J., Uchida, A. (2006). Molecular identification of *Anisakis simplex sensu stricto* and *Anisakis pegreffii* (Nematoda: Anisakidae) from fish and cetacean in Japanese waters. *Parasitology International*, 55(4): 267-271.
- Unión Europea. Directiva 2006/88/CE del Consejo 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. *DOUE* de 24 de noviembre de 2006, nº L 328, 14-56.
- Unión Europea. Reglamento (CE) Nº 1198/2006 del Consejo de 27 de julio de 2006 relativo al Fondo Europeo de Pesca. *DOUE* de 15 de agosto de 2006, nº L 223, 1-44.
- Unión Europea. Reglamento (CE) Nº 744/2008 del Consejo de 24 de julio de 2008 por el que se establece una acción específica temporal para promover la reestructuración de las flotas pesqueras de la Comunidad Europea afectadas por la crisis económica. *DOUE* de 31 de julio de 2008, nº L 202, 1-8.
- Unión Europea. Reglamento (CE) Nº 853/2004 del Parlamento Europeo y del Consejo de 29 de abril de 2004 por el que se establecen normas específicas de higiene de los alimentos de origen animal. *DOUE* de 25 de junio de 2004, nº L 226, 55-206.

- Unión Europea. Reglamento (CE) N° 999/2001 del Parlamento Europeo y del Consejo, por el que se establecen disposiciones para la prevención, el control, y la erradicación de determinadas encefalopatías espongiformes transmisibles. *DOUE* de 31 de mayo de 2001, n° L 147, 1-40.
- Unión Europea. Reglamento (UE) N° 56/2013 de la Comisión de 16 de enero de 2013 que modifica los Anexos I y IV del Reglamento (CE) N° 999/2001 del Parlamento Europeo y del Consejo, por el que se establecen disposiciones para la prevención, el control, y la erradicación de determinadas encefalopatías espongiformes transmisibles. *DOUE* de 24 de enero de 2013, n° L 21, 3-16.
- Universitat Politècnica de València (UPV). Acuerdos del Consejo de Gobierno de 6 de noviembre de 2008. *BOUPV*, n° 21, 11/2008.
- Urawa, S. (1986). The parasites of salmonid fishes-II. The biology of anisakid nematodes and the prevention of their human infections. *Fish Eggs*, 156: 52-70.
- Urawa, S., Fujisaki, Y. (2006). Heavy infection of *Anisakis simplex* (Nematoda: Anisakidae) larvae in the muscle of maturing chum salmon: A preliminary report. (NPAFC Doc. 993). National Salmon Resources Center, Fisheries Research Agency, Toyohira-ku, Sapporo 062-0922, Japan. 6 pp.
- Valentini, A., Mattiucci, S., Bondanelli, P., Webb, S.C., Mignucci-Giannone, A.A., Colom-Llavina, M.M., *et al.* (2006). Genetic relationships among *Anisakis* species (Nematoda: Anisakidae) inferred from mitochondrial *cox2* sequences, and comparison with allozyme data. *Journal of Parasitology*, 92(1): 156-66.
- Valero, A., Díaz, V., Adroher, F.J. (2004). Anisákidos parásitos de peces comerciales del mediterráneo andaluz. *Revista del Colegio Oficial de Biólogos de Andalucía*, 1, 10-11.
- Valero, A., López-Cuello, M., Benítez, R., Adroher, F.J. (2006). *Anisakis* spp. in European hake, *Merluccius merluccius* (L.) from the Atlantic off north-west Africa and the Mediterranean off southern Spain. *Acta Parasitologica*, 51(3): 209-212.
- Valero, A., Martín-Sánchez, J., Reyes-Muelas, R., Adroher, F.J. (2000). Larval anisakids parasitizing the blue whiting, *Micromesistius poutassou*, from Motril Bay in the Mediterranean region of southern Spain. *Journal of Helminthology*, 74(4): 361-364.
- Valero, A., Paniagua, M.I., Hierro, I., Díaz, V., Valderrama, M.J., Benítez, R., *et al.* (2006). Anisakid parasites of two forkbeards (*Phycis blennoides* and *Phycis*

- phycis*) from the Mediterranean coasts of Andalucía (Southern Spain). *Parasitology international*, 55(1): 1-5.
- Valero, A., Terrados, S., Díaz, V., Reguera, V., Lozano, J. (2003). Determination of IgE in the serum of patients with allergic reactions to four species of fish-parasite anisakids. *Journal of Investigational Allergology and Clinical Immunology*, 13(2): 74-99.
- Valiñas, B., Lorenzo, S., Eiras, A., Figueiras, A., Sanmartin, M.L., Ubeira, F.M. (2001). Prevalence of and risk factors for IgE sensitization to *Anisakis simplex* in a Spanish population. *Allergy*, 56(7): 667-671.
- Valls, A., Pascual, C.Y., Pereira, M.J., Belver, M.T., Daschner, A., López, M.C., *et al.* (2002). Cross-reactivity of *Anisakis* full body allergen and the relationship with secretor-excretory allergen. Posters Food Allergy. *Allergy*, 57(Sup. 73): 104.
- Van Thiel, P.H., Kuipers, F.C., Roskam, R.T. (1960). A nematode parasitic to herring causing acute abdominal syndromes in man. *Tropical and Geographical Medicine*, 12(2): 97-113.
- Vidaček, S., De Las Heras, C., Solas, M.T., García, M.L., Mendizábal, A., Tejada, M. (2011). Viability and antigenicity of *Anisakis simplex* after conventional and microwave heating at fixed temperatures. *Journal of Food Protection*, 74(12): 2119-2126.
- Vidaček, S., de las Heras, C., Solas, M.T., Mendizábal, A., Rodríguez-Mahillo, A.I., Tejada, M. (2010). Antigenicity and viability of *Anisakis* larvae infesting hake heated at different time-temperature conditions. *Journal of Food Protection*, 73(1): 62-68.
- Vidaček, S., de las Heras, C., Solas, M.T., Mendizábal, A., Rodríguez-Mahillo, A.I., González-Muñoz, M., *et al.* (2009). *Anisakis simplex* allergens remain active after conventional or microwave heating and pepsin treatments of chilled and frozen L3 larvae. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 89(12): 1997-2002.
- Vidaček, S., de las Heras, C., Solas, M.T., Rodríguez-Mahillo, A.I., Tejada, M. (2009). Effect of high hydrostatic pressure on mortality and allergenicity of *Anisakis simplex* L3 and on muscle properties of infested hake. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 89(13): 2228-2235.
- Vidaček, S., de las Heras, C., Tejada, M. (2009). Quality of fish muscle infested with *Anisakis simplex*. *Food Science and Technology International*, 15(3): 283-290.

- Viu, M., Sanchez, C., Del Cacho, E., Quilez, J., Lopez-Bernad, F. (1996). Occurrence of anisakid larvae (Nematoda: Ascaridida) in fresh market fish from Zaragoza (Spain). *Research and Reviews in Parasitology*, 56(1): 25-28.
- Wang, J.Y., Zhang, J.H., Lin, Q., Zhang, Q.T., He, W.X., Li, K.F., *et al.* (2010). Infection and physico-chemical characteristics of *Anisakis* among marine fish caught in Zhoushan Fishery. *Zhonghua Liu Xing Bing Xue Za Zhi*, 31(9): 1001-1004.
- Wharton, D.A., Hassall, M., Aalders, O. (1999). *Anisakis* (Nematoda) in some New Zealand inshore fish. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 33(4): 643-648.
- Winepi. (2006). Working in Epidemiology. Elaborado por Ignacio de Blas, Facultad de Veterinaria, Universidad de Zaragoza. Zaragoza. Actualizado el 12 de febrero de 2006. Obtenida el 14 de enero de 2009, de <http://www.winepi.net/sp/index.htm>
- WHO. (2004). Report of a Joint WHO/FAO Workshop on Foodborne Trematode Infections in Asia, Ha Noi, Vietnam 26-28 November. WHO - Regional Office for the Western Pacific. 58 pp.
- Wooten, R., Yoon, G. H., Bron, J. E. (2009). A survey of anisakid nematodes in Scottish farmed salmon. FSAS Project S14008. Obtenida el 1 de junio de 2009, de http://foodbase.food.gov.uk//admintools/reportdocuments/355-1-616_S14008_extension_Survey_of_Anisakid_nematodes_FINAL_VERSION.pdf
- Wooten, R., Smith, J.W. (1975). Observational and experimental studies on the acquisition of *Anisakis* sp. larvae (nematoda: Ascaridida) by trout in fresh water. *International Journal for Parasitology*, 5(3): 373-378.
- WoRMS Editorial Board. (2014). World Register of Marine Species. Obtenida el 6 de septiembre de 2014, de <http://www.marinespecies.org/index.php>.
- WWF. (2013). WWF. Cetáceos Obtenida el 11/09/2013, de http://www.wwf.es/que_hacemos/especies/especies_prioritarias/cetaceos/
- Yagi, K., Nagasawa, K., Ishikura, H., Nakagawa, A., Sato, N., Kikuchi, K., *et al.* (1996). Female worm from *Hysterothylacium aduncum* excreted from human: a case report. *Japanese Journal of Parasitology*, 45(1): 12-23.
- Young, P.C. (1972). The relationship between the presence of larval Anisakine nematodes in Cod and marine mammals in British waters. *Journal of Applied Ecology*, 9(2): 459-485.

- Yúfera, M. (2001). Studies on *Brachionus* (Rotifera): an example of interaction between fundamental and applied research. *Hydrobiologia*, 446(1): 383-392.
- Yúfera, M., Fernández-Díaz, C., Pascual, E. (2005). Food microparticles for larval fish prepared by internal gelation. *Aquaculture*, 248(1-4): 253-262.
- Yúfera, M., Fernández-Díaz, C., Pascual, E., Sarasquete, M.C., Moyano, F.J., Díaz, M., *et al.* (2000). Towards an inert diet for first-feeding gilthead seabream *Sparus aurata* L. larvae. *Aquaculture Nutrition*, 6(3): 143-152.
- Yúfera, M., Lubián, M. (1990). Effects of microalgal diet on growth and development of invertebrate in marine aquaculture. En I. Akatsuka (Ed.), *Introduction to applied phycology* (pp. 209-227). the Hague: SPB Academic Publishing bv.
- Zerbini, A.N., Santos, M.C.O. (1997). First record of the pygmy killer whale *Feresa attenuata* (Gray, 1874) for the Brazilian coast. *Aquatic Mammals*, 23(2): 105-109.
- Zurak, I. (2010). *Anisakis simplex* from the Adriatic sea. *International Journal of Infectious Diseases*, 14(Sup. 1): e291.

VII. ANEXOS

ANEXO I. Noticias

- ABC. (2006). Nueva campaña para evitar los efectos del anisakis del pescado. *ABC.es*. 27/12/2006. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-27-12-2006/abc/Sociedad/nueva-campa%C3%B1a-para-evitar-los-efectos-del-anisakis-del-pescado_153626364917.html
- ABC. (2012). Alerta por la expansión de los casos de alergia al anisakis en España. *ABC.es*. 16/05/2012. <http://www.abc.es/20120516/sociedad/abci-anisakis-pescado-201205161737.html>
- ABC. (2013). España es el segundo país con mayor número de intoxicaciones por Anisakis después de Japón. *ABC.es*. 04/03/2013. <http://www.abc.es/sociedad/20130304/abci-espana-intoxicaciones-anisakis-201303041148.html>
- ABC. (2014). ¿Qué es el anisakis y cómo evitarlo?. *ABC.es*. 09/05/2014. <http://www.abc.es/salud/noticias/20140509/abci-anisakis-anchoas-vasco-201405090948.html>
- Alonso, C. (2006). Científicos de Alcalá patentan una salmuera contra el anisakis. *ABC.es*. 12/12/2006. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-12-12-2006/abc/Madrid/cientificos-de-alcala-patentan-una-salmuera-contra-el-anisakis_153401169716.html
- Anónimo (2007) Breves saludables. *ABC.es*. 24/03/2007. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-24-03-2007/abc/Sabados/breves-saludables_1632161312245.html
- Argos, L. (1997). Aparece en España una nueva alergia a los parásitos de gran parte del pescado fresco. *El País*. 03/06/1997. http://elpais.com/diario/1997/06/03/sociedad/865288802_850215.html
- Aznar, B. (2006). El pescado congelado dispara sus ventas por la alarma del anisakis y hunde los precios del fresco. *Las Provincias*. 24/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061224/castellon/pescado-congelado-dispara-ventas_20061224.html
- Azumendi, E. (2000). Revolución diagnóstica en la alergia al pescado Un nuevo sistema español mejora la detección de las personas sensibilizadas al "Anisakis simplex". *El País*. 25/04/2000. http://elpais.com/diario/2000/04/25/salud/956613604_850215.html
- Belenguer, L. (2006). Los pescadores de Sagunto sufren el 'efecto anisakis' al caer un 30% la venta de pescado fresco. *Las Provincias*. 30/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061230/morvedre/pescadores-sagunto-sufren-efecto_20061230.html

- Benítez, M. (2006). Los hosteleros ven alarmista el decreto del anisakis por su baja incidencia. *ABC.es*. 10/12/2006. http://sevilla.abc.es/hemeroteca/historico-10-12-2006/sevilla/Andalucia/los-hosteleros-ven-alarmista-el-decreto-del-anisakis-por-su-baja-incidencia_153375066595.html
- C.P. (2006). Los pescadores acusan al Gobierno de dar información errónea sobre el anisakis. *Las Provincias*. 13/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061213/marina/pescadores-acusan-gobierno-informacion_20061213.html
- Cáceres, P. (2011). Al anisakis se le mata en el mar. *El Mundo*. 28/06/2011. <http://www.elmundo.es/elmundo/2011/06/28/natura/1309254532.html>
- Cózar, Á. (2006). El anisakis agita los restaurantes. *El País*. 09/12/2006. http://elpais.com/diario/2006/12/09/sociedad/1165618802_850215.html
- D.P. (2007). Los restaurantes se olvidaron de la entrada en vigor, ayer, del real decreto del anisakis. 21/03/2007. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-21-03-2007/abc/Sociedad/los-restaurantes-se-olvidaron-de-la-entrada-en-vigor-ayer-del-real-decreto-del-anisakis_1632097123445.html
- EFE. (2006). Los restaurantes, obligados desde hoy a congelar el pescado 24 horas. *El País*. 20/12/2006. http://sociedad.elpais.com/sociedad/2006/12/20/actualidad/1166569202_850215.html
- EFE. (2007) Los médicos alertan de la presencia de anisakis en la merluza y sardinas. *Las Provincias*. 21/03/2007. http://www.lasprovincias.es/alicante/prensa/20070321/ocio/medicos-alertan-presencia-anisakis_20070321.html
- EFE. (2007). Los expertos alertan de la elevada presencia del parásito anisakis en algunos pescados. *El Mundo*. 29/03/2007. <http://www.elmundo.es/elmundosalud/2007/03/20/medicina/1174394589.html>
- EFE. (2007). Sanidad distribuirá 50.000 carteles y 200.000 trípticos para prevenir el contagio de anisakis. *El Mundo*. 11/07/2007. <http://www.elmundo.es/elmundosalud/2007/07/11/medicina/1184169052.html>
- EFE. (2012). Aumentan los casos de alergia al *Anisakis* tras repunte de larvas del parásito. *La Voz de Galicia*. 15/05/2012. <http://www.lavozdeg Galicia.es/noticia/salud/2012/05/15/aumentan-casos-alergia-anisakis-tras-repunte-larvas-parasito/00031337078030350929727.htm>
- EFE. (2013). España, el segundo país con más intoxicaciones por anisakis después de Japón. *Antena 3*. 04/03/2013. http://www.antena3.com/noticias/salud/espana-segundo-pais-mas-intoxicaciones-anisakis-despues-japon_2013030400089.html

- EFE. (2014). Darpón sale en apoyo de la anchoa tras la polémica del anisakis: “No hay ningún problema por comerla”. *El Mundo*. 15/05/2014. <http://www.elmundo.es/pais-vasco/2014/05/15/53748c63ca4741c54a8b4579.html>
- EFE. (2014). El PSE pregunta por las ventas de anchoa tras la alerta por anisakis. *El Mundo*. 16/05/2014. <http://www.elmundo.es/pais-vasco/2014/05/16/5375ef59268e3ebc7a8b4571.html>
- EFE. (2014). El sector pesquero insiste en ahuyentar el miedo al anisakis en las anchoas. *El Mundo*. 16/05/2014. <http://www.elmundo.es/pais-vasco/2014/05/16/53764c7ee2704e92208b4576.html>
- EL MUNDO. (2014). Salud detecta un alto porcentaje de anisakis en las capturas de anchoa. *El Mundo*. 08/05/2014. <http://www.elmundo.es/pais-vasco/2014/05/08/536bb2c6e2704e0f278b4576.html>
- EL MUNDO.es. (2010). Una nueva técnica detecta el 'anisakis' en todos los pescados. *El Mundo*. <http://www.elmundo.es/elmundo/2010/07/13/ciencia/1279012303.html>
- El País. (2000). Nuevos casos de anisakiasis intestinal El pescado crudo puede causar una rara infección. *El País*. 29/02/2000. http://elpais.com/diario/2000/02/29/salud/951778805_850215.html
- Europa Press (2006). El CSIC neutraliza el anisakis con un tratamiento de altas presiones. *El Levante*. 13/12/2006. <http://www.levante-emv.com/ciencia-salud/3372/csic-neutraliza-anisakis-tratamiento-altas-presiones/25583.html>
- Europa Press. (2006). Los restaurantes deberán congelar el pescado que vayan a servir crudo o poco hecho. *El Mundo*. 01/12/2006. <http://www.elmundo.es/elmundosalud/2006/12/01/medicina/1164990700.html>
- Europa Press. (2012). Aumentan las alergias por anisakis del pescado. *Telecinco*. 17/05/2012. http://www.telecinco.es/informativos/sociedad/Aumentan-alergias-anisakis-pescado_0_1413300754.html
- Fernández-Aceytuno, M. (2007). El “anisakis”. *ABC.es*. 02/04/2007. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-02-04-2007/abc/Opinion/el-anisakis_1632322035488.html
- Fernández, B. (2006). El bichito del pescao. *ABC.es*. 08/12/2006. http://sevilla.abc.es/hemeroteca/historico-08-12-2006/sevilla/Opinion/el-bichito-del-pescao_153349934187.html

- García, M. (2006). Los pescadores de Cullera, contra la congelación de peces. *Las Provincias*. 13/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061213/ribera/pescadores-cullera-contra-congelacion_20061213.html
- Garrido, C. (2009). ¿Cómo prevenir la salmonela y el *anisakis* este verano?. *ABC.es*. 24/06/2009. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-24-06-2009/abc/Sociedad/como-prevenir-la-salmonela-y-el-anisakis-este-verano_921983645407.html
- Informativos Telecinco. (2012). Los anisakis afectan cada vez más al pescado. *Telecinco*. 17/05/2012. http://www.telecinco.es/informativos/sociedad/anisakis-afectan-vez-pescado_2_1413855163.html
- Iriberry, A. (2014). Anisakis, el parásito oculto del pescado. *El Mundo*. 11/08/2014. <http://www.elmundo.es/salud/2014/08/11/53e4e909e2704e9b728b458e.html>
- Jiménez Barca, A. (1997). El Ayuntamiento recomienda no comer boquerones en vinagre. *El País*. 07/06/1997. http://elpais.com/diario/1997/06/07/madrid/865682683_850215.html
- Lantigua, I.F. (2006). Anisakis, el parásito del pescado. *El Mundo*. 12/12/2006. <http://www.elmundo.es/elmundosalud/2006/12/12/medicina/1165924825.html>
- Las Provincias. (2006). La venta de pescado fresco cae por la alarma del anisakis y sólo se salva el marisco. *Las Provincias*. 24/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061224/cvalenciana/venta-pescado-fresco-alarma_20061224.html
- LaSexta.com. (2014). La anchoa del Cantábrico tiene anisakis según el Gobierno vasco. *La Sexta*. 08/05/2014. http://www.lasexta.com/noticias/sociedad/anchoa-cantabrico-tiene-anisakis-segun-gobierno-vasco_2014050800351.html
- López-Cordón, L. (2007). El anisakis ya no asusta al cliente. *Las Provincias*. 30/07/2007. http://www.lasprovincias.es/alicante/prensa/20070730/economia/anisakis-asusta-cliente_20070730.html
- M.A. (2014). Cuidado con estos alimentos en verano. *ABC.es*. 21/08/2014. <http://www.abc.es/sociedad/20140821/abci-alimentos-requieren-cuidados-especiales-201408181218.html>
- María, R. (2006). Una medida sanitaria que contenta a pocos. *Las Provincias*. 21/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061221/ocio/medida-sanitaria-contenta-pocos_20061221.html

- Melià, S. (2007). Los pescadores rechazan el Real Decreto que advierte sobre el virus del anisakis. *Las Provincias*. 22/06/2007. http://www.lasprovincias.es/alicante/prensa/20070622/ribera/pescadores-rechazan-real-decreto_20070622.html
- Melià, S. (2007). Los restaurantes tranquilizan a los clientes sobre el anisakis. *Las Provincias*. 30/06/2007. http://www.lasprovincias.es/alicante/prensa/20070630/ribera/restaurantes-tranquilizan-clientes-sobre_20070630.html
- Montañés, E. (2007). El BNG acusa al Ministerio de Sanidad de excluir el gallego en la campaña sobre el anisakis. *ABC.es*. 14/01/2007. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-14-01-2007/abc/Galicia/el-bng-acusa-al-ministerio-de-sanidad-de-excluir-el-gallego-en-la-campa%C3%B1a-sobre-el-anisakis_153908850785.html
- Pérez, J. (2006). ¿Congelar el pescado? No, gracias. *ABC.es*. 03/12/2006. http://sevilla.abc.es/hemeroteca/historico-03-12-2006/sevilla/Sociedad/congelar-el-pescado-no-gracias_153276753746.html
- Raga, C. (2006). Congelados por el anisakis. *Las Provincias*. 31/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061231/cvalenciana/congelados-anisakis_20061231.html
- Raga, C. (2006). La alarma creada por el anisakis obliga a lanzar una campaña para consumir el pescado fresco. *Las Provincias*. 28/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061228/cvalenciana/alarma-creada-anisakis-obliga_20061228.html
- Raga, C. (2006). Los consumidores, pescaderos y hosteleros critican la alarma que el Gobierno ha creado con el anisakis. *Las Provincias*. 27/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061227/cvalenciana/consumidores-pescaderos-hosteleros-critican_20061227.html
- Raga, C. (2008). Sin el menor rastros del anisakis. *Las Provincias*. 06/01/2008. <http://www.lasprovincias.es/valencia/20080106/valenciana/-20080106.html>
- Ramírez de Castro, N. (2006). Alta presión contra el anisakis del pescado. *ABC.es*. 14/12/2006. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-14-12-2006/abc/Sociedad/alta-presion-contra-el-anisakis-del-pescado_153433546889.html
- Ramírez de Castro, N. (2006). Anisakis. La plaga de los mares llega al plato. *ABC.es*. 09/12/2006. http://www.abc.es/hemeroteca/historico-09-12-2006/abc/Sabados/anisakis-la-plaga-de-los-mares-llega-al-plato_153360137162.html

- Reyero, I. (2014). El gobierno vasco detecta anisakis en “un porcentaje muy importante” de la anchoa capturada. *ABC.es*. 09/05/2014. <http://www.abc.es/sociedad/20140508/abci-anisakis-anchoa-pais-vasco-201405081844.html>
- Riobo, P. (2005). El temido Anisakis. *El País*. 11/09/2005. http://elpais.com/diario/2005/09/11/eps/1126420014_850215.html
- Rioja Andueza, I. (2014). El Parlamento pide “campañas divulgativas” a favor del pescado tras la alerta por anisakis. *El Mundo*. 19/06/2014. <http://www.elmundo.es/pais-vasco/2014/06/19/53a2aef2268e3e351e8b4577.html>
- Roldán, D. (2013). La rica dieta mediterránea en anisakis. *ABC.es*. 04/03/2013. <http://sevilla.abc.es/sociedad/20130304/rc-rica-dieta-mediterranea-anisakis-201303041926.html>
- Roldán, D. (2013). La rica dieta mediterránea en anisakis. *Las Provincias*. 04/03/2013. <http://www.lasprovincias.es/rc/20130304/mas-actualidad/sociedad/rica-dieta-mediterranea-anisakis-201303041925.html>
- Sánchez, L.B. (2006). “No servimos pescado crudo”. *Las Provincias*. 30/12/2006. http://www.lasprovincias.es/valencia/prensa/20061230/morvedre/servimos-pescado-crudo_20061230.html
- Servimedia. (2006). Los hosteleros piden al gobierno una campaña informativa sobre el anisakis. *El Mundo*. 15/12/2006. <http://www.elmundo.es/elmundosalud/2006/12/05/medicina/1165337972.html>
- Villareal, A. (2012). Anisakis: El parásito que resurgió del frío. *ABC.es*. 03/12/2013. <http://www.abc.es/salud/noticias/20120619/abci-anisakis-parasito-resurgio-frio-201309041907.html>

ANEXO II. Relación de muestreos del estudio 1.A

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
1	mar-09	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	5	B
2	mar-09	1	<i>Sparus aurata</i>	5	C
3	mar-09	2	<i>Sparus aurata</i>	6	B
4	mar-09	2	<i>Sparus aurata</i>	2	C
5	may-09	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	9	B
6	may-09	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	6	B
7	may-09	1	<i>Argyrosomus regius</i>	6	B
8	may-09	1	<i>Argyrosomus regius</i>	10	A
9	may-09	5	<i>Sparus aurata</i>	9	A
10	may-09	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
11	may-09	5	<i>Sparus aurata</i>	13	A
12	jun-09	6	<i>Anguilla anguilla</i>	8	B
13	jun-09	6	<i>Anguilla anguilla</i>	7	C
14	jun-09	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	7	C
15	jun-09	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	10	A
16	jun-09	2	<i>Sparus aurata</i>	10	C
17	jun-09	2	<i>Dicentrarchus labrax</i>	8	C
18	oct-09	2	<i>Dicentrarchus labrax</i>	7	C
19	oct-09	2	<i>Dicentrarchus labrax</i>	3	C
20	nov-09	6	<i>Anguilla anguilla</i>	6	C
21	nov-09	6	<i>Anguilla anguilla</i>	9	B
22	nov-09	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	5	B
23	nov-09	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	6	A
24	nov-09	1	<i>Argyrosomus regius</i>	7	C
25	nov-09	1	<i>Argyrosomus regius</i>	11	B
26	nov-09	1	<i>Sparus aurata</i>	5	C
27	nov-09	1	<i>Sparus aurata</i>	5	C
28	nov-09	1	<i>Sparus aurata</i>	5	C
29	dic-09	2	<i>Dicentrarchus labrax</i>	5	B

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
30	dic-09	2	<i>Sparus aurata</i>	6	C
31	dic-09	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	9	A
32	dic-09	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	10	B
33	ene-10	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	C
34	ene-10	6	<i>Anguilla anguilla</i>	9	B
35	ene-10	6	<i>Anguilla anguilla</i>	12	A
36	may-10	4	<i>Sparus aurata</i>	12	A
37	may-10	4	<i>Sparus aurata</i>	9	A
38	jun-10	2	<i>Sparus aurata</i>	8	B
39	jun-10	2	<i>Sparus aurata</i>	12	B
40	jun-10	2	<i>Sparus aurata</i>	11	B
41	jun-10	1	<i>Sparus aurata</i>	7	C
42	jun-10	1	<i>Sparus aurata</i>	6	B
43	jun-10	1	<i>Sparus aurata</i>	3	B
44	jun-10	1	<i>Sparus aurata</i>	4	B
45	jun-10	1	<i>Sparus aurata</i>	4	C
46	jun-10	1	<i>Sparus aurata</i>	4	B
47	jun-10	5	<i>Sparus aurata</i>	10	A
48	jun-10	5	<i>Sparus aurata</i>	12	A
49	ago-10	6	<i>Anguilla anguilla</i>	11	C
50	ago-10	6	<i>Anguilla anguilla</i>	13	B
51	ago-10	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	B
52	ago-10	4	<i>Sparus aurata</i>	11	A
53	ago-10	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	13	A
54	nov-10	2	<i>Sparus aurata</i>	10	B
55	nov-10	2	<i>Dicentrarchus labrax</i>	9	B
56	nov-10	2	<i>Sparus aurata</i>	14	A
57	nov-10	2	<i>Dicentrarchus labrax</i>	6	C
58	nov-10	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	18	B

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
59	nov-10	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	15	B
60	dic-10	5	<i>Sparus aurata</i>	19	A
61	dic-10	5	<i>Sparus aurata</i>	18	A
62	dic-10	1	<i>Sparus aurata</i>	5	B
63	dic-10	1	<i>Sparus aurata</i>	5	B
64	dic-10	1	<i>Argyrosomus regius</i>	15	B
65	dic-10	1	<i>Argyrosomus regius</i>	18	A
66	dic-10	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	5	B
67	dic-10	1	<i>Sparus aurata</i>	5	C
68	feb-11	6	<i>Anguilla anguilla</i>	11	B
69	feb-11	6	<i>Anguilla anguilla</i>	15	C
70	feb-11	6	<i>Anguilla anguilla</i>	9	C
71	feb-11	5	<i>Sparus aurata</i>	22	A
72	feb-11	5	<i>Sparus aurata</i>	26	A
73	feb-11	5	<i>Sparus aurata</i>	30	A
74	mar-11	2	<i>Sparus aurata</i>	15	B
75	jun-11	4	<i>Sparus aurata</i>	19	A
76	jun-11	4	<i>Sparus aurata</i>	16	A
77	jun-11	1	<i>Sparus aurata</i>	4	B
78	jun-11	1	<i>Sparus aurata</i>	5	B
79	jun-11	1	<i>Sparus aurata</i>	12	B
80	jun-11	1	<i>Argyrosomus regius</i>	11	C
81	jun-11	1	<i>Argyrosomus regius</i>	15	B
82	jun-11	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	12	C
83	jul-11	6	<i>Anguilla anguilla</i>	19	C
84	jul-11	6	<i>Anguilla anguilla</i>	22	B
85	jul-11	6	<i>Anguilla anguilla</i>	15	C
86	jul-11	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	A
87	ago-11	2	<i>Sparus aurata</i>	14	A

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
88	ago-11	2	<i>Sparus aurata</i>	13	B
89	ago-11	2	<i>Sparus aurata</i>	12	C
90	ago-11	2	<i>Sparus aurata</i>	12	B
91	sep-11	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	7	C
92	sep-11	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	13	B
93	sep-11	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	14	A
94	sep-11	4	<i>Sparus aurata</i>	24	A
95	sep-11	4	<i>Sparus aurata</i>	21	A
96	sep-11	1	<i>Sparus aurata</i>	5	C
97	sep-11	1	<i>Sparus aurata</i>	6	C
98	nov-11	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	20	C
99	nov-11	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	20	A
100	nov-11	1	<i>Argyrosomus regius</i>	8	B
101	nov-11	1	<i>Argyrosomus regius</i>	12	C
102	dic-11	5	<i>Sparus aurata</i>	45	A
103	dic-11	5	<i>Sparus aurata</i>	24	A
104	dic-11	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	18	A
105	dic-11	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	21	A
106	mar-12	5	<i>Sparus aurata</i>	22	A
107	mar-12	5	<i>Sparus aurata</i>	12	A
108	mar-12	2	<i>Sparus aurata</i>	5	C
109	may-12	10	<i>Sparus aurata</i>	14	A
110	may-12	10	<i>Sparus aurata</i>	11	A
111	may-12	10	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
112	jun-12	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	24	A
113	jun-12	5	<i>Sparus aurata</i>	27	A
114	jun-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	11	C
115	jun-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	14	B
116	jun-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	21	A

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
117	jun-12	1	<i>Sparus aurata</i>	6	A
118	jun-12	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	6	B
119	jun-12	1	<i>Argyrosomus regius</i>	2	B
120	jun-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	23	A
121	jun-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	9	B
122	jun-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	10	A
123	jul-12	5	<i>Sparus aurata</i>	23	A
124	jul-12	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	27	A
125	jul-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	B
126	jul-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	7	C
127	jul-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	14	B
128	jul-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	18	A
129	jul-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	19	A
130	ago-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	23	A
131	ago-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	21	A
132	ago-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	15	A
133	ago-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	11	C
134	ago-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	B
135	ago-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	12	B
136	ago-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	18	A
137	ago-12	3	<i>Sparus aurata</i>	6	C
138	ago-12	3	<i>Dicentrarchus labrax</i>	4	C
139	ago-12	3	<i>Sparus aurata</i>	12	B
140	ago-12	3	<i>Argyrosomus regius</i>	9	B
141	sep-12	5	<i>Sparus aurata</i>	21	A
142	sep-12	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	18	A
143	sep-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	23	A
144	sep-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	11	A
145	sep-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	12	B

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
146	sep-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	10	A
147	sep-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	8	C
148	sep-12	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	10	B
149	sep-12	1	<i>Sparus aurata</i>	4	C
150	sep-12	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	15	A
151	sep-12	1	<i>Argyrosomus regius</i>	4	C
152	sep-12	8	<i>Dicentrarchus labrax</i>	8	B
153	sep-12	8	<i>Argyrosomus regius</i>	3	C
154	sep-12	9	<i>Sparus aurata</i>	5	C
155	sep-12	9	<i>Dicentrarchus labrax</i>	8	B
156	sep-12	9	<i>Sparus aurata</i>	8	B
157	sep-12	9	<i>Argyrosomus regius</i>	10	B
158	sep-12	2	<i>Sparus aurata</i>	10	A
159	nov-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	14	A
160	nov-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	B
161	nov-12	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	C
162	feb-13	2	<i>Sparus aurata</i>	7	B
163	feb-13	2	<i>Sparus aurata</i>	5	C
164	feb-13	3	<i>Argyrosomus regius</i>	9	B
165	mar-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	18	A
166	mar-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	10	B
167	mar-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	6	C
168	mar-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	12	A
169	mar-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	23	A
170	mar-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	7	B
171	mar-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	12	B
172	mar-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	8	C
173	may-13	4	<i>Sparus aurata</i>	15	A
174	may-13	4	<i>Sparus aurata</i>	17	A

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
175	may-13	1	<i>Sparus aurata</i>	9	B
176	may-13	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	11	A
177	jun-13	3	<i>Sparus aurata</i>	6	A
178	jun-13	3	<i>Dicentrarchus labrax</i>	1	C
179	jun-13	5	<i>Sparus aurata</i>	30	A
180	jun-13	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	30	A
181	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	C
182	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	8	B
183	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	9	C
184	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	13	B
185	jun-13	8	<i>Sparus aurata</i>	8	A
186	jun-13	8	<i>Dicentrarchus labrax</i>	7	B
187	jun-13	9	<i>Sparus aurata</i>	6	B
188	jun-13	9	<i>Dicentrarchus labrax</i>	5	C
189	jun-13	9	<i>Dicentrarchus labrax</i>	3	B
190	jun-13	9	<i>Argyrosomus regius</i>	5	C
191	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	7	B
192	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	8	C
193	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	7	B
194	jun-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	20	A
195	jun-13	2	<i>Sparus aurata</i>	9	B
196	jun-13	2	<i>Sparus aurata</i>	10	B
197	jun-13	10	<i>Sparus aurata</i>	30	A
198	jun-13	10	<i>Dicentrarchus labrax</i>	30	A
199	jun-13	10	<i>Sparus aurata</i>	30	A
200	jul-13	4	<i>Sparus aurata</i>	12	A
201	jul-13	5	<i>Sparus aurata</i>	20	A
202	jul-13	10	<i>Sparus aurata</i>	20	A
203	jul-13	10	<i>Sparus aurata</i>	20	A

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
204	ago-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	15	A
205	ago-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	15	A
206	ago-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
207	ago-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
208	ago-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
209	sep-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	20	A
210	sep-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	17	A
211	sep-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	19	A
212	sep-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	16	A
213	sep-13	1	<i>Sparus aurata</i>	4	C
214	sep-13	1	<i>Dicentrarchus labrax</i>	4	C
215	sep-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
216	sep-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
217	sep-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
218	sep-13	5	<i>Sparus aurata</i>	15	A
219	sep-13	5	<i>Sparus aurata</i>	15	A
220	sep-13	5	<i>Sparus aurata</i>	15	A
221	sep-13	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	30	A
222	sep-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	7	C
223	sep-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	12	B
224	sep-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	10	B
225	sep-13	2	<i>Sparus aurata</i>	4	C
226	sep-13	2	<i>Sparus aurata</i>	4	C
227	sep-13	2	<i>Sparus aurata</i>	4	B
228	sep-13	2	<i>Argyrosomus regius</i>	5	A
229	sep-13	2	<i>Argyrosomus regius</i>	5	A
230	sep-13	3	<i>Sparus aurata</i>	5	B
231	sep-13	3	<i>Dicentrarchus labrax</i>	9	B
232	sep-13	3	<i>Argyrosomus regius</i>	9	B

Nº	Mes	Granja	Especie	Nº peces	Talla
233	sep-13	8	<i>Sparus aurata</i>	7	C
234	sep-13	8	<i>Dicentrarchus labrax</i>	4	C
235	sep-13	9	<i>Sparus aurata</i>	5	B
236	sep-13	9	<i>Dicentrarchus labrax</i>	4	C
237	sep-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	15	A
238	sep-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	15	A
239	sep-13	7	<i>Oncorhynchus mykiss</i>	15	A
240	sep-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
241	sep-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
242	sep-13	4	<i>Dicentrarchus labrax</i>	10	A
243	sep-13	5	<i>Sparus aurata</i>	21	A
244	sep-13	5	<i>Sparus aurata</i>	17	A
245	sep-13	5	<i>Sparus aurata</i>	16	A
246	sep-13	5	<i>Dicentrarchus labrax</i>	18	A
247	sep-13	2	<i>Sparus aurata</i>	8	C
248	sep-13	2	<i>Sparus aurata</i>	10	A
249	sep-13	3	<i>Sparus aurata</i>	6	B
250	sep-13	3	<i>Dicentrarchus labrax</i>	1	C
251	sep-13	8	<i>Sparus aurata</i>	8	C
252	sep-13	8	<i>Dicentrarchus labrax</i>	7	C
253	sep-13	9	<i>Sparus aurata</i>	6	B
254	sep-13	9	<i>Dicentrarchus labrax</i>	5	C
255	sep-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	21	A
256	sep-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	16	B
257	sep-13	6	<i>Anguilla anguilla</i>	8	C

ANEXO III. Relación de muestras tomadas en el estudio 2

N° muestra	Especie		Lonja	Peso (g)
1	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Burriana	111,0
2	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Burriana	141,0
3	Boga	<i>Boops boops</i>	Burriana	69,5
4	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Burriana	62,0
5	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	67,5
6	Boga	<i>Boops boops</i>	Burriana	73,5
7	Lagarto	<i>Synodus saurus</i>	Burriana	114,0
8	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	153,5
9	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Burriana	93,0
10	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	113,0
11	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Burriana	163,5
12	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Burriana	53,0
13	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Burriana	213,0
14	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	54,0
15	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Burriana	121,0
16	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Burriana	88,0
17	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Burriana	141,0
18	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	69,5
19	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Burriana	89,0
20	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Burriana	85,0
21	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Burriana	239,0
22	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	88,0
23	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	162,0
24	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Burriana	401,0
25	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	177,0
26	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Burriana	155,0
27	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Burriana	133,0
28	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	184,5
29	Boga	<i>Boops boops</i>	Burriana	211,5
30	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Burriana	632,0
31	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Burriana	110,0

Nº muestra	Especie		Lonja	Peso (g)
32	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Burriana	66,5
33	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Burriana	67,0
34	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Burriana	110,0
35	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Burriana	53,0
36	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	90,0
37	Sargo picudo	<i>Diplodus puntazzo</i>	Burriana	357,0
38	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	144,5
39	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Burriana	51,0
40	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	204,5
41	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	196,0
42	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Burriana	63,0
43	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	147,0
44	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Burriana	215,5
45	Boga	<i>Boops boops</i>	Burriana	115,0
46	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Burriana	107,0
47	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	136,0
48	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Burriana	413,0
49	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	86,0
50	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	133,0
51	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Burriana	82,0
52	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Burriana	140,0
53	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Burriana	60,0
54	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Burriana	243,0
55	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Burriana	263,0
56	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Burriana	191,5
57	Boga	<i>Boops boops</i>	Burriana	126,5
58	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Burriana	223,0
59	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Burriana	523,5
60	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Burriana	164,0
61	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	63,5
62	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Dénia	251,0

Nº muestra	Especie		Lonja	Peso (g)
63	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Dénia	237,0
64	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Dénia	237,0
65	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	122,5
66	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Dénia	89,5
67	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	106,5
68	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	97,0
69	Lagarto	<i>Synodus saurus</i>	Dénia	67,0
70	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	124,0
71	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	88,0
72	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Dénia	211,0
73	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	91,5
74	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Dénia	210,0
75	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	151,5
76	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	146,0
77	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	83,5
78	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	108,5
79	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Dénia	108,5
80	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	181,5
81	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	94,0
82	Sargo picudo	<i>Diplodus puntazzo</i>	Dénia	378,0
83	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Dénia	97,0
84	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Dénia	204,5
85	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	55,0
86	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	60,5
87	Lagarto	<i>Synodus saurus</i>	Dénia	95,0
88	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Dénia	51,5
89	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	230,0
90	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Dénia	98,5
91	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	93,0
92	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	77,0
93	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	93,5

Nº muestra	Especie		Lonja	Peso (g)
94	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	77,0
95	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Dénia	198,0
96	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	160,0
97	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	91,5
98	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	36,0
99	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	68,5
100	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Dénia	147,5
101	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Dénia	80,5
102	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	144,0
103	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	46,0
104	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	67,0
105	Sargo picudo	<i>Diplodus puntazzo</i>	Dénia	285,0
106	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Dénia	153,0
107	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	79,0
108	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Dénia	405,0
109	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	176,0
110	Boga	<i>Boops boops</i>	Dénia	133,0
111	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Dénia	172,0
112	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Dénia	64,0
113	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Dénia	141,0
114	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Sagunto	474,0
115	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Sagunto	182,0
116	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	108,0
117	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Sagunto	91,0
118	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Sagunto	80,5
119	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Sagunto	55,5
120	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	84,0
121	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	80,0
122	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	71,0
123	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Sagunto	378,0
124	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	65,0

N° muestra	Especie		Lonja	Peso (g)
125	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	155,0
126	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	121,5
127	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Sagunto	65,0
128	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Sagunto	225,0
129	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Sagunto	72,0
130	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	163,0
131	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	66,0
132	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Sagunto	33,0
133	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Sagunto	97,0
134	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Sagunto	185,0
135	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Sagunto	600,0
136	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Sagunto	43,0
137	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Sagunto	102,0
138	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Sagunto	40,5
139	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	195,0
140	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Sagunto	68,5
141	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Sagunto	212,5
142	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Sagunto	62,0
143	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Sagunto	73,0
144	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Sagunto	162,0
145	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Sagunto	247,5
146	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	77,0
147	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	168,5
148	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	182,0
149	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Sagunto	127,0
150	Maragota	<i>Labrus bergylta</i>	Sagunto	201,5
151	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Sagunto	43,0
152	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Sagunto	48,0
153	Lagarto	<i>Synodus saurus</i>	Sagunto	87,0
154	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Sagunto	237,0
155	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	99,0

Nº muestra	Especie		Lonja	Peso (g)
156	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Sagunto	149,0
157	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Sagunto	156,0
158	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Sagunto	108,0
159	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Sagunto	156,0
160	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	94,0
161	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Sagunto	130,5
162	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Sagunto	437,5
163	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	97,0
164	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Sagunto	71,0
165	Roncador	<i>Pomarasys incisus</i>	Sagunto	237,5
166	Boga	<i>Boops boops</i>	Sagunto	68,5
167	Brótola de fango	<i>Phycis blennoides</i>	Sagunto	249,0
168	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Sagunto	66,0
169	Caramel	<i>Spicara smaris</i>	Sagunto	115,0
170	Salema	<i>Sarpa salpa</i>	Sagunto	556,5
171	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Sagunto	152,5
172	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Sagunto	113,5
173	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Sagunto	83,0
174	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Santa Pola	144,0
175	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Santa Pola	127,0
176	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Santa Pola	116,0
177	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Santa Pola	49,0
178	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Santa Pola	142,0
179	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Santa Pola	62,0
180	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Santa Pola	84,0
181	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Santa Pola	156,0
182	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Santa Pola	32,0
183	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Santa Pola	119,0
184	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Santa Pola	105,0
185	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Santa Pola	175,5
186	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Santa Pola	95,5

N° muestra	Especie		Lonja	Peso (g)
187	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Santa Pola	77,0
188	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Santa Pola	133,0
189	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Santa Pola	37,0
190	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Santa Pola	74,5
191	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Santa Pola	149,0
192	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Santa Pola	136,0
193	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Santa Pola	58,0
194	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Santa Pola	142,5
195	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Santa Pola	147,0
196	Mojarra	<i>Diplodus vulgaris</i>	Santa Pola	79,5
197	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Vinaròs	102,5
198	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Vinaròs	61,5
199	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Vinaròs	92,0
200	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Vinaròs	121,5
201	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Vinaròs	137,0
202	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Vinaròs	114,0
203	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	149,5
204	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	168,0
205	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Vinaròs	105,0
206	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	150,0
207	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Vinaròs	137,0
208	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	129,0
209	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	144,0
210	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	122,5
211	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Vinaròs	74,0
212	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Vinaròs	148,0
213	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	166,0
214	Cabrilla	<i>Serranus cabrilla</i>	Vinaròs	121,5
215	Rubio	<i>Chelidonichthys lastoviza</i>	Vinaròs	177,5
216	Jurel	<i>Trachurus trachurus</i>	Vinaròs	126,0
217	Breca	<i>Pagellus erythrinus</i>	Vinaròs	88,0

ANEXO IV. Muestras tomadas y resultados de las encuestas del estudio 1.B

Nº granja	Especie	Nº peces	Fecha muestreo	Región	Tipo instalación	Peso (g)			Longitud (cm)			Edad (meses)	Talla siembra (g)	Tiempo procesado (h)	Aves ictiófagas									
						Medio	Mínimo	Máximo	Medio	Mínimo	Máximo				Otras	Gaviota	<i>E. garzetta</i>	<i>P. carbo</i>	Mamíferos marinos					
1	<i>S. aurata</i>	24	24/05/2010	Andalucía	Vivero	372,0	236	572	26,3	23,5	31,0	31,0	51	54	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
2	<i>D. labrax</i>	24	21/04/2010	Andalucía	Vivero	258,5	192	420	28,0	25,0	31,0	22,6	24	60	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
3	<i>S. aurata</i>	24	18/03/2010	Andalucía	Estero	433,1	304	531	27,7	25,0	29,5	31,2	7	60	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
4	<i>S. aurata</i>	24	18/03/2010	Andalucía	Estero	390,3	220	630	26,5	22,5	31,0	31,2	7	60	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
5	<i>D. labrax</i>	24	25/01/2011	Andalucía	Estero	508,6	395	579	33,8	31,5	36,0	31,1	6	56	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
6	<i>D. labrax</i>	24	11/11/2010	Andalucía	Vivero	335,2	273	390	29,4	26,0	31,0	15,7	79	72	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
7	<i>S. aurata</i>	24	11/11/2010	Andalucía	Estero	578,1	375	778	29,0	26,0	31,5	24,8	111	72	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
8	<i>S. aurata</i>	24	11/11/2010	Andalucía	Estero	365,7	208	502	25,0	20,5	27,5	37,0	55	72	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
9	<i>S. aurata</i>	24	15/11/2010	Andalucía	Estero	520,7	383	680	27,8	25,5	29,5	17,7	10	60	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10	<i>D. labrax</i>	24	27/05/2010	Andalucía	Vivero	268,5	170	451	27,5	23,5	33,0	21,0	21	54	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
11	<i>S. aurata</i>	24	14/12/2010	Andalucía	Vivero	442,6	316	564	27,5	23,5	30,0	21,6	47	72	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
12	<i>S. aurata</i>	24	02/05/2011	Canarias	Vivero	212,5	68	365	22,0	18,0	26,5	14,3	4	56	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
13	<i>A. regius</i>	24	03/03/2011	Canarias	Vivero	347,0	297	393	32,6	30,0	34,5	20,4	10	48	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
14	<i>D. labrax</i>	24	20/12/2010	Canarias	Vivero	359,3	289	405	31,1	29,0	32,5	19,9	2	52	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
15	<i>S. aurata</i>	23	01/06/2010	Canarias	Vivero	461,8	332	547	27,3	24,0	29,0	15,4	8	54	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-

Nº granja	Especie	Nº peces	Fecha muestreo	Región	Tipo instalación	Peso (g)			Longitud (cm)			Edad (meses)	Talla siembra (g)	Tiempo procesado (h)	Mamíferos marinos	Aves ictiófagas				
						Medio	Mínimo	Máximo	Media	Mínimo	Máximo					Otras	Gaviota	<i>E. garzetta</i>	<i>P. carbo</i>	
16	<i>D. labrax</i>	24	07/06/2010	Canarias	Vivero	361,0	260	557	29,8	27,0	34,0	19,0	5	56	+	-	-	+	+	-
17	<i>S. aurata</i>	24	22/04/2010	Canarias	Vivero	222,5	180	249	22,1	21,0	23,0	18,8	6	60	+	-	-	+	+	-
18	<i>D. labrax</i>	24	09/02/2011	Canarias	Vivero	361,0	295	404	32,1	29,5	34,0	22,8	9	140	-	-	-	+	+	-
19	<i>S. aurata</i>	24	20/12/2010	Canarias	Vivero	362,5	300	395	25,8	24,0	26,5	18,1	5	52	+	-	-	+	+	-
20	<i>D. labrax</i>	22	01/06/2010	Canarias	Vivero	413,5	303	631	31,0	28,0	34,4	23,7	9	54	+	-	-	+	+	+
21	<i>S. aurata</i>	24	17/06/2010	Cataluña	Vivero	344,7	271	477	25,7	24,0	28,5	23,4	14	56	-	-	-	+	+	+
22	<i>S. aurata</i>	24	13/12/2010	Cataluña	Vivero	426,8	348	567	27,2	25,5	29,5	29,7	12	56	-	-	-	+	+	+
23	<i>D. labrax</i>	24	17/06/2010	Cataluña	Vivero	340,5	220	488	30,6	26,0	34,5	22,9	10	56	-	-	-	+	+	+
24	<i>S. maximus</i>	24	08/04/2010	Galicia	Tanque	376,3	254	440	28,2	27,0	29,5	18,8	10	72	-	-	-	-	-	-
25	<i>S. maximus</i>	24	14/10/2010	Galicia	Tanque	1.005,3	852	1.210	36,7	34,0	39,5	17,8	15	72	-	-	-	-	-	-
26	<i>S. maximus</i>	24	08/04/2010	Galicia	Tanque	1.102,5	493	1.318	37,6	31,0	40,5	19,6	18	72	-	-	-	-	-	-
27	<i>S. maximus</i>	24	14/10/2010	Galicia	Tanque	921,4	628	1.315	34,8	31,0	39,0	13,7	49	72	-	-	-	-	-	-
28	<i>S. maximus</i>	24	09/04/2010	Galicia	Tanque	1.241,3	1.018	1.434	38,3	35,0	40,5	21,6	10	56	-	-	-	-	-	-
29	<i>S. maximus</i>	24	15/10/2010	Galicia	Tanque	762,5	496	921	33,8	31,5	36,0	19,8	8	56	-	-	-	-	-	+
30	<i>D. labrax</i>	24	21/04/2010	Murcia	Vivero	682,0	402	1.111	37,1	31,0	43,0	33,3	17	60	+	-	-	+	+	-

Nº granja	Especie	Nº peces	Fecha muestreo	Región	Tipo instalación	Peso (g)			Longitud (cm)			Edad (meses)	Talla siembra (g)	Tiempo procesado (h)	Aves ictiófagas					
						Medio	Mínimo	Máximo	Medio	Mínimo	Máximo				Otras	Gaviota	<i>E. garzetta</i>	<i>P. carbo</i>	Mamíferos marinos	
31	<i>S. aurata</i>	24	21/06/2010	Murcia	Vivero	520,9	421	623	29,0	27,0	31,0	26,5	10	72	+	+	+	+	-	+
32	<i>A. regius</i>	24	21/06/2010	Murcia	Vivero	2.832,5	1.226	3.828	64,4	51,0	71,0	35,7	17	56	+	+	-	-	+	-
33	<i>S. aurata</i>	24	30/11/2010	Murcia	Vivero	212,3	141	386	21,9	19,0	26,0	15,9	10	72	+	+	-	-	+	-
34	<i>S. aurata</i>	24	10/12/2010	Murcia	Vivero	618,8	288	867	29,9	24,5	33,0	22,7	80	52	+	+	+	-	-	-
35	<i>S. aurata</i>	24	19/05/2010	C. Valenciana	Vivero	375,4	308	463	27,1	25,0	29,0	21,7	5	60	+	+	-	-	+	-
36	<i>D. labrax</i>	24	08/10/2010	C. Valenciana	Vivero	389,3	316	529	30,8	29,0	33,0	16,1	10	72	+	+	+	-	-	-
37	<i>S. aurata</i>	24	22/03/2011	C. Valenciana	Vivero	253,3	137	291	22,7	19,5	25,0	21,1	14	54	+	+	+	+	+	-
38	<i>S. aurata</i>	24	31/01/2011	C. Valenciana	Vivero	412,7	256	684	26,4	24,0	30,0	18,7	25	56	+	+	-	-	+	-
39	<i>S. aurata</i>	24	22/06/2010	C. Valenciana	Vivero	340,1	269	409	24,8	23,0	27,0	15,7	30	56	+	+	+	+	+	-
40	<i>D. labrax</i>	24	10/12/2010	C. Valenciana	Vivero	523,8	323	648	33,8	29,5	36,5	19,7	38	52	+	+	+	-	-	-
41	<i>S. aurata</i>	24	21/04/2011	C. Valenciana	Vivero	491,5	242	1.203	28,5	24,5	38,0	35,5	42	60	+	+	+	+	+	-
42	<i>S. aurata</i>	24	14/12/2010	C. Valenciana	Vivero	533,4	336	703	28,8	26,0	31,5	23,4	62	72	+	+	+	+	-	-
43	<i>S. aurata</i>	24	19/10/2010	C. Valenciana	Vivero	339,2	245	428	24,3	21,5	26,0	24,0	30	56	+	+	+	-	+	-
44	<i>D. labrax</i>	24	19/05/2011	C. Valenciana	Vivero	373,4	189	589	29,5	22,5	35,0	22,5	11	60	+	+	+	-	+	-
45	<i>A. regius</i>	24	19/10/2010	C. Valenciana	Vivero	1.398,6	1.119	1.547	53,6	50,0	56,0	28,5	7	52	+	+	+	-	+	-

P. carbo: *Phalacrocorax carbo*; *E. garzetta*: *Egretta garzetta*; +: presente; -: ausente

ANEXO V. Resultados de los análisis del estudio 1.B

N° granja	N° peces	Visceras						Musculatura ventral						Musculatura dorsal						Cabeza y espinas		
		Peso medio visceras		UV		Dig.		Izquierda		Derecha		Izquierda		Derecha		Izquierda		Derecha		Visual	UV	
1	24	14,71	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
2	24	11,50	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
3	24	17,89	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
4	24	14,44	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
5	24	38,34	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
6	24	32,32	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
7	24	50,02	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
8	24	41,20	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
9	24	35,57	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
10	24	16,32	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
11	24	28,40	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
12	24	16,33	0/24	0/24	0/24	0/24	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/4	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/5	0/24	0/24
13	24	14,27	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
14	24	27,46	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
15	23	29,33	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23	0/23

Nº granja	Nº peces	Visceras			Musculatura ventral						Musculatura dorsal						Cabeza y espinas			
		Peso medio visceras	Visual	UV	Dig.	Izquierda			Derecha			Izquierda			Derecha			Visual	UV	
16	24	35,37	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
17	24	9,41	0/24	0/24	0/24	0/24	0/7	0/24	0/24	0/24	0/7	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
18	24	25,46	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
19	24	25,46	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
20	22	32,62	0/22	0/22	0/22	0/22	0/5	0/22	0/22	0/22	0/5	0/22	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/22	0/22
21	24	14,29	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
22	24	20,48	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
23	24	21,16	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
24	24	11,64	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
25	24	23,81	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
26	24	34,31	0/24	0/24	0/24	0/24	0/4	0/24	0/24	0/24	/0/4	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
27	24	22,71	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
28	24	22,33	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
29	24	22,11	0/24	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/24	0/24	0/5	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24
30	24	23,14	0/24	0/24	0/24	0/24	0/10	0/24	0/24	0/24	0/10	0/24	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/10	0/24	0/24

N° granja	N° peces	Visceras						Musculatura ventral						Musculatura dorsal						Cabeza y espinas		
		Peso medio visceras		Visual		UV		Dig.		Izquierda		Derecha		Visual		UV		Dig.		Visual		UV
31	24	22,78	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
32	24	129,15	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
33	24	10,57	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
34	24	22,87	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
35	24	15,21	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
36	24	22,87	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
37	24	11,96	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
38	24	22,28	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
39	24	15,72	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
40	24	21,59	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
41	24	25,20	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
42	24	22,06	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
43	24	21,87	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
44	24	21,87	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24
45	24	21,30	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24	0/24