



<http://portaildoc.univ-lyon1.fr>

Creative commons : Paternité - Pas d'Utilisation Commerciale -  
Pas de Modification 2.0 France (CC BY-NC-ND 2.0)



<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/2.0/fr>

2017

THESE n°135

# **THESE**

pour le DIPLOME D'ETAT DE DOCTEUR EN PHARMACIE

présentée et soutenue publiquement le 13 décembre 2017 par

Mme BOURRET Ludivine

Née le 04/10/1986

A Valence (26)

\*\*\*\*\*

## **LES ANISAKIDES ET L'ANISAKIDOSE :** **ETAT DES LIEUX DE L'EPIDEMIOLOGIE ET DES** **CONNAISSANCES DE LA POPULATION FRANCAISE SUR** **CETTE PARASITOSE DE POISSON**

\*\*\*\*\*

JURY

Mme AZZOUZ-MAACHE Samira, Maître de Conférences

M. LAWTON Philippe, Professeur

M. BARRAL Guy, Docteur en Pharmacie

Mme GOUDABLE Joëlle, Professeur des Universités et Praticien Hospitalier

**UNIVERSITE CLAUDE BERNARD LYON 1**  
**ISPB -Faculté de Pharmacie Lyon**

**LISTE DES DEPARTEMENTS PEDAGOGIQUES**

**DEPARTEMENT PEDAGOGIQUE DE SCIENCES PHYSICO-CHIMIQUE ET  
PHARMACIE GALENIQUE**

- **CHIMIE ANALYTIQUE, GENERALE, PHYSIQUE ET MINERALE**

- Monsieur Raphaël TERREUX (Pr)
- Madame Julie-Anne CHEMELLE (MCU)
- Madame Anne DENUZIERE (MCU)
- Monsieur Lars-Petter JORDHEIM(MCU-HDR)
- Madame Christelle MACHON (MCU-PH)

- **PHARMACIE GALENIQUE - COSMETOLOGIE**

- Madame Marie-Alexandrine BOLZINGER (Pr)
- Madame Stéphanie BRIANCON (Pr)
- Madame Françoise FALSON (Pr)
- Monsieur Hatem FESSI (Pr)
- Monsieur Fabrice PIROT (PU - PH)
- Monsieur Eyad AL MOUAZEN (MCU)
- Madame Sandrine BOURGEOIS (MCU)
- Madame Ghania HAMDY-DEGOBERT (MCU-HDR)
- Monsieur Plamen KIRILOV (MCU)
- Madame Giovanna LOLLO (MCU)
- Monsieur Damien SALMON (AHU)

- **BIOPHYSIQUE**

- Madame Laurence HEINRICH (MCU)
- Monsieur David KRYZA (MCU – PH - HDR)
- Madame Sophie LANCELOT (MCU - PH)
- Monsieur Cyril PAILLER-MATTEI (MCU-HDR)
- Madame Elise LEVIGOUREUX (AHU)

**DEPARTEMENT PEDAGOGIQUE PHARMACEUTIQUE DE SANTE PUBLIQUE**

- **DROIT DE LA SANTE**

- Monsieur François LOCHER (PU – PH)
- Madame Valérie SIRANYAN (MCU - HDR)

- **ECONOMIE DE LA SANTE**  
 Madame Nora FERDJAOUI MOUMJID (MCU - HDR)  
 Madame Carole SIANI (MCU – HDR)  
 Monsieur Hans-Martin SPÄTH (MCU)
  
- **INFORMATION ET DOCUMENTATION**  
 Monsieur Pascal BADOR (MCU - HDR)
  
- **HYGIENE, NUTRITION, HYDROLOGIE ET ENVIRONNEMENT**  
 Madame Joëlle GOUDABLE (PU – PH)
  
- **INGENIERIE APPLIQUEE A LA SANTE ET DISPOSITIFSMEDICAUX**  
 Monsieur Gilles AULAGNER (PU – PH)  
 Monsieur Daniel HARTMANN (Pr)
  
- **QUALITOLOGIE – MANAGEMENT DE LA QUALITE**  
 Madame Alexandra CLAYER-MONTEMBault (MCU)  
 Monsieur Vincent GROS (MCU-PAST)  
 Madame Audrey JANOLY-DUMENIL (MCU-PH)  
 Madame Pascale PREYNAT (MCU PAST)
  
- **MATHEMATIQUES – STATISTIQUES**  
 Madame Claire BARDEL-DANJEAN (MCU-PH)  
 Madame Marie-Aimée DRONNE (MCU)  
 Madame Marie-Paule GUSTIN (MCU - HDR)

## **DEPARTEMENT PEDAGOGIQUE SCIENCES DU MEDICAMENT**

- **CHIMIE ORGANIQUE**  
 Monsieur Pascal NEBOIS (Pr)  
 Madame Nadia WALCHSHOFER (Pr)  
 Monsieur Zouhair BOUAZIZ (MCU - HDR)  
 Madame Christelle MARMINON (MCU)  
 Madame Sylvie RADIX (MCU -HDR)  
 Monsieur Luc ROCHEBLAVE (MCU - HDR)
  
- **CHIMIE THERAPEUTIQUE**  
 Monsieur Marc LEBORGNE (Pr)  
 Monsieur Thierry LOMBERGET (Pr)  
 Monsieur Laurent ETTOUATI (MCU - HDR)  
 Madame Marie-Emmanuelle MILLION (MCU)

- **BOTANIQUE ET PHARMACOGNOSIE**

Madame Marie-Geneviève DIJOUX-FRANCA (Pr)  
Madame Anne-Emmanuelle HAY DE BETTIGNIES (MCU)  
Madame Isabelle KERZAON (MCU)  
Monsieur Serge MICHALET (MCU)

- **PHARMACIE CLINIQUE, PHARMACOCINETIQUE ET EVALUATION DU MEDICAMENT**

Madame Roselyne BOULIEU (PU – PH)  
Madame Catherine RIOUFOL (PU- PH)  
Madame Magali BOLON-LARGER (MCU - PH)  
Madame Christelle CHAUDRAY-MOUCHOUX (MCU-PH)  
Madame Céline PRUNET-SPANO (MCU)  
Madame Florence RANCHON (MCU-PH)

## **DEPARTEMENT PEDAGOGIQUE DE PHARMACOLOGIE, PHYSIOLOGIE ET TOXICOLOGIE**

- **TOXICOLOGIE**

Monsieur Jérôme GUITTON (PU – PH)  
Madame Léa PAYEN (PU-PH)  
Monsieur Bruno FOUILLET (MCU)  
Monsieur Sylvain GOUTELLE (MCU-PH)

- **PHYSIOLOGIE**

Monsieur Christian BARRES (Pr)  
Madame Kiao Ling LIU (MCU)  
Monsieur Ming LO (MCU - HDR)

- **PHARMACOLOGIE**

Monsieur Michel TOD (PU – PH)  
Monsieur Luc ZIMMER (PU – PH)  
Monsieur Roger BESANCON (MCU)  
Monsieur Laurent BOURGUIGNON (MCU-PH)  
Madame Evelyne CHANUT (MCU)  
Monsieur Nicola KUCZEWSKI (MCU)  
Madame Dominique MARCEL CHATELAIN (MCU-HDR)

- **COMMUNICATION**

Monsieur Ronald GUILLOUX (MCU)

- **ENSEIGNANTS ASSOCIES TEMPORAIRES**

Monsieur Olivier CATALA (Pr-PAST)  
Madame Corinne FEUTRIER (MCU-PAST)  
Madame Mélanie THUDEROZ (MCU-PAST)

## **DEPARTEMENT PEDAGOGIQUE DES SCIENCES BIOMEDICALES A**

- **IMMUNOLOGIE**

Monsieur Guillaume MONNERET (PU-PH)  
Madame Cécile BALTER-VEYSSEYRE (MCU - HDR)  
Madame Morgane GOSSEZ (AHU)  
Monsieur Sébastien VIEL (AHU)

- **HEMATOLOGIE ET CYTOLOGIE**

Madame Christine VINCIGUERRA (PU - PH)  
Madame Brigitte DURAND (MCU - PH)  
Monsieur Yohann JOURDY (AHU)

- **MICROBIOLOGIE ET MYCOLOGIE FONDAMENTALE ET APPLIQUEE AUX BIOTECHNOLOGIE INDUSTRIELLES**

Monsieur Patrick BOIRON (Pr)  
Monsieur Jean FRENEY (PU – PH)  
Monsieur Frédéric LAURENT (PU-PH-HDR)  
Madame Florence MORFIN (PU – PH)  
Monsieur Didier BLAHA (MCU)  
Madame Ghislaine DESCOURS (MCU-PH)  
Madame Anne DOLEANS JORDHEIM (MCU-PH)  
Madame Emilie FROBERT (MCU - PH)  
Madame Véronica RODRIGUEZ-NAVA (MCU-HDR)

- **PARASITOLOGIE, MYCOLOGIE MEDICALE**

Monsieur Philippe LAWTON (Pr)  
Madame Nathalie ALLIOLI (MCU)  
Madame Samira AZZOUZ-MAACHE (MCU - HDR)

## **DEPARTEMENT PEDAGOGIQUE DES SCIENCES BIOMEDICALES B**

- **BIOCHIMIE – BIOLOGIE MOLECULAIRE - BIOTECHNOLOGIE**

Madame Pascale COHEN (Pr)  
Madame Caroline MOYRET-LALLE (Pr)  
Monsieur Alain PUISIEUX (PU - PH)  
Madame Emilie BLOND (MCU-PH)  
Monsieur Karim CHIKH (MCU - PH)  
Madame Carole FERRARO-PEYRET (MCU - PH-HDR)  
Monsieur Boyan GRIGOROV (MCU)  
Monsieur Hubert LINCET (MCU-HDR)  
Monsieur Olivier MEURETTE (MCU)  
Madame Angélique MULARONI (MCU)  
Madame Stéphanie SENTIS (MCU)  
Monsieur Anthony FOURIER (AHU)

- **BIOLOGIE CELLULAIRE**  
 Madame Bénédicte COUPAT-GOUTALAND (MCU)  
 Monsieur Michel PELANDAKIS (MCU - HDR)
  
- **INSTITUT DE PHARMACIE INDUSTRIELLE DE LYON**  
 Madame Marie-Alexandrine BOLZINGER (Pr)  
 Monsieur Daniel HARTMANN (Pr)  
 Monsieur Philippe LAWTON (Pr)  
 Madame Sandrine BOURGEOIS (MCU)  
 Madame Marie-Emmanuelle MILLION (MCU)  
 Madame Alexandra MONTEMBault (MCU)  
 Madame Angélique MULARONI (MCU)  
 Madame Valérie VOIRON (MCU - PAST)
  
- **Assistants hospitalo-universitaires sur plusieurs départements pédagogiques**  
 Monsieur Alexandre JANIN
  
- **Attachés Temporaires d'Enseignement et de Recherche (ATER)**  
 Monsieur Karim MILADI (85ème section)  
 Monsieur Antoine ZILLER (87ème section)

**Pr** : Professeur

**PU-PH** : Professeur des Universités, Praticien Hospitalier

**MCU** : Maître de Conférences des Universités

**MCU-PH** : Maître de Conférences des Universités, Praticien Hospitalier

**HDR** : Habilitation à Diriger des Recherches

**AHU** : Assistant Hospitalier Universitaire

**PAST** : Personnel Associé Temps Partiel

## **REMERCIEMENTS**

### *Aux membres du Jury*

#### **A Mme AZZOUZ-MAACHE Samira**

*Maître de Conférences*

Pour m'avoir fait l'honneur de présider le jury de cette thèse.

Pour avoir accepté de diriger ce travail et pour le temps que vous m'avez accordé. Vous m'avez permis, grâce à vos compétences, de le mener à terme.

Veillez trouver ici le témoignage de ma reconnaissance et de mes sincères remerciements.

#### **A M. LAWTON Philippe**

*Professeur*

Pour m'avoir fait l'honneur de faire partie de mon jury de thèse et pour le temps que vous avez accordé à mon travail.

Veillez trouver ici l'expression de ma sincère reconnaissance.

#### **A Mme GOUDABLE Joëlle**

*Professeur des Universités et Praticien Hospitalier*

Pour la lecture de cette étude et pour avoir accepté d'être membre de ce jury.

Veillez trouver ici mes sincères remerciements.

#### **A M. BARRAL Guy**

*Docteur en Pharmacie*

Pour avoir aimablement accepté de participer à ce jury de thèse et pour le temps que vous avez accordé à mon travail.

Veillez trouver ici mes sincères remerciements.

A toutes les personnes qui ont aimablement répondu au questionnaire, car cette thèse ne serait pas là sans eux.

**A mes parents,**

Pour m'avoir enseigné les valeurs simples de la vie.

Pour m'avoir permis d'avancer et m'avoir permis de pouvoir réaliser mes rêves.

Et surtout pour votre amour inconditionnel tout au long de ces années.

**A mon frère,**

Pour avoir réussi à me supporter pendant toutes ces années.

Merci pour avoir accepté de relire et de corriger mon travail.

Bonne route à toi pour la suite.

**A Benjamin,**

Pour m'accompagner dans tous les moments, bons comme difficiles, merci.

Nos chemins se sont croisés au cours d'un clic, et depuis je n'imagine plus ma vie sans toi à mes côtés... Together we touch the sky !

**A ma famille,**

Pour votre présence et pour m'avoir toujours soutenu quelque soit les circonstances durant toutes ces années.

**A la Pharmacie de la Sanne,**

Le travail ne serait pas aussi agréable si je ne vous avais pas à mes côtés.

JP merci pour votre confiance et pour m'avoir permis de voir le métier de pharmacien autrement.

**A mes amis,**

**Aux Archers du Rhodia**

A Cath, JB, Polo, Caro, Papy, Benoit, Marc, Didier, Romain... Le fameux club des grains !

Merci pour tous ces instants de foux rires, de potins, d'apéros, de défis et d'entraide...

Merci de toujours être là dans les bons comme dans les mauvais moments.

Vous êtes ma seconde famille.

**A mes copinous du Vélo/Roller,**

A bientôt pour de nouvelles expéditions randos (avec au moins 4 paires de chaussettes).

**A mes copinous du MyBeers**

A bientôt pour de nouveaux apéro-quizz.

**A Vivi et Poppy,**

Pour tous ces moments inoubliables (avé l'accent).

Et bien sûr à tous ceux que j'oublie et qui se reconnaîtront.

# **TABLES DES MATIERES**

<b>LISTE DES FIGURES.....</b>	<b>12</b>
<b>LISTES DES TABLEAUX .....</b>	<b>16</b>
<b>LISTES DES ABREVIATIONS .....</b>	<b>17</b>
<b>INTRODUCTION.....</b>	<b>19</b>
<b>PREMIERE PARTIE : LES PARASITES DE LA FAMILLE DES ANISAKIDES ET L'ANISAKIDOSE .....</b>	<b>21</b>
<b>1. Les parasites : les Anisakidés .....</b>	<b>23</b>
1.1 Historique .....	23
1.2 Taxonomie des Anisakidés.....	24
1.3 Morphologie des Anisakidés : caractères macroscopiques et microscopiques.....	27
1.4 Cycle biologique général.....	28
1.5 Le genre <i>Anisakis</i> .....	30
1.5.1 Morphologie des larves d' <i>Anisakis</i> spp. ....	30
1.5.2 Cycle évolutif du genre <i>Anisakis</i> .....	32
1.6 Le genre <i>Pseudoterranova</i> . ....	33
1.6.1 Morphologie des larves de <i>Pseudoterranova</i> spp.....	33
1.6.2 Cycle du genre <i>Pseudoterranova</i> .....	35
1.7 Le genre <i>Contracaecum</i> .....	37
1.7.1 Morphologie des larves de <i>Contracaecum</i> spp .....	37
1.7.2 Cycle évolutif du genre <i>Contracaecum</i> .....	39
1.8 Le genre <i>Hysterothylacium</i> .....	41
1.8.1 Morphologie des larves d' <i>Hysterothylacium</i> spp .....	41
1.8.2 Cycle évolutif du genre <i>Hysterothylacium</i> .....	43
<b>2. La parasitose : l'Anisakidose.....</b>	<b>48</b>
2.1 Définition .....	48
2.2 Historique .....	49
2.3 Parasites impliqués : Genres ayant un risque pathogène pour l'homme .....	50
2.4 Physiopathologie et signes cliniques .....	50
2.4.1 La forme gastro-duodénale .....	51
2.4.2 La forme intestinale .....	51
2.4.3 La forme allergique .....	52
2.5 Modes de contamination .....	55
2.6 Population à risques .....	55
2.7 Relation effet-dose .....	56
2.8 Diagnostic .....	56
2.9 Traitements.....	57
2.10 Prévention .....	57

2.11	Epidémiologie de l'Anisakidose .....	58
2.11.1	Recensement des cas d'Anisakidose en France .....	59
2.11.2	Exemples de cas recensés en France et en Espagne .....	61
<b>DEUXIEME PARTIE : HOTES ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE DES ANISAKIDES</b>		<b>63</b>
<b>1.</b>	<b>Hôtes possibles du parasite et leur Prévalence.....</b>	<b>65</b>
1.1	Hôtes intermédiaires.....	65
1.2	Hôtes paraténiques et leur Prévalence .....	69
1.2.1	Céphalopodes .....	69
1.2.2	Poissons .....	71
1.3	Hôtes définitifs et leur Prévalence.....	78
1.4	L'Homme = hôte accidentel .....	83
<b>2.</b>	<b>Distribution géographique des différents genres d'Anisakidés .....</b>	<b>84</b>
2.1	Distribution mondiale des Anisakidés.....	84
2.2	Le genre <i>Anisakis</i> .....	86
2.2.1	Répartition des espèces du genre <i>Anisakis</i> chez trois espèces de poissons présentes dans l'océan Atlantique et la mer Méditerranée .....	93
	Répartition d' <i>Anisakis</i> spp chez le Merlu commun ( <i>Merluccius merluccius</i> ) .....	93
	Répartition d' <i>Anisakis</i> spp chez le Chinchard commun ( <i>Trachurus trachurus</i> ).....	95
	Répartition d' <i>Anisakis</i> spp chez l'Espadon ( <i>Xiphias gladius</i> ).....	96
2.3	Le genre <i>Pseudoterranova</i> .....	97
2.4	Le genre <i>Contracaecum</i> .....	98
2.5	Facteurs influençant leur distribution géographique .....	100
2.5.1	Facteurs intrinsèques ou biotiques .....	100
2.5.2	Facteurs extrinsèques ou abiotiques .....	101
<b>TROISIEME PARTIE : DONNEES SUR L'ORIGINE DES ESPECES INFESTEES ET SUR LA CONSOMMATION DE POISSON.....</b>		<b>105</b>
<b>1.</b>	<b>Espèces de poissons infestées par des Anisakidés.....</b>	<b>107</b>
1.1	Espèces sauvages.....	107
1.2	Espèces d'élevage .....	108
<b>2.</b>	<b>Données de consommation des produits de la pêche issus de la mer .....</b>	<b>111</b>
2.1	Dans le monde .....	111
2.2	En Europe.....	115
2.3	En France .....	119
<b>3.</b>	<b>Les différentes espèces de poissons consommées .....</b>	<b>123</b>
<b>QUATRIEME PARTIE : LE PARASITE DANS LE POISSON .....</b>		<b>127</b>
<b>1.</b>	<b>Localisation des larves chez les Poissons .....</b>	<b>129</b>
1.1	Les sites d'infestation.....	129
1.2	La migration des larves post-mortem .....	131
<b>2.</b>	<b>Recherche de larves d'Anisakidés chez différentes espèces de poissons .....</b>	<b>133</b>

2.1	Matériels et Méthodes .....	133
2.1.1	Matériels .....	133
2.1.2	Méthodes.....	135
2.2	Résultats .....	135
<b>CINQUIEME PARTIE : PROPHYLAXIE DES RISQUES.....</b>		<b>141</b>
<b>1.</b>	<b>Méthodes de détection du parasite .....</b>	<b>143</b>
1.1	Inspection visuelle.....	143
1.2	Transillumination .....	144
1.3	Examen à l'œil nu après découpe.....	145
1.4	Méthode par écrasement (« pressing method »).....	146
1.5	Digestion artificielle .....	147
1.6	Comparaison des méthodes de détection.....	147
<b>2.</b>	<b>Méthodes d'identification du parasite .....</b>	<b>148</b>
2.1	Identification morphologique .....	148
2.2	Identification par les méthodes biochimiques .....	148
	La méthode MEE ou MLEE .....	148
	La méthode ELISA .....	149
2.3	Identification par les méthodes moléculaires .....	149
	La méthode PCR .....	149
<b>3.</b>	<b>Méthodes d'élimination du parasite .....</b>	<b>150</b>
3.1	Elimination des parasites.....	150
3.2	Traitements physiques.....	152
3.2.1	Congélation .....	152
3.2.2	Cuisson .....	154
3.2.3	Fumage .....	155
3.2.4	Irradiation (Ionisation) .....	155
3.2.5	Hautes pressions hydrostatiques .....	156
3.2.6	Séchage .....	157
3.2.7	Courant électrique basse tension .....	157
3.2.8	Tableau récapitulatif des méthodes de traitement physique .....	158
3.3	Traitements chimiques .....	159
3.3.1	Salage .....	159
3.3.2	Marinage .....	160
<b>CONCLUSIONS.....</b>		<b>163</b>
<b>ANNEXES.....</b>		<b>165</b>
<b>BIBLIOGRAPHIE.....</b>		<b>183</b>

## LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Graphique représentant le pourcentage de personnes ayant déjà entendu parler ou non du parasite « <i>Anisakis</i> » .....	28
Figure 2 : Cycle évolutif général des Anisakidés.....	29
Figure 3 : Larve L3 d' <i>Anisakis simplex</i> observée chez <i>Plagioscion squamosissimus</i> .....	30
Figure 4 : Larve L3 d' <i>Anisakis simplex</i> (partie antérieure) observée au microscope électronique à balayage .....	31
Figure 5 : Larve L3 d' <i>Anisakis simplex</i> (partie postérieure) observée au microscope électronique à balayage .....	31
Figure 6 : Cycle biologique d' <i>Anisakis simplex</i> .....	33
Figure 7 : Larve L3 de <i>Pseudoterranova cattani</i> observée chez <i>Prionotus nudigula</i> .....	34
Figure 8 : Larve L3 de <i>Pseudoterranova cattani</i> .....	34
Figure 9 : Cycle biologique de <i>Pseudoterranova decipiens</i> .....	36
Figure 10 : Larve L3 de <i>Contracaecum</i> spp observées chez <i>Hoplias malabaricus</i> et <i>Hoplerythrinus Unitaeniatus</i> .....	38
Figure 11 : Larve adulte mâle de <i>Contracaecum rudolphii</i> .....	38
Figure 12 : Larve adulte mâle de <i>Contracaecum rudolphii</i> .....	39
Figure 13 : Cycle biologique de <i>Contracaecum osculatum</i> .....	40
Figure 14 : Larve L3 d' <i>Hysterothylacium deardorffoverstreetorum</i> .....	41
Figure 15 : Larve L3 d' <i>Hysterothylacium aduncum</i> observée chez <i>Themisto gaudiaudii</i> , <i>Engraulis anchoita</i> ou <i>Merluccius hubbsi</i> .....	42
Figure 16 : Cycle biologique d' <i>Hysterothylacium aduncum</i> .....	44
Figure 17 : Schéma comparatif de la morphologie de différentes larves de stade 3 (L3) d'Anisakidés : <i>Anisakis simplex</i> , <i>Pseudoterranova decipiens</i> , <i>Contracaecum</i> sp, <i>Hysterothylacium</i> sp.....	46
Figure 18 : Larve de stade 3 (L3) d' <i>Anisakis simplex</i> (longueur totale : 30 mm) chez <i>Clupea harengus</i> .....	47
Figure 19 : Larve de stade 3 (L3) de <i>Pseudoterranova decipiens</i> (longueur totale : 45 mm) chez <i>Gadus morhua</i> . (36) .....	47
Figure 20 : Larve de stade 3 (L3) de <i>Contracaecum osculatum</i> (longueur totale : 20-30 mm) chez <i>Gadus morhua</i> .....	47
Figure 21 : Larve de stade 3 (L3) d' <i>Hysterothylacium</i> sp chez <i>Diplodon suavidicus</i> .....	47
Figure 22 : Graphique représentant le pourcentage de personnes ayant déjà entendu parler ou non de la parasitose Anisakidose.....	48

Figure 23 : Historique de l'Anisakidose .....	49
Figure 24 : Schéma représentant la réaction immunitaire de l'homme vis-à-vis d' <i>Anisakis simplex</i> vivant, inactivé et de ses allergènes .....	53
Figure 25 : Graphique représentant les différents symptômes ressentis ou non après une consommation de poisson .....	54
Figure 26 : Graphique représentant les différentes manières de consommer le poisson. ....	55
Figure 27 : Images d'endoscopie montrant la présence de larves d'Anisakidés au niveau de la muqueuse digestive .....	56
Figure 28 : Carte représentant les zones où des cas d'Anisakidose humaine ont été recensés	58
Figure 29 : Nombre de cas d'anisakidose (certains, possibles ou allergiques) identifiés dans le réseau Anofel et nombre de cas d'anaphylaxie grave dus aux anisakidés repérés dans le réseau d'allergovigilance (RAV) en France métropolitaine, 2010-2014 .....	60
Figure 30 : Nombre total de cas d'anisakidose (réseau Anofel et réseau d'allergovigilance, RAV) identifiés entre 2010 et 2014 en France métropolitaine comparés aux cas identifiés par le PMSI.....	61
Figure 31 : Relations phylogénétiques entre les différentes espèces d' <i>Anisakis spp.</i> et leurs hôtes définitifs (cétacés).....	78
Figure 32 : Répartition des parasites du genre <i>Pseudoterranova</i> et de plusieurs espèces de <i>Contracaecum osculatum</i> chez leurs hôtes définitifs pinnipèdes, au niveau de l'océan Atlantique Nord.....	79
Figure 33 : Relations phylogénétiques entre les différentes espèces de <i>Contracaecum spp</i> et leurs hôtes définitifs (pinnipèdes) .....	80
Figure 34 : Cycle biologique schématique des genres <i>Anisakis</i> , <i>Pseudoterranova</i> et <i>Contracaecum</i> au niveau de l'océan Atlantique Nord-Est .....	83
Figure 35 : Répartition mondiale des Anisakidés .....	85
Figure 36 : Carte de présence des espèces du genre <i>Anisakis</i> .....	86
Figure 37 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis simplex</i> (s.s.), modélisés sous forme de carte de points.....	87
Figure 38 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis pegreffii</i> , modélisés sous forme de carte de points .....	88
Figure 39 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis typica</i> , modélisés sous forme de carte de points .....	88
Figure 40 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis ziphidarum</i> , modélisés sous forme de carte de points.....	89
Figure 41 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis brevispiculata</i> , modélisés sous forme de carte de points.....	89
Figure 42 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis physeteris</i> , modélisés sous forme de carte de points .....	90
Figure 43 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis nascettii</i> , modélisés sous forme de carte de points .....	90

Figure 44 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis paggiae</i> , modélisés sous forme de carte de points .....	91
Figure 45 : Enregistrements de présence d' <i>Anisakis berlandi</i> , modélisés sous forme de carte de points .....	91
Figure 46 : Modélisation de la répartition d' <i>Anisakis simplex C</i> .....	92
Figure 47 : Carte représentant la répartition des larves d' <i>Anisakis</i> spp identifiées génétiquement chez <i>Merluccius merluccius</i> au niveau de la mer Méditerranée et de l'océan Atlantique.....	94
Figure 48 : Carte représentant la répartition des larves d' <i>Anisakis</i> spp identifiées génétiquement chez <i>Trachurus trachurus</i> au niveau de la mer Méditerranée et de l'océan Atlantique .....	95
Figure 49 : Carte représentant la répartition des larves d' <i>Anisakis</i> spp identifiées génétiquement chez <i>Xiphias gladius</i> au niveau de la mer Méditerranée et de l'océan Atlantique .....	96
Figure 50 : Carte représentant la répartition des espèces du genre <i>Pseudoterranova</i> identifiées génétiquement chez leurs hôtes définitifs (phoques) et quelques-uns de leurs hôtes intermédiaires/paraténiques (poissons) au niveau du Nord-Est de l'océan Atlantique.....	98
Figure 51 : Carte représentant la répartition des membres de l'espèce <i>Contracaecum osculatum</i> (s.l.) identifiées génétiquement chez leurs hôtes définitifs (phoques) et quelques-uns de leurs hôtes intermédiaires/paraténiques (poissons) au niveau du Nord-Est de l'océan Atlantique .....	99
Figure 52 : Impact climatique sur les différents stades de développement des Anisakidés...	102
Figure 53 : Schéma représentant les différents niveaux marins et les espèces y vivant .....	103
Figure 54 : Répartition géographique des différentes espèces de poissons exploitées .....	104
Figure 55 : Cages flottantes d'élevage .....	108
Figure 56 : Bassins à terre d'élevage .....	109
Figure 57 : Graphique représentant l'origine des poissons consommés .....	111
Figure 58 : Consommation mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 1963 .....	112
Figure 59 : Consommation mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 2013.....	113
Figure 60 : Consommation européenne de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 1963 .....	115
Figure 61 : Consommation européenne de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 2013. ....	116
Figure 62 : Consommation française, européenne et mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, de 1961 à 2013 .....	120
Figure 63 : Graphique représentant la fréquence de consommation générale du poisson .....	121
Figure 64 : Graphique représentant la fréquence de consommation du poisson chez les femmes et chez les hommes .....	121

Figure 65 : Graphique représentant la fréquence de consommation chez les 20-30 ans .....	122
Figure 66 : Graphique représentant les différents lieux de consommation du poisson .....	122
Figure 67 : Graphique représentant les différentes espèces consommées .....	124
Figure 68 : Graphique représentant les différents types de produits consommés .....	125
Figure 69 : Graphique représentant les différents lieux d'achats .....	125
Figure 70 : Merlan ( <i>Merlangus merlangius</i> ) infesté par des larves d' <i>Anisakis</i> sp.....	129
Figure 71 : Maquereau ( <i>Scomber scombrus</i> ) infesté par des larves d' <i>Anisakis</i> sp .....	130
Figure 72 : Distribution des larves d'Anisakidés et taux d'infestation (nombre absolu et relatif de parasites trouvés) chez le Sébaste ( <i>Sebastes mentella</i> ). .....	130
Figure 73 : Distribution d' <i>Anisakis simplex</i> chez le Flétan ( <i>Hippoglossus hippoglossus</i> (L.)) détecté à l'œil nu et au mirage .....	131
Figure 74 : Graphique représentant la présence de parasites dans du poisson ou des produits élaborés à partir de poisson .....	132
Figure 75 : Observation des viscères et des filets des différents poissons .....	135
Figure 76 : Localisation des larves d'Anisakidés chez le Maquereau .....	136
Figure 77 : Larve d'Anisakidés localisée au niveau des viscères .....	136
Figure 78 : Larve d'Anisakidés enkystée .....	137
Figure 79 : Larve d'Anisakidés présente au niveau de la chair.....	137
Figure 80 : Larve d'Anisakidés présente au niveau de la chair.....	137
Figure 81 : Larves d'Anisakidés observées chez le Maquereau ( <i>échantillon A</i> ) .....	138
Figure 82 : Larve d'Anisakidés .....	138
Figure 83 : Larve d'Anisakidés observée au microscope .....	139
Figure 84 : Larve d'Anisakidés observée au microscope .....	139
Figure 85 : Larves de <i>Pseudoterranova</i> encapsulées au niveau des queues de lotte .....	144
Figure 86 : Table de mirage manuelle (Arbor technologies) .....	144
Figure 87 : Détection des larves d'Anisakidés en industrie sur table de mirage classique ....	145
Figure 88 : Filets de poissons congelés observés sous lumière ultra-violette .....	146
Figure 89 : Larves encapsulées d' <i>Anisakis</i> , dans un filet de morue, apparaissant sous forme des tâches fluorescentes sous la lumière ultra-violette.....	146
Figure 90 : Technique de parage d'un filet .....	151
Figure 91 : Pourcentage de filets infestés par lot .....	151

## LISTES DES TABLEAUX

Tableau 1 : Taxonomie des Anisakidae selon le World Register of Marine Species (2017)...	24
Tableau 2 : Comparatif des larves L3 et des larves L4 de <i>C. rudolphii</i> .....	37
Tableau 3 : Tableau comparatif des larves de stade 3 (L3) des Anisakidés.....	45
Tableau 4 : Caractéristiques de la maladie.....	50
Tableau 5 : Hôtes intermédiaires des Anisakidés.....	67
Tableau 6 : Prévalence des Anisakidés chez leurs hôtes paraténiques : Céphalopodes.....	70
Tableau 7 : Prévalence des Anisakidés chez leurs hôtes paraténiques : Poissons. Chez 144 espèces de poissons de mer appartenant à 18 familles différentes. Analyse de 80 études publiées entre 2000 et 2017 .....	72
Tableau 8 : Principaux hôtes définitifs et leur prévalence ( <i>si disponible</i> ) Analyse de 12 articles publiés de 2000 à 2015 .....	81
Tableau 9 : Recensement de quelques études réalisées sur l'infestation des poissons d'élevage .....	110
Tableau 10 : Données sur la consommation mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 1963 et en 2013 .....	114
Tableau 11 : Consommation de poissons des différents pays européens, en kilogramme par habitant et par an, en 1963 et en 2013 .....	117
Tableau 12 : Achats des ménages français de poissons pour l'année 2016 (en tonnes). Sont évoquées les 20 espèces les plus importantes en volume.....	123
Tableau 13 : Répartition du nombre de spécimens de chaque espèce en fonction du lieu d'achat .....	134
Tableau 14 : Origine géographique des différentes espèces étudiées .....	134
Tableau 15 : Nombre de larves d'Anisakidés détectées.....	135
Tableau 16 : Nombres et pourcentages de larves d' <i>Anisakis</i> et de <i>Pseudoterranova</i> détectées par les 3 méthodes de détection au niveau des flancs et des filets chez le cabillaud ( <i>Gadus morhua</i> ). .....	147
Tableau 17 : Comparaison des différentes méthodes de traitements physiques .....	158
Tableau 18 : Conditions de marinage efficaces sur les larves d' <i>Anisakis simplex</i> présents dans les produits de pêche .....	161

## **LISTES DES ABREVIATIONS**

AFSSA : Agence Nationale de Sécurité Sanitaire des Aliments

ANOFEL (réseau) : Association française des enseignants de parasitologie et mycologie

ANSES : Agence Nationale de Sécurité Sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail

CDC : Centers for Disease Control and Prevention

CEVPM : Centre Experimentation et Valorisation Produits de la Mer

EFSA : European Food Safety Authority ou Autorité européenne de sécurité des aliments

FDA : Food and Drug Administration

FAO : Food and Agriculture Organization

PMSI : Programme de Médicalisation des Systèmes d'Information

RAV : Réseau d'Allergo-Vigilance

WORMS : World Register of Marine Species



# **INTRODUCTION**

Au cours des cinquante dernières années, la consommation française de poissons a été multipliée par deux, pour atteindre 33,48 kg/habitant/an en 2013. Cette augmentation s'explique en partie par le récent engouement pour les produits source d'oméga 3 (poissons gras) ainsi que le développement de nouvelles préparations à base de poissons (conserves, surgelés...). Suite aux affaires de la « vache folle », des « hormones » et plus récemment de la « viande de cheval », on note un désintérêt des consommateurs de plus en plus marqué pour la viande. Depuis plusieurs années de nouvelles habitudes alimentaires se développent. On a pu assister à une forte multiplication des restaurants de cuisine asiatique et japonaise, ainsi qu'à l'émergence de nouveaux rayons consacrés à ces produits dans les grandes surfaces.

Cependant la consommation de poissons crus n'est pas sans conséquence. En effet, en consommant le poisson cru (sushis, carpaccios...) ou insuffisamment cuit, il y a un risque d'ingérer par la même occasion les parasites potentiellement présents dans ce dernier.

En France parmi les zoonoses transmises à l'homme, trois le sont par des poissons.

Les parasites impliqués sont un cestode (Bothriocéphale), un trématode (Douve de Chine) et un nématode (Anisakis).

Le Bothriocéphale (*Diphyllobothrium latum*) ou plus communément appelé « ténia du poisson » ou « ténia des lacs » est un ver blanc, plat et segmenté, à aspect rubané, mesurant une dizaine de mètres de longueur. L'homme se contamine en ingérant les larves plérocercoides présentes dans la chair du poisson. La contamination se fait par l'ingestion d'œufs ou de filets de poissons consommés crus ou insuffisamment cuits.

Parmi les espèces de poissons carnivores d'eau douce ou anadromes (poissons vivants aussi bien dans l'eau douce que dans l'eau salée) impliquées on retrouve par exemple : le brochet, le turbot, la perche, la lotte, l'omble chevalier, ou encore le saumon.

Le parasite est présent dans les régions à climat froid avec de grandes étendues d'eau, tel que les mers, les lacs et les fleuves (mer Baltique, mer du Nord, régions des Grands lacs d'Amérique du Nord...). On a également noté sa présence dans le lac Léman, où 48 cas de contamination ont été recensés entre 2001 et 2002.

Il est responsable d'une inflammation locale au niveau de son point d'ancrage, ainsi que de symptômes digestifs divers (douleurs abdominales, diarrhées, constipation, ballonnements...)

et d'une anémie par carence en vitamine B12, symptôme caractéristique de la diphyllbothriose (1) (2).

La Clonorchiose ou Distomatose hépatobiliaire est due au parasite Douve de Chine (*Clonorchis sinensis*), qui est un ver plat, non segmenté, à l'aspect foliacé qui mesure environ 10 mm de long sur 3 mm de large pour une épaisseur de 1 mm.

L'homme s'infecte également en consommant du poisson d'eau douce (le plus souvent de la famille des carpes) cru ou insuffisamment cuit, contenant des larves de cercaires enkystées au niveau de la peau ou de la chair.

Une fois chez l'homme la larve migre vers les voies biliaires, entraînant une obstruction plus ou moins importante, ce qui va être à l'origine d'atteintes hépato-biliaires (hépatomégalie, cholécystite, cholangite, ictère cholestatique...), ainsi que d'une anémie et une hyperéosinophilie.

La parasitose est endémique en Asie du Sud Est (Corée, Chine, Taiwan, Vietnam) et en Russie (3).

La troisième zoonose transmissible à l'homme, l'Anisakidose, est due aux parasites de la famille des Anisakidés, auxquels est consacrée cette thèse.

La première partie de cette thèse sera consacré au parasite et à ses caractéristiques ainsi qu'à la maladie parasitaire dont il est responsable : l'Anisakidose.

Puis nous aborderons dans une seconde partie les différents hôtes intermédiaires, paraténiques et définitifs, ainsi que la répartition géographique des différents genres d'Anisakidés. Les différentes espèces de poissons sauvages et d'élevage infestées par les Anisakidés, ainsi que la consommation mondiale, européenne et française de poissons et les différentes espèces consommées sera l'objet de la troisième partie. Dans la quatrième partie nous verrons la localisation des larves chez les poissons et les résultats de l'observation à l'œil nu, réalisée au laboratoire, de 4 espèces de poissons.

Enfin, nous détaillerons les différentes méthodes de prophylaxie dans la dernière partie.

Un questionnaire, comprenant 16 questions, nommé « Enquête sur la consommation de poissons auprès de la population française » a été réalisée sur internet. (*Annexe 1 et 2*)

Cette étude s'est déroulée durant 6 semaines (du 9/08/2017 au 20/09/2017) et nous a permis de collecter 3020 réponses. Au cours de cette thèse nous détaillerons les résultats de chaque question de l'enquête dans la partie correspondante.

**PREMIERE PARTIE :**  
**LES PARASITES DE LA FAMILLE DES ANISAKIDES**  
**ET L'ANISAKIDOSE**



# **PREMIERE PARTIE : LES PARASITES DE LA FAMILLE DES ANISAKIDES ET L'ANISAKIDOSE**

D'une façon générale les Nématodes, et plus particulièrement les Anisakidés, sont des parasites fréquemment impliqués dans l'infestation des poissons marins. Les quatre genres les plus fréquemment observés chez les poissons consommés par l'homme sont *Anisakis*, *Pseudoterranova*, *Contracaecum* et *Hysterothylacium*. Ce sont des parasites cosmopolites.

En effet on les retrouve dans toutes les eaux des mers et océans ainsi que dans certaines eaux douces (pour le genre *Hysterothylacium*).

Ces parasites présents dans la chair du poisson représentent donc un danger potentiel pour l'Homme. Afin d'évaluer et de mieux comprendre ce risque, il est donc nécessaire de connaître les caractéristiques morphologiques et biologiques de ces parasites ainsi que les aspects cliniques et épidémiologiques de l'Anisakidose.

## **1. Les parasites : les Anisakidés**

### **1.1 Historique**

Le genre *Anisakis* a été décrit pour la première fois par Félix Dujardin en 1845. Ces parasites voisins de l'ascaris comprennent des espèces avec des mâles ayant des spicules inégaux.

Selon l'Académie Nationale de Pharmacie, le nom *Anisakis* vient du préfixe grec "ἀνις" ou *anis-* signifiant sans (= différent) et du suffixe grec "ἀκίς" ou *-akis* pour pointe (= épine ou spicule).

Dans son dictionnaire de parasitologie, Jacques Euzéby définit lui le nom *Anisakis* par l'étymologie "nombre de fois inégal" (4) (5).

## 1.2 Taxonomie des Anisakidés

Ces parasites font partie de la classe des Nématodes et de la famille des Anisakidés.

Actuellement deux classifications sont en vigueur : celle établie par Harwith en 1974 et basée sur les critères morphologiques des systèmes excréteur et digestif, et de l'organe sexuel (spicule) des parasites adultes mâles. Selon le livre "Clés pour les parasites des nématodes des vertébrés" datant de 2009, basée sur la classification de Hartwich, la famille des Anisakidés est composée entre autres des genres *Anisakis*, *Phocanema* (= *Pseudoterranova*), *Terranova*, *Sulcascaaris*, *Contracecum*, *Phocascaaris*, *Galeiceps*, *Duplicaecum*, *Heterotyphlum*, *Paranisakis*, *Paranisakiopsis* (6).

Et celle décrite par le World Register of Marine Species (site WORMS) basée sur les taxons, comprenant 14 genres et 120 espèces d'Anisakidés (7).

A noter que la classification des Anisakidés basée uniquement sur la morphologie n'est pas très précise, cependant elle se révèle être très utile dans la pratique lors de l'identification des larves.

La taxonomie des Anisakidés décrite par le World Register of Marine Species est la suivante :

CLASSE : Nematoda	FAMILLE : Anisakidae	Sous-famille	Tribu	Genre	Espèce
		Acanthocheilinae		<i>Acanthocheilus</i>	
<i>Metanisakis</i>				<i>Metanisakis baylisi</i> <i>Metanisakis rotundatum</i> <i>Metanisakis sulamericana</i> <i>Metanisakis tricupola</i>	
<i>Pseudanisakis</i>				<i>Pseudanisakis truncata</i>	
<i>Alibagascaris</i>					
Anisakinae	Anisakinea	<i>Anisakis</i>		<i>Anisakis alexandri</i> <i>Anisakis berlandi</i> <i>Anisakis brevispiculata</i> <i>Anisakis diomedae</i> <i>Anisakis dussumierii</i> <i>Anisakis insignis</i> <i>Anisakis nascettii</i> <i>Anisakis paggiae</i> <i>Anisakis pegreffii</i> <i>Anisakis physeteris</i> <i>Anisakis schupakovi</i> <i>Anisakis simplex Davey 1971</i>	

<b>CLASSE : Nematoda</b>	<b>FAMILLE : Anisakidae</b>	Anisakinae (suite)	Anisakinea (suite)	<i>Anisakis</i> (suite)	<i>Anisakis simplex</i> Rudolphi 1809 <i>Anisakis simplex</i> C <i>Anisakis typica</i> <i>Anisakis ziphidarum</i>
				<i>Terranova</i>	<i>Terranova aetoplatea</i> <i>Terranova amoyensis</i> <i>Terranova antartica</i> <i>Terranova brevicapitata</i> <i>Terranova caballeroi</i> <i>Terranova chiloscyllii</i> <i>Terranova galeocerdonis</i> <i>Terranova ginglymostomae</i> <i>Terranova pristis</i> <i>Terranova rochalimai</i> <i>Terranova scoliodontis</i>
			Contracaecinea	<i>Contracaecum</i>	<i>Contracaecum anasi</i> <i>Contracaecum andersoni</i> <i>Contracaecum australe</i> <i>Contracaecum bancrofti</i> <i>Contracaecum bioccai</i> <i>Contracaecum bubakii</i> <i>Contracaecum caballeroi</i> <i>Contracaecum ceylanicum</i> <i>Contracaecum chubutensis</i> <i>Contracaecum clelandi</i> <i>Contracaecum collare</i> <i>Contracaecum engonium</i> <i>Contracaecum engraulisi</i> <i>Contracaecum equulai</i> <i>Contracaecum erraticum</i> <i>Contracaecum eudypetes</i> <i>Contracaecum eudypuluae</i> <i>Contracaecum fagerholmi</i> <i>Contracaecum filiforme</i> <i>Contracaecum gibsoni</i> <i>Contracaecum hagedashiae</i> <i>Contracaecum haliaeti</i> <i>Contracaecum heardi</i> <i>Contracaecum himeu</i> <i>Contracaecum legendrei</i> <i>Contracaecum magnicollare</i> <i>Contracaecum magnipapillatum</i> <i>Contracaecum margolisi</i> <i>Contracaecum microcephalum</i> <i>Contracaecum milviensis</i> <i>Contracaecum mirounga</i> <i>Contracaecum mulli</i> <i>Contracaecum multipapillatum</i> <i>Contracaecum nehli</i> <i>Contracaecum nycticoracis</i> <i>Contracaecum ogmorhini</i> <i>Contracaecum oschmarini</i> <i>Contracaecum osculatum</i> <i>Contracaecum ovale</i> <i>Contracaecum overstreeti</i> <i>Contracaecum papilligerum</i> <i>Contracaecum pedum</i>

<b>CLASSE : Nematoda</b>	<b>FAMILLE : Anisakidae</b>	Anisakinae (suite)	Contracaecinae (suite)	Contracaecum (suite)	<i>Contracaecum pelagicum</i> <i>Contracaecum podicipitis</i> <i>Contracaecum praestriatum</i> <i>Contracaecum punctatum</i> <i>Contracaecum pyripapillatum</i> <i>Contracaecum quincuspis</i> <i>Contracaecum radiatum</i> <i>Contracaecum rectum</i> <i>Contracaecum rodhaini</i> <i>Contracaecum rudolphii</i> <i>Contracaecum rudolphii D</i> <i>Contracaecum rudolphii E</i> <i>Contracaecum rudolphii F</i> <i>Contracaecum scotti</i> <i>Contracaecum septentrionale</i> <i>Contracaecum sinulabiatum</i> <i>Contracaecum spasskii</i> <i>Contracaecum tricuspis</i> <i>Contracaecum turkestanicum</i> <i>Contracaecum variegatum</i> <i>Contracaecum yamaguti</i>
				<i>Phocascaris</i>	<i>Phocascaris cystophorae</i> <i>Phocascaris longispiculum</i> <i>Phocascaris netsiki</i> <i>Phocascaris phocae</i>
				<i>Sulcascaris</i>	<i>Sulcascaris sulcata</i>
				<i>Brevimulticaecum</i>	<i>Brevimulticaecum baylisi</i> <i>Brevimulticaecum heterotis</i> <i>Brevimulticaecum regoi</i> <i>Brevimulticaecum scleropagi</i>
		Goeziinae		<i>Goezia</i>	<i>Goezia annulata</i> <i>Goezia ascaroides</i> <i>Goezia gobia</i> <i>Goezia kollari</i> <i>Goezia parvus</i> <i>Goezia tricirrata</i>
				<i>Paranisakilopsis</i>	<i>Paranisakilopsis weddelliensis</i>
				<i>Pseudoterranova</i>	<i>Pseudoterranova azarasi</i> <i>Pseudoterranova bulbosa</i> <i>Pseudoterranova cattani</i> <i>Pseudoterranova ceticola</i> <i>Pseudoterranova decipiens</i> <i>Pseudoterranova krabbei</i>
				<i>Thynnascaris</i> (représenté par <i>Hysterothylacium</i> )	<i>Hysterothylacium aduncum</i> <i>Thynnascaris thynnascans</i>

**Tableau 1 : Taxonomie des Anisakidae selon le World Register of Marine Species (2017) (7).**

*NB : La classification taxonomique du World Register of Marine Species complète, comprenant tous les synonymes des noms d'espèces, se trouve en annexe 3.*

Seuls les genres *Anisakis* et *Pseudoterranova* sont reconnus comme étant pathogènes pour l'homme. Les autres genres (*Contracaecum*, *Brevimulticaecum*, ...) ne sont que des agents potentiels, rarement à l'origine d'Anisakidose (8).

Les quatre genres les plus souvent observés chez les poissons consommés par l'homme sont :

Sous-famille : Anisakinae Railliet et Henry, 1912.

- *Anisakis* Dujardin, 1845 (espèce principale *A. simplex* Dujardin, 1845).
- *Pseudoterranova* Mosgovoï, 1951 (espèce principale *P. decipiens* Krabbe, 1878).
- *Contracaecum* Railliet et Henry, 1912

Sous-famille : Raphidascaridinae.

- *Hysterothylacium* Ward et Magath, 1916. (9)

### **1.3 Morphologie des Anisakidés : caractères macroscopiques et microscopiques**

Les parasites de la famille des Anisakidés sont des vers ronds, filiformes.

On distingue les différentes espèces grâce à l'observation au microscope des structures céphaliques (dent de pénétration, pore excréteur), des extrémités caudales (effilée, pointue ou arrondie) et des éléments gastro-intestinaux (présence ou non d'un ventricule œsophagien et d'un caecum intestinal).

Le parasite *Anisakis* reste encore assez méconnu du grand public.

En effet, selon notre enquête 92,2 % des personnes interrogées n'ont jamais entendu parler de ce parasite.

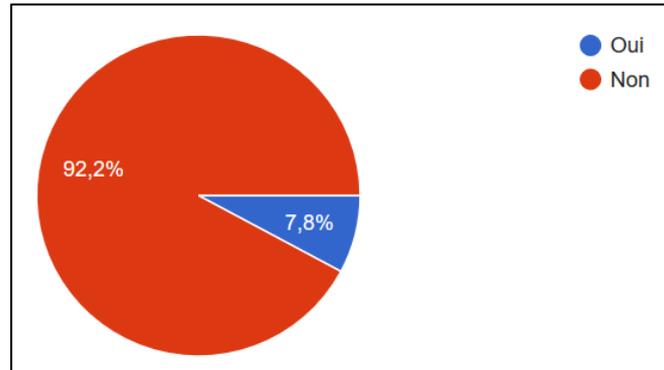


Figure 1 : Graphique représentant le pourcentage de personnes ayant déjà entendu parler ou non du parasite « *Anisakis* ».

#### **1.4 Cycle biologique général**

Les vers adultes femelles, qui sont hébergés par des mammifères marins, oiseaux de mer piscivores ou poissons, pondent des œufs non embryonnés dans le tube digestif de l'hôte définitif.

Ces œufs sont ensuite libérés dans le milieu extérieur marin avec les selles de l'hôte. Dans l'eau ils vont s'embryonner formant ainsi des larves de stade 1 (L1), qui vont elles-mêmes muer en larves de stade 2 (L2). L'œuf va ensuite perdre son enveloppe et donner naissance à des larves de stade 3 (L3) mobiles libres ou fixées à un substrat. Ces larves L3 seront ensuite avalées par des crustacés planctoniques (= 1<sup>er</sup> hôte intermédiaire).

Puis, ces crustacés planctoniques infectés sont ingérés par d'autres hôtes intermédiaires ou paraténiques nécessaire au cycle. Suite à cette ingestion, qui va entraîner la mort de l'hôte primaire, les larves L3 vont migrer vers les muscles de l'hôte secondaire et s'encapsuler.

A la suite de prédatons successives, les larves L3 vont se retrouver dans des poissons de plus en plus gros. Ces poissons hébergeant ces larves L3 seront ensuite ingérés par l'hôte définitif. C'est chez l'hôte définitif que les larves L3 vont muer en larve de stade 4 (L4), de stade 5 (L5) puis en ver adulte sexuellement mature. Enfin, les vers femelles qui vivent au niveau du tube

digestif de l'hôte définitif, vont émettre des œufs qui seront rejetés avec les selles de l'hôte, fermant ainsi le cycle évolutif.

Selon le genre d'Anisakidés, l'hôte définitif est un mammifère marin : un cétacé (dauphin, marsouin, baleine) ou un pinnipède (phoque, otarie, morse), un oiseau piscivore (pélicans, cormorans), ou un poisson prédateur (10) (11).

Le cycle des Anisakidés est un cycle indirect hétéroxène, c'est à dire que le parasite a besoin de plusieurs hôtes successifs au cours de sa vie pour compléter son cycle évolutif (12).

L'homme ne fait pas partie du cycle évolutif. C'est un hôte accidentel, une impasse parasitaire pour la larve d'Anisakidés. Il s'infeste en consommant des produits de la mer crus, marinés, insuffisamment salés ou cuits, parasités par des larves L3 (merlan, merlu, cabillaud, hareng...). Une fois dans l'organisme les vers vont être éliminés ou alors ils vont se fixer sur la muqueuse gastrique ou intestinale, entraînant par la même occasion un certain nombre de symptômes divers.

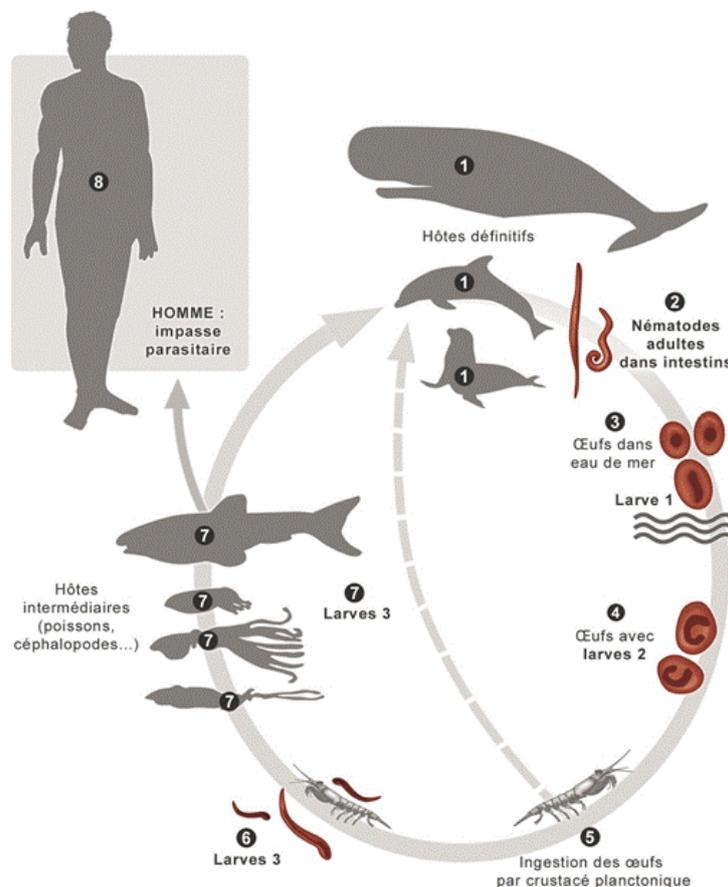


Figure 2 : Cycle évolutif général des Anisakidés (10).

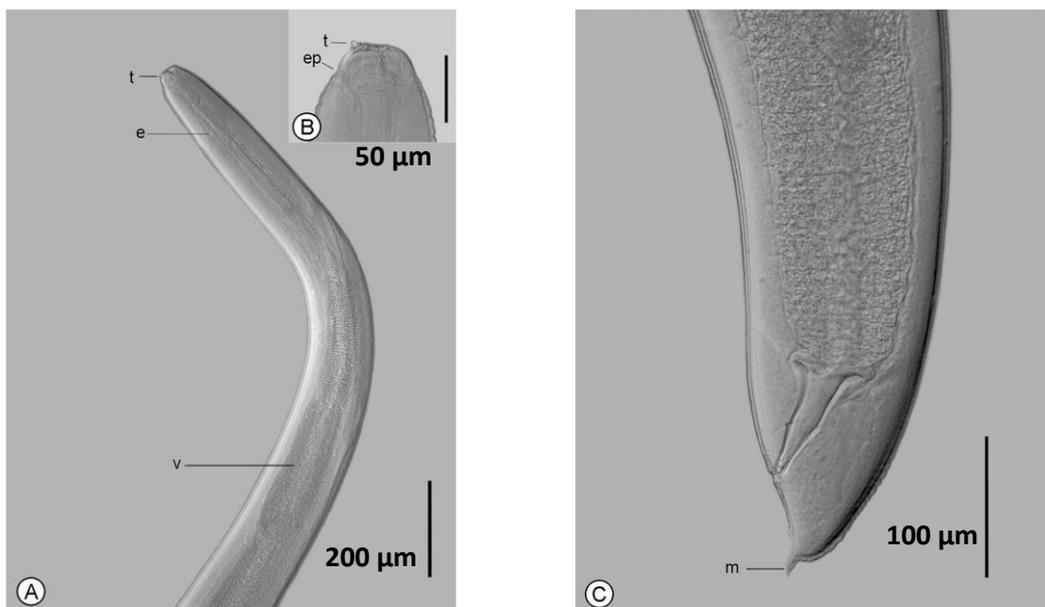
## 1.5 Le genre *Anisakis*

### 1.5.1 Morphologie des larves d'*Anisakis* spp.

La larve L3 mesure en moyenne 12,9 mm de long et 0,33 mm de diamètre. Elle est de couleur transparente à blanchâtre.

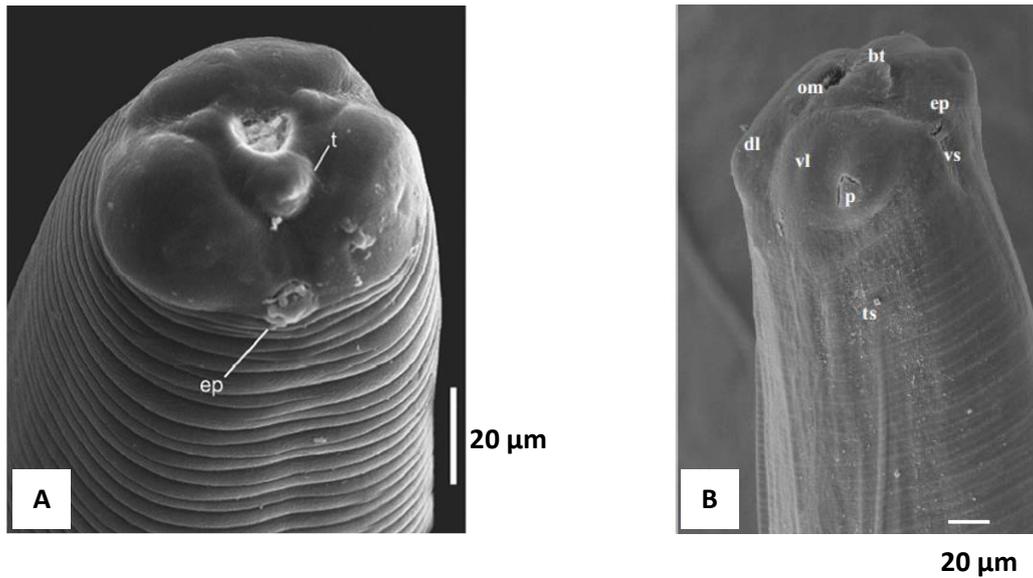
On observe au niveau de l'extrémité antérieure, la présence de trois lèvres : une lèvre ventriculaire dorsale et deux autres lèvres sub-ventrales mal développées. Chaque lèvre possède une paire de papilles céphaliques. Une dent de pénétration est située sous l'ouverture orale, entre les deux lèvres ventro-latérales. Au-dessous de cette dent on peut apercevoir un pore excréteur. Un anneau nerveux est présent mais celui-ci est relativement discret. L'œsophage est musculueux et possède une longueur de 0,98-1,40 mm. Le ventricule est quant à lui plus long que large (environ 0,48 mm de longueur par 0,15 mm de largeur). Il n'y a pas d'appendice œsophagien ou ventriculaire, ni de caecum intestinal.

Au niveau de l'extrémité postérieure, on note la présence de deux glandes rectales, ayant une forme sphérique, situées avant l'anus. La queue, d'une longueur de 0,07-0,10 mm, est conique et se termine par un mucron mesurant environ 0,03 mm de long (13).



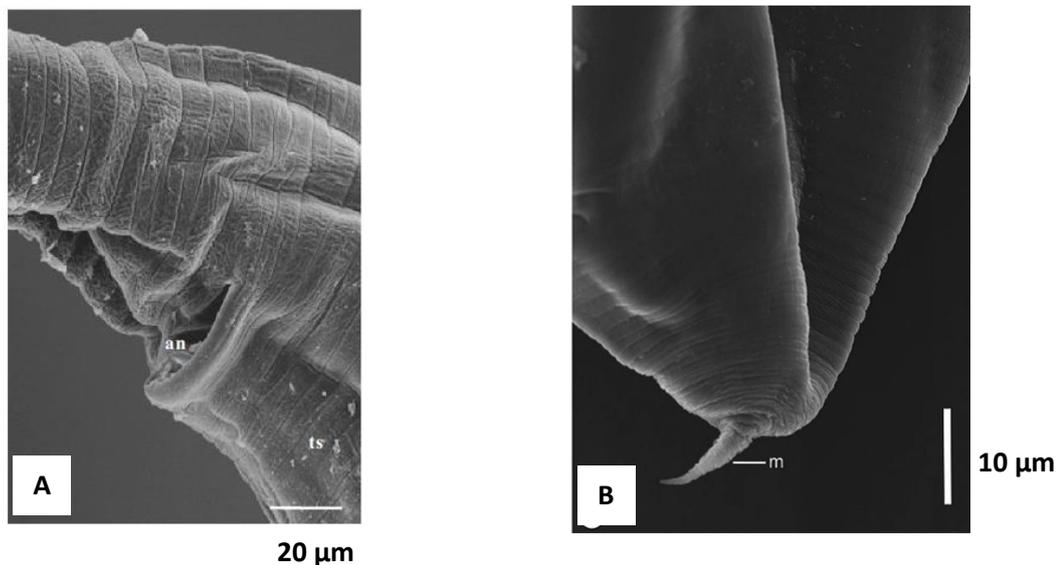
**Figure 3 : Larve L3 d'*Anisakis simplex* observée chez *Plagioscion squamosissimus* (13).**

- (A) Vue latérale de l'extrémité antérieure montrant la dent de pénétration (t), l'œsophage (e) et le ventricule œsophagien (v).  
(B) Vue latérale du pôle céphalique montrant la dent de pénétration (t), ainsi que le pore excréteur (ep).  
(C) Vue latérale de l'extrémité postérieure montrant la queue avec le mucron (m).



**Figure 4 : Larve L3 d'*Anisakis simplex* (partie antérieure) observée au microscope électronique à balayage (13) (14).**

- (A) Vue ventro-latérale de l'extrémité antérieure montrant la dent de pénétration (*t*) et le pore excréteur (*ep*), observée chez *Plagioscion squamosissimus*
- (B) Vue de l'extrémité antérieure montrant la bouche (*om*) surmontée d'une dent de pénétration (*bt*). La bouche est entourée par trois lèvres lobées : une lèvre dorsale (*dl*) et deux lèvres ventro-latérales (*vl*), comportant chacune une papille (*p*). On note la présence d'un pore excréteur (*ep*) au-dessus de la ligne ventrale (*vs*). La partie antérieure présente des striations transversales (*ts*).



**Figure 5 : Larve L3 d'*Anisakis simplex* (partie postérieure) observée au microscope électronique à balayage (13) (14).**

- (A) Vue de l'extrémité postérieure montrant les striations transversales (*ts*) et l'anus (*an*)
- (B) Vue ventro-latérale de l'extrémité postérieure montrant la queue avec le mucron terminal (*m*), observée chez *Plagioscion squamosissimus*

### 1.5.2 Cycle évolutif du genre *Anisakis*

Les vers adultes du genre *Anisakis*, mesurant quelques centimètres de long, sont hébergés au niveau du tractus digestif des mammifères marins : cétacés (baleine, dauphin, marsouins...) ou pinnipèdes (phoques, otaries, morses...). Une fois fécondées, les femelles vont pondre des œufs non embryonnés qui seront éliminés, dans le milieu extérieur, avec les matières fécales du mammifère. Les œufs vont alors s'embryonner dans l'eau de mer, formant ainsi des larves L1 (250 à 300 µm). Cette larve L1 va muer en larve L2 (5 à 30 mm), qui deviendra une larve L2 libre suite à l'éclosion de l'œuf, puis se transformera en larve de stade 3 (L3).

Ces larves L2 ou L3 vont ensuite être ingérées par des crustacés planctoniques ou krill (le plus souvent crevettes du genre *Euphausia*). C'est le stade de larve L3 qui est infestant pour l'hôte définitif (10).

Afin que le cycle se poursuive, les crustacés (contenant les larves L3) doivent être ingérés par un deuxième hôte intermédiaire, qui jouera le rôle d'hôte paraténique. C'est à dire que la larve L3 va se fixer sur la muqueuse digestive de cet hôte sans évolution. Ces hôtes intermédiaires sont le plus souvent des poissons (harengs, maquereaux, sardines, saumons, morues, lieus, chinchards) mais aussi des céphalopodes (seiches, calamars) (8).

Puis, l'hôte intermédiaire sera ingéré par l'hôte définitif : un mammifère marin (cétacé ou pinnipède), où au niveau de l'intestin, les larves L3 pourront évoluer en larves L4, L5, puis en ver adulte. Le ver atteint ainsi sa maturité sexuelle, lui permettant de se reproduire et de pondre de nouveaux œufs, complétant ainsi le cycle (15) (16) (17).

Le parasite *Anisakis* est aussi connu sous le nom « ver de hareng » (herringworms) ou « ver de la baleine » (whaleworms).

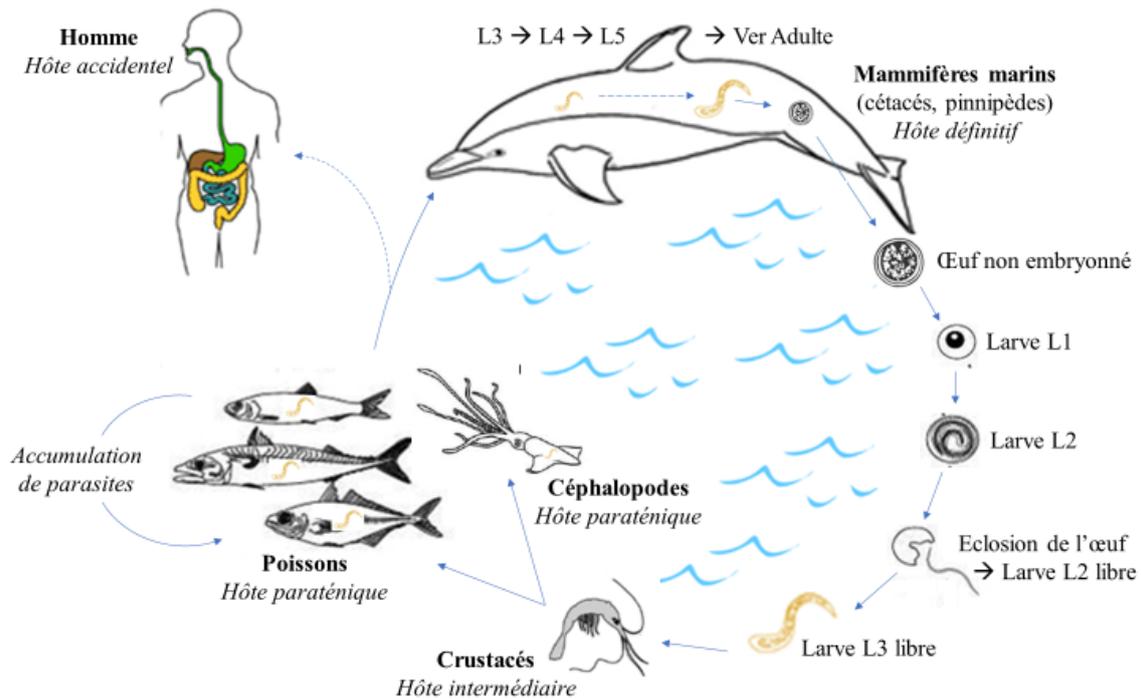


Figure 6 : Cycle biologique d'*Anisakis simplex*

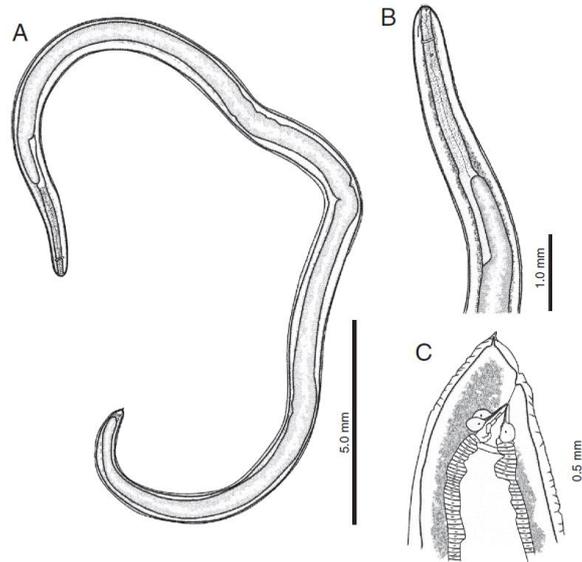
(modifié d'après le cycle du CDC) (16)

## 1.6 Le genre *Pseudoterranova*.

### 1.6.1 Morphologie des larves de *Pseudoterranova* spp

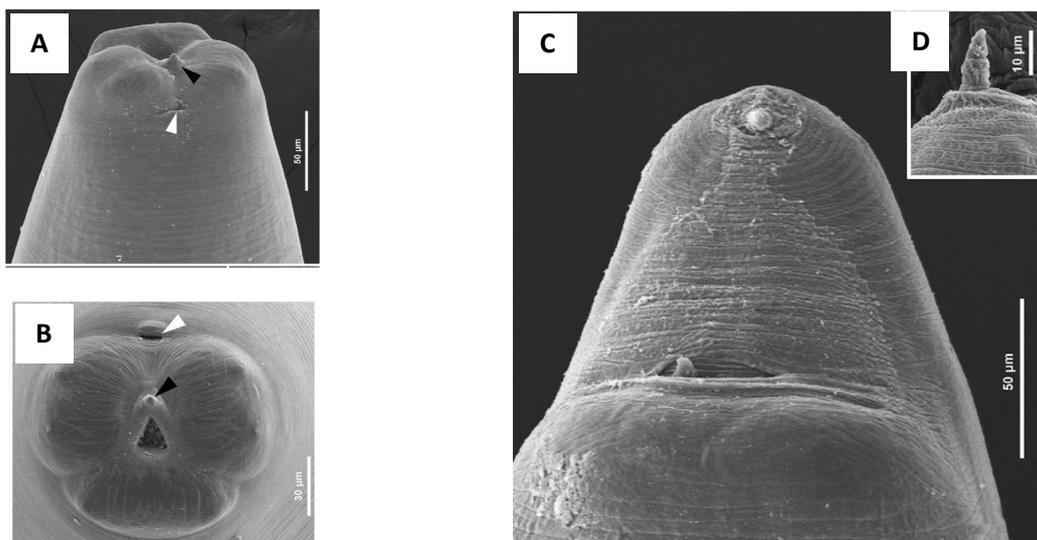
Les larves L3 de *Pseudoterranova* spp sont de couleur brun à rougeâtre. Elles ont un corps de taille moyenne : 31,1 mm de long par 0,9 mm de large, qui présente des stries transversales. La bouche triangulaire est recouverte d'une cuticule et possède trois lèvres de taille égale (deux ventro-latérales et une dorsale). Sur le côté antéro-ventral, on note la présence d'une dent de pénétration entre les lèvres ventro-latérales, ainsi que d'un pore excréteur présentant une grande ouverture. L'œsophage, qui est musculeux, mesure environ 2,0 mm de long et le ventricule œsophagien mesure environ 1,2 mm de long. Le caecum intestinal est quant à lui plus court, de taille égale ou bien plus long que le ventricule œsophagien.

Au niveau du pôle caudal, le rectum est entouré de trois glandes rectales (deux dorsales et une ventrale). L'extrémité postérieure se termine par une queue conique, courte et pointue de 0,2 mm de long, ainsi que d'un mucron mesurant environ 0,02 mm de long (18).



**Figure 7 : Larve L3 de *Pseudoterranova cattani* observée chez *Prionotus nudigula* (18).**

(A) Vue latérale de la larve entière ; (B) Vue latérale de l'extrémité antérieure ; (C) Vue latérale de l'extrémité postérieure



**Figure 8 : Larve L3 de *Pseudoterranova cattani* (18).**

(A) Vue ventrale de l'extrémité antérieure ; (B) Vue apicale de l'extrémité antérieure ; (C) Vue ventrale de l'extrémité postérieure ; (D) Vue latérale du mucron.

### 1.6.2 Cycle du genre *Pseudoterranova*

Le cycle du genre *Pseudoterranova* est essentiellement un cycle benthique, c'est-à-dire qu'il se déroule au niveau des fonds marins.

Les vers adultes femelles, qui sont hébergés dans le tube digestif de mammifères marins (pinnipèdes) pondent des œufs non embryonnés, de 0,04 à 0,05 mm de diamètre, qui seront libérés dans le milieu extérieur avec les déjections de l'hôte. Ils vont alors s'embryonner et couler au niveau des fonds marins.

A l'intérieur de l'œuf, on assiste successivement à la formation d'une larve de stade 1 (L1), d'une larve de stade 2 (L2), puis d'une larve possédant une cuticule plus robuste : la larve de stade 3 (L3). Le temps d'éclosion de l'œuf varie de 7 jours (à 22°C) à 125 jours (à  $1 \pm 7^\circ\text{C}$ ). Lorsque la température est proche de 25°C, l'œuf n'arrive pas à compléter son développement. La larve L3, qui mesure de 0,200-0,215 mm de longueur, émerge de l'œuf et adhère au substrat de manière caudale. C'est-à-dire qu'elle va rester au niveau du fond marin, fixée aux débris de l'œuf par sa queue. Les larves L3 sont extrêmement actives à des températures supérieures à 10°C, par contre elles sont presque immobiles si la température devient inférieure à 5°C.

Puis, elles vont être ingérées par de petits crustacés benthiques ou épibenthiques de la famille des Copépodes (ordre des Harpacticoida et Cyclopoida) ou par la méiofaune temporaire (ordre des Amphipodes Gammaridea), (= 1<sup>er</sup> hôte intermédiaire).

Ces crustacés planctoniques infectés sont ensuite consommés par des Macro-invertébrés benthiques (Polychaeta, Nudibranchia, Mysida, Isopoda, Cumacea, Decapoda ou des amphipodes matures), (= 2<sup>e</sup> hôte intermédiaire), où la larve L3 va poursuivre son développement pour atteindre 1 à 9 mm de longueur (19).

Les larves vont ensuite subir des prédatons successives impliquant différents hôtes paraténiques : des poissons (épi)benthiques (Gadidae, Cottidae, Pleuronectidae) puis des poissons piscivores. Les poissons sont des hôtes essentiels au cycle car ils permettent la dispersion spatiale et temporelle des larves de *Pseudoterranova*, augmentant ainsi la probabilité de contamination des hôtes définitifs.

Ces poissons sont ensuite ingérés par l'hôte définitif représenté par des mammifères marins : pinnipèdes (phoque, otarie, morse), où la larve va continuer son développement, jusqu'à atteindre le stade de ver adulte, fermant ainsi le cycle (20) (21).

A noter qu'une température comprise entre 4 et 17°C permet un développement optimal du parasite *Pseudoterranova*.

L'homme est un hôte accidentel du cycle et se contamine de la même façon que les pinnipèdes en consommant des poissons piscivores (8) (18).

Le parasite *Pseudoterranova* est aussi appelé « ver de phoque » (sealworms) ou « ver de morue » (codworms).

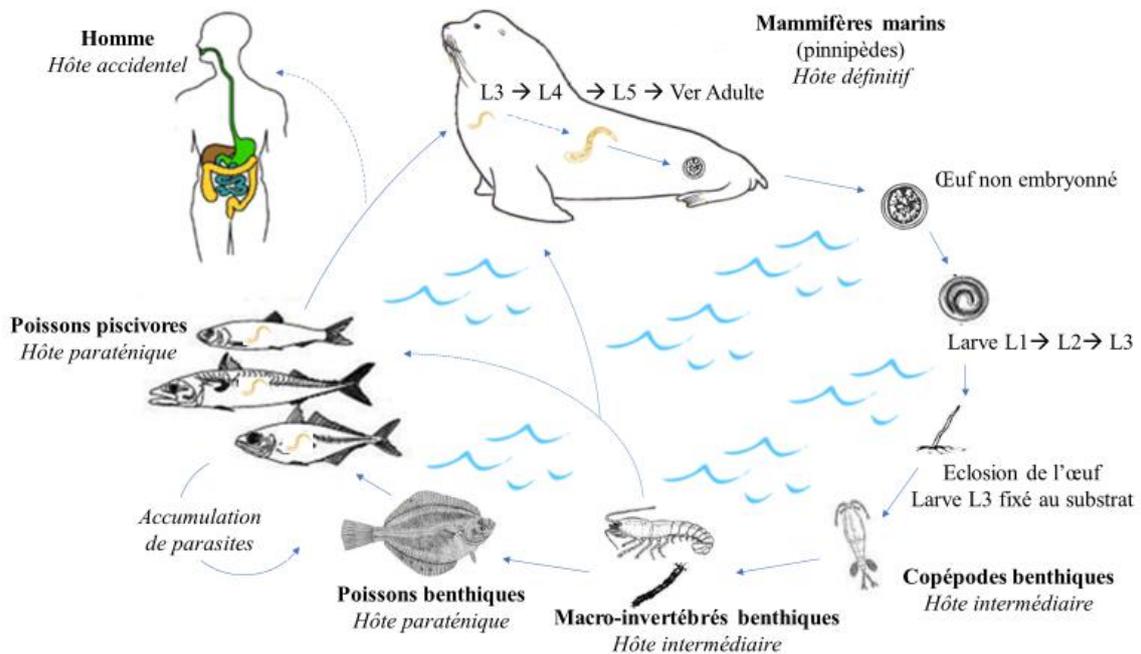


Figure 9 : Cycle biologique de *Pseudoterranova decipiens*

(modifié d'après le cycle de McClelland) (20)

## 1.7 Le genre *Contracaecum*

### 1.7.1 Morphologie des larves de *Contracaecum* spp

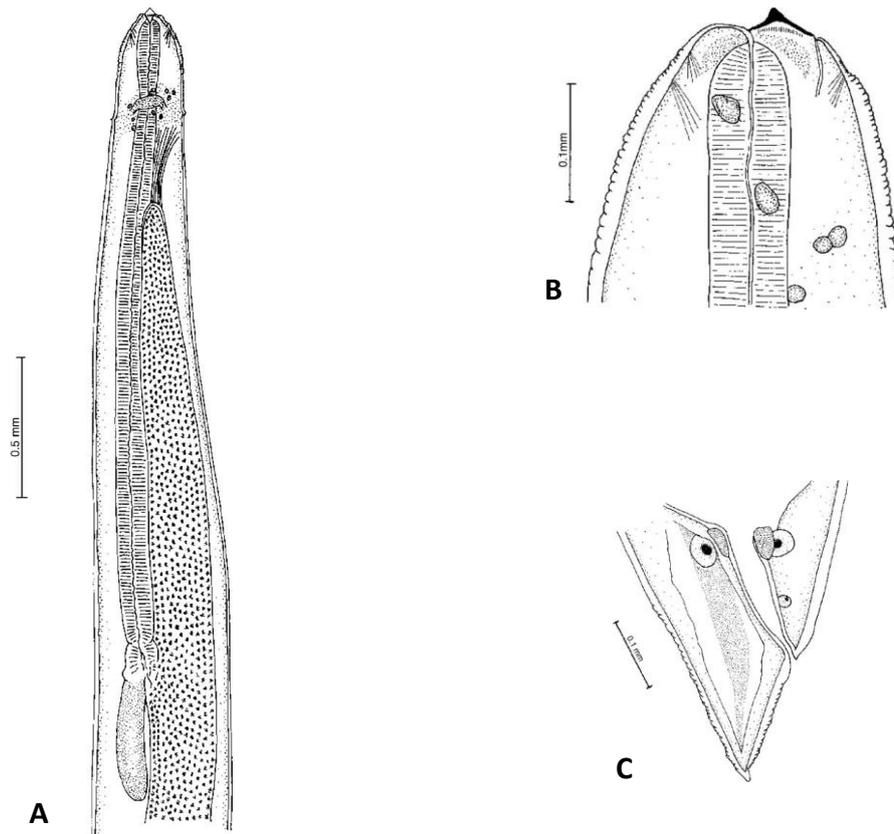
Les larves L3 de *Contracaecum* spp mesurent environ de 12,00 à 34,50 mm de long et de 0,60 à 1,03 mm de diamètre ; soit en moyenne 24,18 mm de longueur pour 0,87 mm de diamètre. Elles sont de couleur blanc transparent, gris à brunâtre.

Comme pour *Anisakis*.spp et *Pseudoterranova*.spp, la larve possède à son pôle céphalique, entre les deux lèvres ventro-latérales, une dent de pénétration. C'est la seule des quatre larves à posséder un œsophage étroit (de 1,87 à 2,61 mm de long et 0,06 à 0,12 mm de diamètre). Le ventricule œsophagien mesure en moyenne 0,09 mm de long pour 0,09 mm de large et il est séparé de l'œsophage par un léger rétrécissement.

L'appendice œsophagien ou ventriculaire est quant à lui orienté vers l'arrière et mesure environ 0,48 mm de long par 0,09 mm de large. Le caecum intestinal a une longueur de 1,61 mm et une largeur de 0,18 mm. Les larves possèdent une queue conique en moyenne de 0,15 mm de long (22) (23).

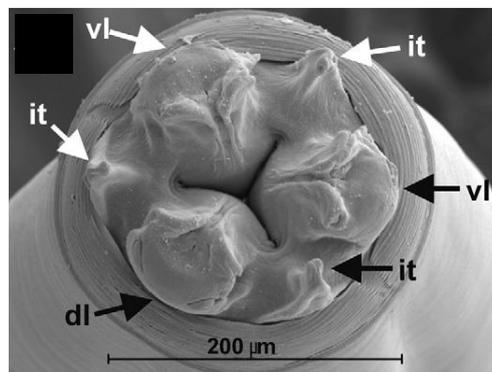
	Larves L3	Larves L4
Caractéristiques	Petite taille	Taille moyenne Couleur blanc ou jaune-blanc
Longueur du corps	4,11 mm	7,16 mm
Largeur du corps (au niveau du ventricule œsophagien)	0,16 mm	0,22 mm
Surface du corps	Striée	Lisse (sauf partie antérieure recouverte d'une cuticule striée)
Bouche	Entourée de 3 lèvres mal développées Présence d'une petite dent larvaire	Entourée de 3 lèvres distinctes, trapézoïdales, lisses (sans striation) (1 lèvre dorsale et 2 ventro-latérales) Présence d'une dent de pénétration entre les 2 lèvres ventro-latérales
Dimensions de l'œsophage	0,49 mm de long 0,035 mm de large	0,96 mm de long 0,073 mm de large
Ventricule œsophagien	Peu visible, ovale	Petit, ovale, plus ou moins allongé
Intestin	Distinct, sombre	-
Caecum	0,29 mm de long	0,90 mm de long
Annexe ventriculaire	Plus longue que le caecum 0,46 mm de long	Plus courte que le caecum 0,61 mm de long
Queue	Petite, conique 0,09 mm de long	Longue, conique 0,12 mm de long

Tableau 2 : Comparatif des larves L3 et des larves L4 de *C. rudolphii* (24).



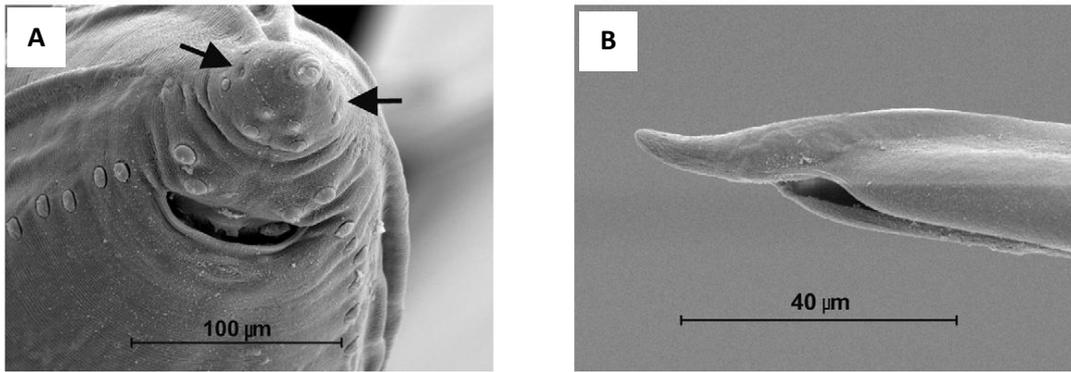
**Figure 10 : Larve L3 de *Contracaecum* spp observées chez *Hoplias malabaricus* et *Hoplerythrinus Unitaeniatus* (22).**

- (A) Extrémité antérieure de la larve *Contracaecum* spp montrant le caecum intestinal, l'appendice ventriculaire, l'anneau nerveux et la papille céphalique
- (B) Vue latérale du pôle céphalique
- (C) Vue latérale du pôle caudal



**Figure 11 : Larve adulte mâle de *Contracaecum rudolphii* (23).**

*Vue apicale du pôle céphalique montrant la lèvre dorsale (dl), deux lèvres ventro-latérales (vl) et les lobes interlabiaux (it).*



**Figure 12 : Larve adulte mâle de *Contracaecum rudolphii* (23).**

(A) *Vue de l'extrémité postérieure.*

(B) *Vue de la fin distale de l'extrémité postérieure, caractéristique des spicules.*

### 1.7.2 Cycle évolutif du genre *Contracaecum*

La particularité de ce cycle est qu'aucune mue ne se produit chez un hôte intermédiaire ; les deux premières mues ont lieu dans l'œuf et les deux dernières chez l'hôte définitif.

Les vers adultes femelles, qui vivent dans le tube digestif de l'hôte définitif, pondent des œufs non embryonnés qui seront éliminés dans le milieu extérieur marin : eau de mer, eau saumâtre ou eau douce, avec les excréments de l'hôte. L'éclosion de l'œuf entraîne la libération dans l'eau d'une larve de stade 2 (L2) ou d'une larve de stade 3 (L3) (25).

Ces larves L2 ou L3 sont ensuite ingérées par des arthropodes aquatiques (copépodes, amphipodes, larves aquatiques d'insecte) ou par des invertébrés aquatiques (céphalopodes, petits crustacés, gastéropodes, polychètes), qui sont les premiers hôtes intermédiaires ou des hôtes paraténiques. Puis, ces hôtes seront le repas d'autres hôtes paraténiques comme les poissons, qui seront eux-mêmes ingérés par des poissons piscivores de plus grandes tailles, puis enfin par l'hôte définitif (26).

Cependant, il existe un shunt du cycle : les larves L2 ou L3 libres peuvent être ingérées directement par un poisson ou par l'hôte définitif sans passer par les étapes précédentes.

L'hôte définitif est un mammifère marin (pinnipèdes : Phocidés, Otariidés) ou un oiseau piscivore (pélicans, cormorans). C'est lorsque la larve L3 atteint une taille supérieure à 4 mm, qu'elle devient infectieuse pour l'hôte définitif. Elle va alors muer en larve de stade 4 (L4), puis en ver adulte sexuellement mature (25) (27).

Les larves et les vers adultes peuvent avoir des conséquences graves sur la santé de l'hôte, pouvant entraîner des pertes importantes au niveau des pêcheries (23).

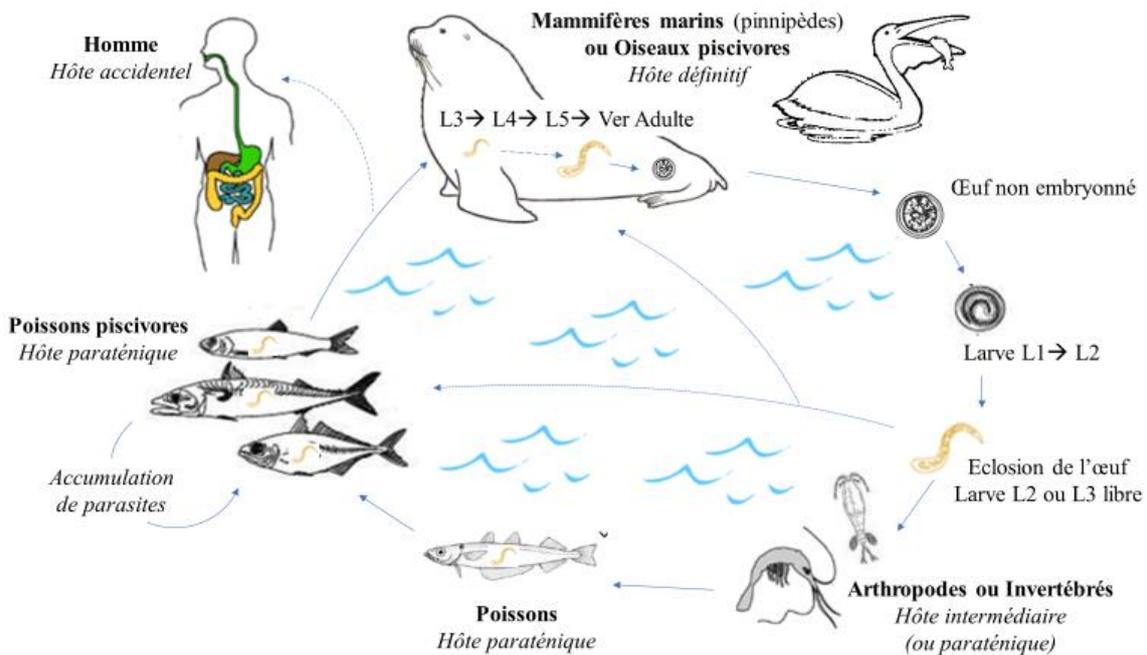


Figure 13 : Cycle biologique de *Contracaecum osculatum*  
(modifié d'après le cycle de Koie) (27)

## 1.8 Le genre *Hysterothylacium*

### 1.8.1 Morphologie des larves d'*Hysterothylacium* spp.

Les larves L3 ont une longueur de 17,4-23,1 mm pour un diamètre de 0,45-0,62 mm environ. La cuticule est striée transversalement de l'extrémité antérieure à l'extrémité postérieure. Latéralement il n'y a pas « d'alaes » (= crêtes cuticulaires).

Au niveau de l'extrémité antérieure, la bouche présente une ouverture en forme de T, il n'y a pas de lèvre bien distincte mais il y a présence d'une dent de pénétration.

Le pore excréteur antérieur est situé au niveau de l'anneau nerveux.

L'œsophage est musculéux et mesure environ 1,45 à 2,78 mm de longueur. Le ventricule est aussi long que large (2 mm sur 1,5 mm environ) et l'appendice œsophagien est mince. Le caecum intestinal est plus long que l'appendice œsophagien.

Des gonades à l'aspect de filaments s'étendent de l'extrémité distale de l'appendice œsophagien jusqu'à l'anus. Chez les larves femelles, les tubules génitaux, situés latéralement ne sont pas visibles. Les mâles eux ont un tubule ventral enroulé.

La queue est conique et se termine par une pointe avec un mucron en forme de « queue de cactus » (28) (29) (30).

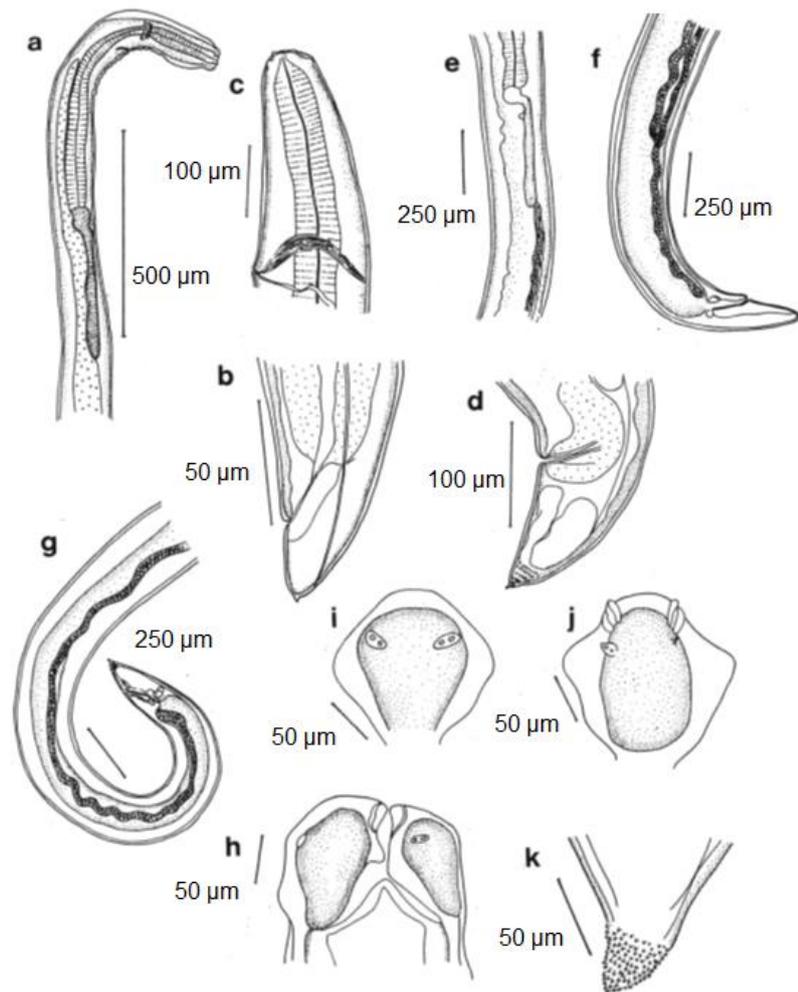


**Figure 14 : Larve L3 d'*Hysterothylacium deardorffoverstreetorum* (31)**

(A) Vue de l'extrémité antérieure, montrant le pore excréteur (EP).

(B) Vue frontale de l'extrémité antérieure

(C) Vue de l'extrémité postérieure avec le mucron (MU)



**Figure 15 : Larve L3 d'*Hysterothylacium aduncum* observée chez *Themisto gaudiaudii*, *Engraulis anchoita* ou *Merluccius hubbsi* (29).**

- (a) *Vue médiane de l'extrémité antérieure.*
- (b) *Extrémité postérieure.*
- (c) *Vue latérale de l'extrémité antérieure montrant l'anneau nerveux et le pore excréteur.*
- (d) *Vue latérale de l'extrémité postérieure.*
- (e) *Gonades mâles*
- (f) *Gonades femelles*
- (g) *Extrémité postérieure d'une larve mâle*
- (h) *Vue latérale de l'extrémité antérieure*
- (i) *Vue dorsale de l'extrémité antérieure (lèvre dorsale)*
- (j) *Vue ventro-latérale de l'extrémité antérieure (lèvre ventro-latérale)*
- (k) *Queue avec un mucron en forme de « queue de cactus »*

### 1.8.2 Cycle évolutif du genre *Hysterothylacium*

Les vers adultes femelles qui se trouvent dans la lumière du tube digestif de l'hôte (poissons) pondent des œufs non embryonnés qui seront éliminés avec les fèces dans le milieu extérieur marin. Les vers adultes ne sont pas fixés à la muqueuse gastrique, ils nagent donc librement dans le contenu intestinal. Les deux premières mues ont lieu dans l'œuf formant ainsi une larve développée : la larve de stade 3 (L3).

Puis, l'œuf va éclore pour donner une larve L3 infectieuse qui sera ingérée par des crustacés planctoniques benthiques et/ou pélagiques (Copépodes, Amphipodes, Ctenophores, Cnidaires, Isopodes, Mysidacés) (= 1<sup>er</sup> hôte intermédiaire obligatoire). A noter que ces crustacés planctoniques peuvent être directement ingérés par l'hôte définitif. Si ce n'est pas le cas, on passe alors par un cycle plus complexe comprenant toutes les étapes de prédatons jusqu'à l'hôte définitif.

Ces crustacés seront à leur tour le repas de crustacés de plus grande taille ou d'autres invertébrés (Ctenophores, Chétognathes, Polychètes, Ophiuroïdes) (= hôtes paraténiques). Puis, ils seront eux-mêmes ingérés par diverses espèces de poisson servant d'hôtes de transport (= hôtes paraténiques ou hôte définitif). Dans ce cycle les poissons sont donc à la fois des hôtes intermédiaires, paraténiques et définitifs (28) (32).

On remarque que la taille des larves L3 a son importance quant à leur devenir chez le poisson hôte. Les larves ayant une longueur inférieure à environ 2 mm ne survivent pas chez le poisson, alors que celles de taille d'environ 2 à 3 mm vont s'encapsuler. Quant aux larves L3 de plus de 3 mm, elles vont muer en larves de stade 4 (L4), puis en ver adulte dans la lumière du tube digestif de l'hôte définitif. Ce phénomène explique le fait que certains poissons présentent un grand nombre de larves encapsulées au niveau de leurs viscères (33) (34).

A noter qu'*Hysterothylacium* est retrouvé dans les eaux de mers mais aussi dans les eaux douces. Cependant, il n'entraîne pas de problème de santé chez l'homme car les larves ne survivent pas à une température supérieure à 30°C.

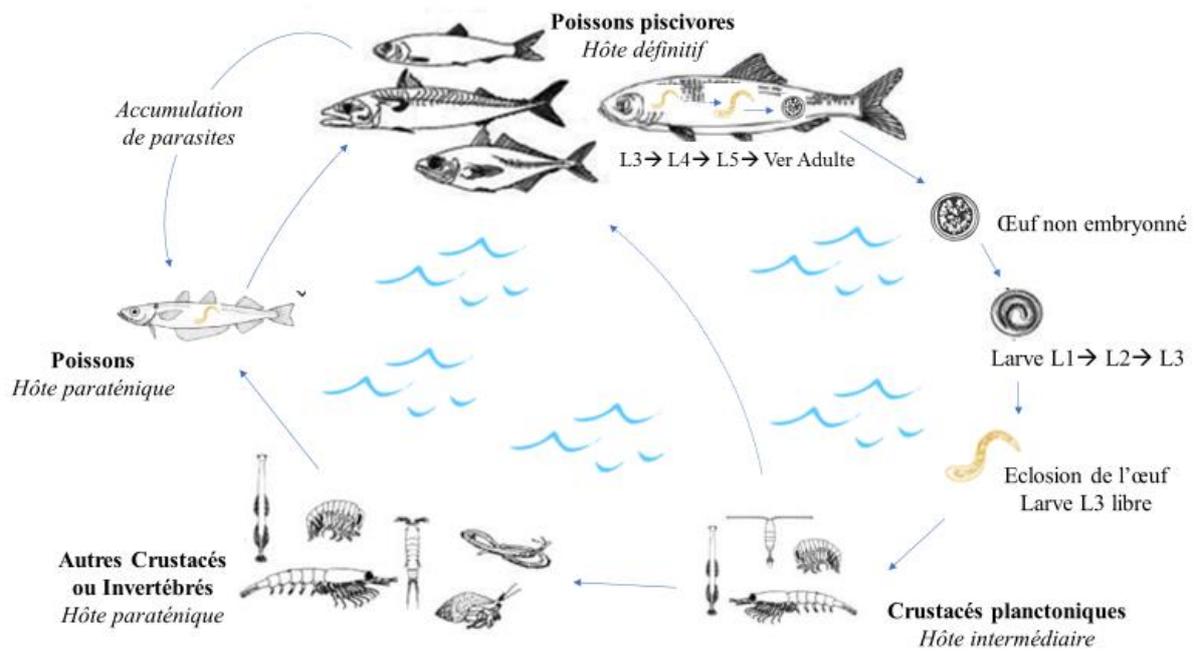


Figure 16 : Cycle biologique d'*Hysterothylacium aduncum*

(modifié d'après le cycle de Klimpel) (35)

	<i>Anisakis sp</i> (28)	<i>Pseudoteranova sp</i> (19)	<i>Contracaecum sp</i> (30) (31)	<i>Hysterothylacium sp</i> (34)	
Couleur	Transparent à blanc-jaunâtre	Jaunâtre à brun-rouge	Blanc-jaunâtre à gris-brunâtre	Blanc-jaunâtre	
Corps	Longueur moyenne	14-30 mm	20-50 mm	14 mm	1,5-25 mm
	Diamètre moyen	0,2-0,5 mm	0,8-1,2 mm	0,5 mm	0,05-0,3 mm
Surface du corps	Striations transversales	Striations transversales	Striations transversales	Striations transversales	
Bouche	3 lèvres mal développées : - 1 lèvre dorsale - 2 lèvres sub-ventrales	3 lèvres distinctes et de taille égale : - 1 lèvre dorsale - 2 lèvres sub-ventrales	3 lèvres mal développées : - 1 lèvre dorsale - 2 lèvres sub-ventrales	Pas de lèvres distinctes (Ouverture de la bouche en forme de « T »)	
Dent de pénétration	Présence	Présence	Présence	Présence	
Pore excréteur	Présence	Présence	Présence	Présence	
Dimensions de l'œsophage (longueur moyenne)	1,21 mm	2,0 mm Œsophage musculéux	0,49 mm Œsophage Étroit (0,035 mm de diamètre)	1,85 mm	
Ventricule œsophagien	0,48 mm de long 0,15 mm de diamètre	1,2 mm de long	Peu visible	2,09 mm de long 1,5 mm de diamètre	
Appendice œsophagien	Pas d'appendice œsophagien	Pas d'appendice œsophagien	Présence	Présence	
Caecum intestinale	Pas de caecum	1,1 mm long	0,29 mm de long	-	
Glandes rectales	2 glandes rectales	3 glandes rectales : 2 dorsales et 1 ventrale	-	-	
Queue	Conique 0,08 mm de long	Conique, courte, pointue 0,2 mm de long	Conique, petite 0,09 mm	Conique, pointue	
Mucron	Présence (0,03 mm)	Présence (0,02 mm)	Absence	Présence (« Queue de cactus »)	

Tableau 3 : Tableau comparatif des larves de stade 3 (L3) des Anisakidés (modifié d'après Boireau 2002) (36)

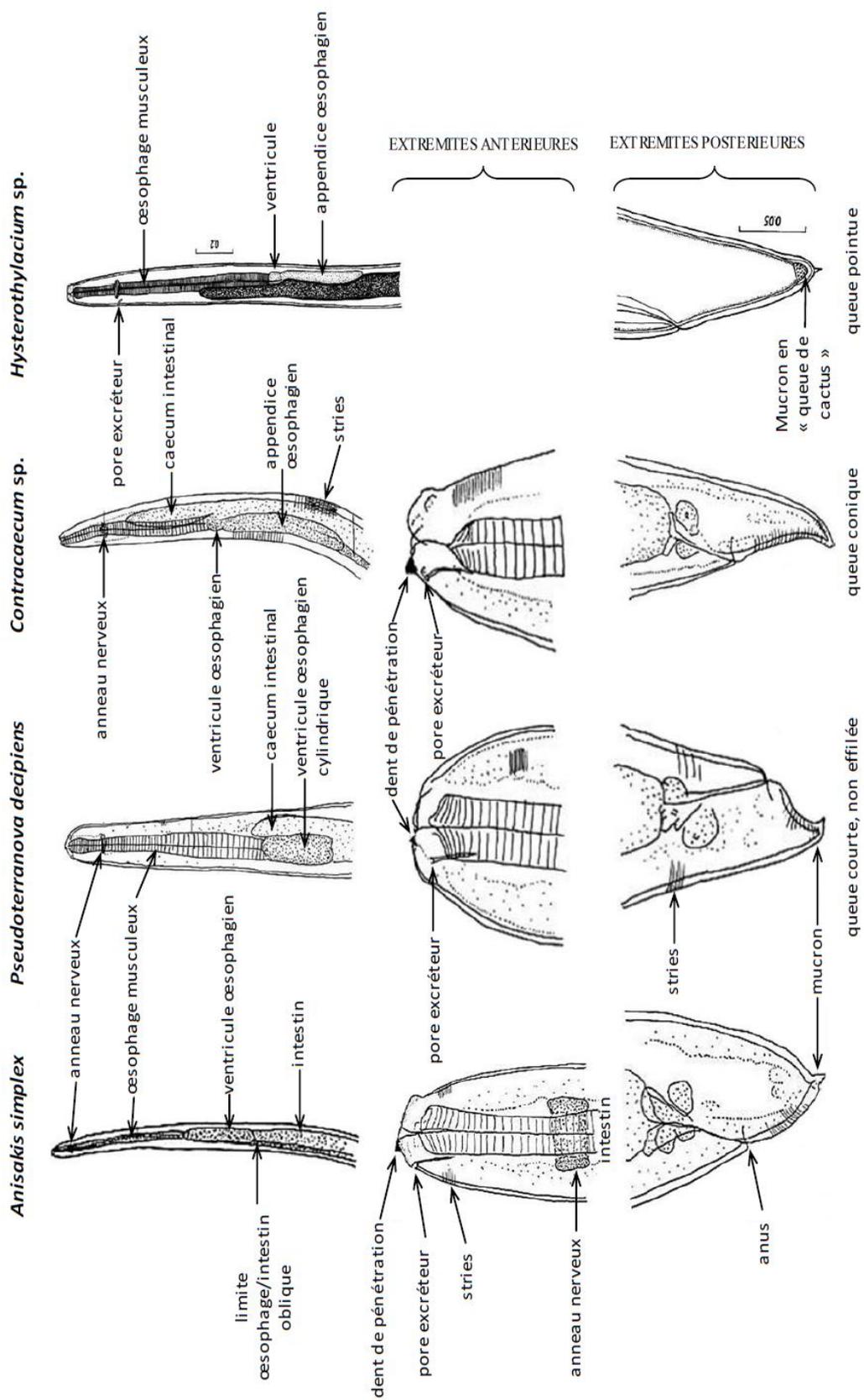


Figure 17 : Schéma comparatif de la morphologie de différentes larves de stade 3 (L3) d'Anisakidés : *Anisakis simplex*, *Pseudoterranova decipiens*, *Contracaecum sp.*, *Hysterothylacium sp.* (d'après BERLAND 2003, cité dans AUGRY 2012). (37) (38)



Figure 18 : Larve de stade 3 (L3) d'*Anisakis simplex* (longueur totale : 30 mm) chez *Clupea harengus* (39).



Figure 19 : Larve de stade 3 (L3) de *Pseudoterranova decipiens* (longueur totale : 45 mm) chez *Gadus morhua* (39).



Figure 20 : Larve de stade 3 (L3) de *Contracaecum osculatum* (longueur totale : 20-30 mm) chez *Gadus morhua* (39).

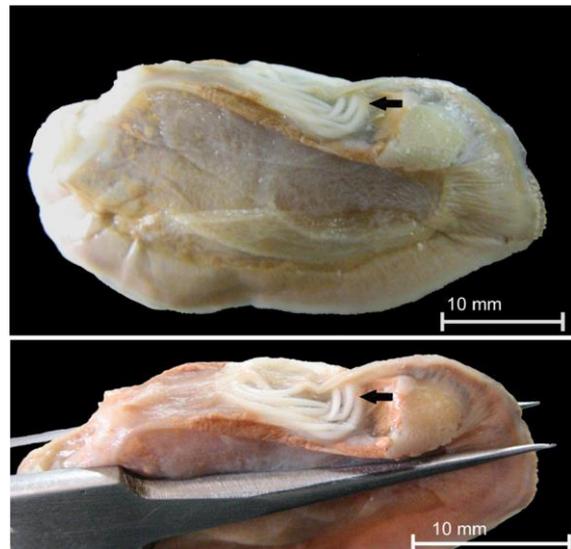


Figure 21 : Larve de stade 3 (L3) d'*Hysterothylacium sp* chez *Diplodon suavidicus* (30).

## 2. La parasitose : l'Anisakidose

### 2.1 Définition

L'Anisakidose ou Anisakiose est une helminthose due à la fixation de larves de la famille des Anisakidés au niveau de la muqueuse gastrique ou intestinale. C'est une parasitose cosmopolite. Les parasites sont transmis par la consommation de poisson de mer cru ou insuffisamment cuit : sous forme de tartare, sushis, sashimis (poisson cru), gravlax (préparation à base de saumon cru), ceviche (poisson cuit dans du citron), rollmops (harengs marinés dans du vin blanc ou du vinaigre) ... Chez l'homme, les larves sont en impasse parasitaire ; celles-ci n'évoluent pas en ver adulte et meurent au bout de quelques jours. Cependant, durant ce laps de temps les larves vont se fixer sur la paroi du tube digestif entraînant différents symptômes (8) (15).

A noter que parfois c'est le terme « Anisakiase » qui est employé quand le parasite en question est *Anisakis simplex*.

On remarque que comme pour le parasite, cette parasitose reste assez méconnue du grand public. Parmi les 3020 personnes ayant répondu au questionnaire, seulement 228 personnes (c'est-à-dire 7,5 %) avaient déjà entendu parler de l'Anisakidose. Ce résultat reste en accord avec celui sur la connaissance du parasite où 7,8 % des personnes interrogées avaient déjà entendu parler du parasite *Anisakis*.

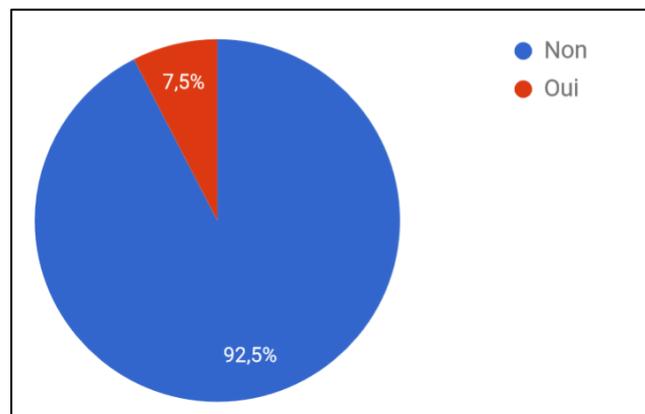


Figure 22 : Graphique représentant le pourcentage de personnes ayant déjà entendu parler ou non de la parasitose Anisakidose

## 2.2 Historique

En 1960, Van Thiel a trouvé des parasites chez un patient souffrant de symptômes abdominaux aigus, ce qui lui a permis d'établir un lien entre ces symptômes et la consommation de poisson cru infesté. Ces symptômes seront décrits plus tard comme étant ceux de l'Anisakidose. Depuis d'autres cas ont été recensés en Europe, en Asie, en Amérique du Nord, en Egypte, en Nouvelle-Zélande... (12).

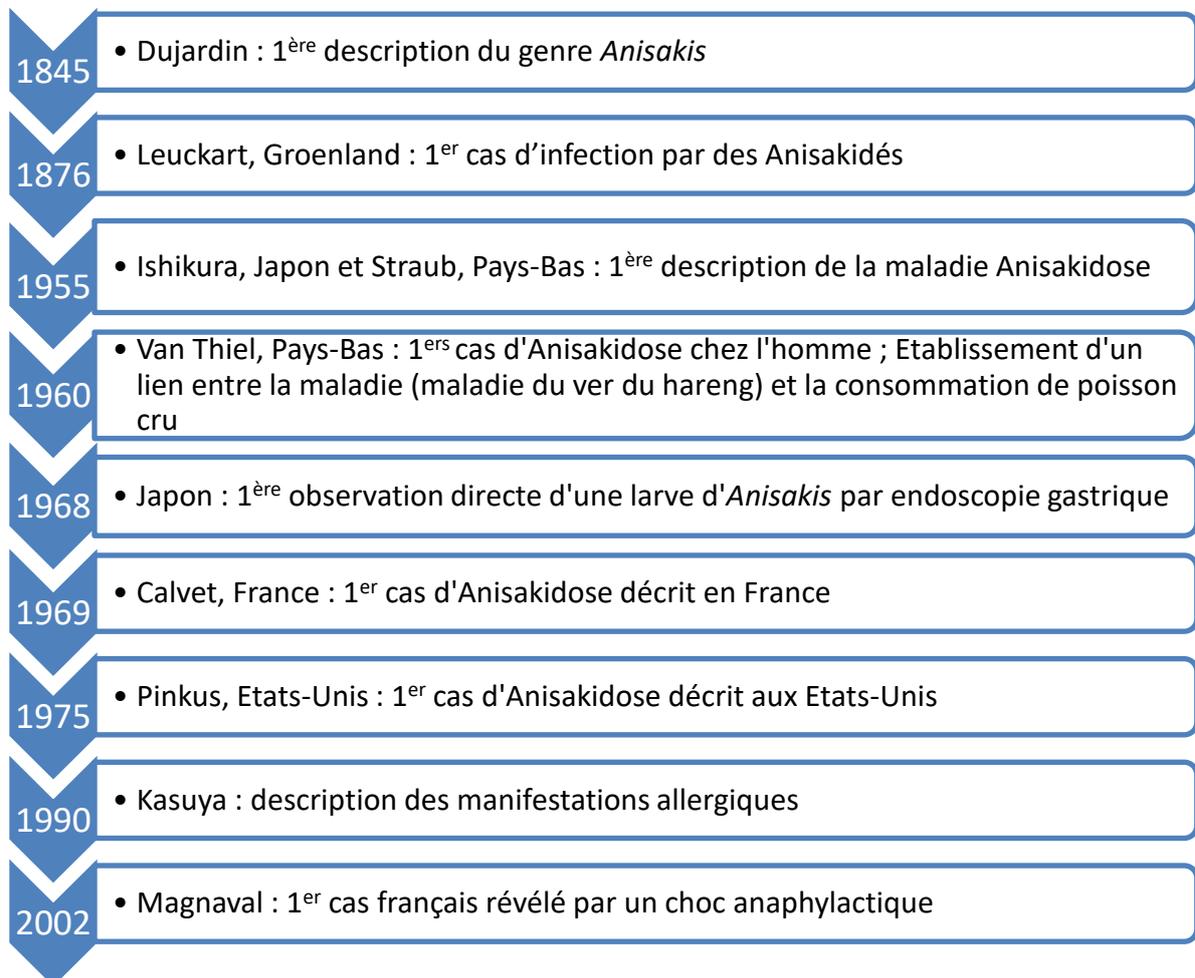


Figure 23 : Historique de l'Anisakidose (40).

## 2.3 Parasites impliqués : Genres ayant un risque pathogène pour l'homme

Les larves les plus souvent retrouvées chez l'homme appartiennent majoritairement aux genres *Anisakis spp* et *Pseudoterranova spp*.

Les autres larves appartenant aux genres *Contracaecum*, *Multicaecum*, *Phocanema*, *Porocanema* et *Raphidascaris* font partie des agents contaminants potentiels mais dans la réalité ils sont rarement impliqués dans des cas d'Anisakidose humaine (8).

## 2.4 Physiopathologie et signes cliniques

Bien que l'Anisakidose soit surtout une forme digestive, elle regroupe en réalité trois tableaux cliniques distincts :

- La forme gastro-duodénale
- La forme intestinale (iliaque)
- La forme allergique

La forme gastrique est surtout rencontrée au Japon alors que la forme intestinale est plutôt retrouvée en Europe occidentale.

Durée moyenne d'incubation	Principaux symptômes	Durée des symptômes	Durée de la période contagieuse (excrétion)	Complications	Formes asymptomatiques
<b>De 1 à 12 heures</b>	Gastriques (douleurs abdominales, nausées, vomissements et/ou diarrhées, manifestations pseudo-ulcéreuses) <b>et/ou *</b>	Quelques jours à quelques semaines dans les cas chroniques	Non applicable	Occlusion intestinale	Oui Pas de données disponibles sur les proportions
<b>De 12 heures à plus de 15 jours</b>	Intestinaux (nausées, vomissements et /ou diarrhées, syndromes appendiculaires, péritonéaux, rares formes coliques ou iléales basses)	Quelques jours à quelques semaines dans les cas chroniques	Non applicable	Occlusion intestinale	Oui Pas de données disponibles sur les proportions
<b>De quelques heures à plus de 24 heures</b>	o Anisakiose gastro-allergique (allergies digestives, urticaire par exemple) provoquée par des larves vivantes o Allergies cutanées (urticaire (20 %), angioedème) provoquées par des larves vivantes ou mortes.	1 jour	Non applicable	20 à 60 % de cas sévères (angioedème, choc anaphylactique pouvant être mortel).	Oui Pas de données disponibles sur les proportions

\* Les symptômes sont liés à la pénétration par les larves de la muqueuse gastrique et/ou intestinale.

**Tableau 4 : Caractéristiques de la maladie (41).**

### **2.4.1 La forme gastro-duodénale**

La fixation du parasite sur la muqueuse gastrique ou duodénale est à l'origine de différents symptômes. C'est la forme la plus fréquente, elle représente environ 85% des cas d'Anisakidose (15).

Cette forme aiguë est caractérisée par de violentes douleurs épigastriques et abdominales associées à des troubles digestifs tels que nausées, vomissements, parfois d'hématémèse qui se manifestent quelques heures (3 à 6 heures) après un repas infestant. Elle évoque un syndrome pseudo-ulcéreux. Le parasite peut également migrer vers l'oropharynx entraînant une toux ou dans l'intestin grêle (8) (42).

### **2.4.2 La forme intestinale**

Cette forme peut survenir jusqu'à plusieurs semaines après un repas contaminant. Au début cette phase est souvent asymptomatique.

Puis, il y a apparition de douleurs abdominales, d'importance et de localisation variable, souvent accompagnées de saignements. Ces symptômes évoquent un syndrome tumoral, voire un syndrome occlusif ou même une invagination de la paroi intestinale.

Les larves vont se fixer au niveau de la muqueuse intestinale, ce qui entraîne la formation de granulomes à éosinophiles, simulant un tableau clinique d'entérite ou d'appendicite pouvant aller jusqu'à la perforation intestinale (15) (42).

### 2.4.3 La forme allergique

#### *Phase aiguë*

Les manifestations aiguës (allergies digestives, urticaire) sont en général de faible durée et de faible gravité.

#### *Phase chronique*

Chez les sujets sensibilisés aux antigènes des larves d'Anisakidés, des manifestations allergiques intestinales ou généralisées (urticaire), parfois grave (angioedème), peuvent se produire lors d'une consommation ultérieure de poisson contaminé, même si celui-ci est suffisamment cuit. Ce phénomène est dû à la thermostabilité de certains des allergènes (15) (43).

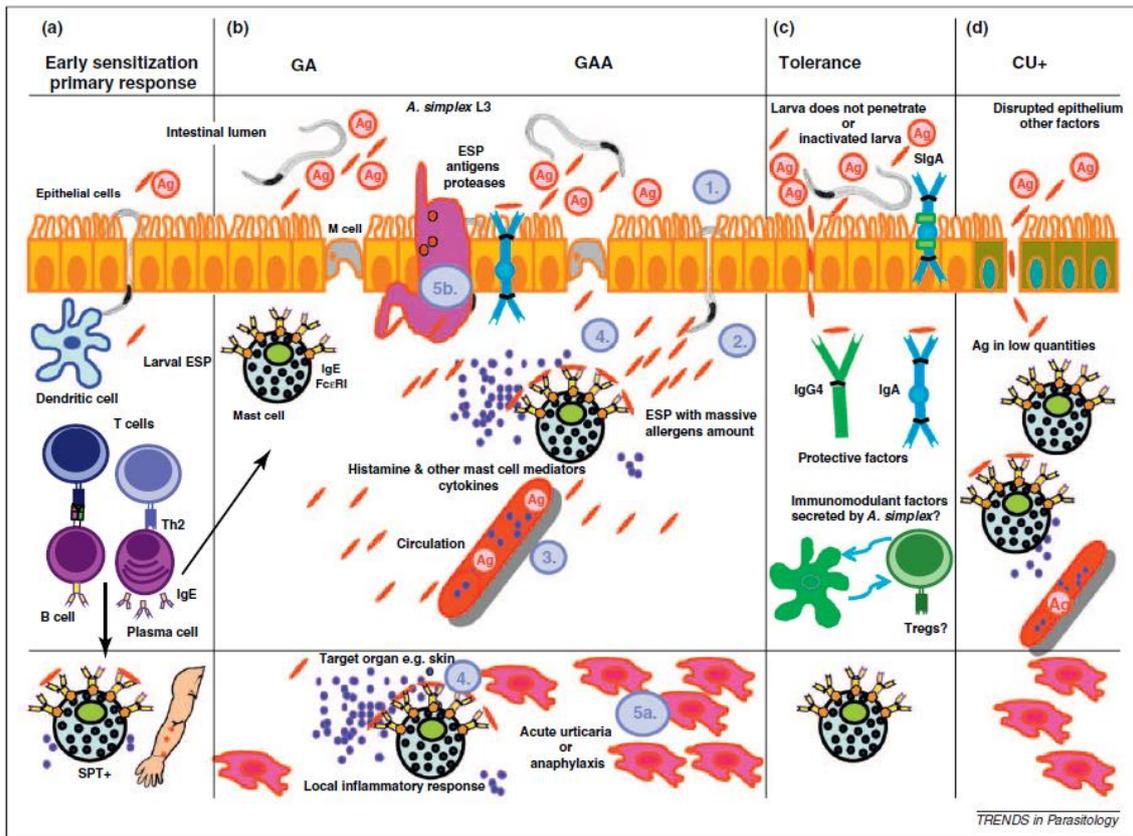
Une urticaire est considérée comme chronique si cette dernière dure depuis plus de 6 semaines (15).

Il y a trois sources d'allergènes possibles :

- Les antigènes de surface (que le parasite soit vivant ou mort)
- Les allergènes excrétés par le parasite vivant
- Les antigènes somatiques, libérés dans le milieu extérieur lors de la mort du parasite

Par exemple pour *Anisakis simplex*, 13 allergènes sont connus Ani s1, Ani s2, Ani s3, Ani s4, Ani s5, Ani s6, Ani s7, Ani s8, Ani s9, Ani s10, Ani s11, Ani s11-li, Ani s12. Les allergènes d'*Anisakis simplex* les plus souvent rencontrés sont Ani s1, Ani s2 et Ani s7.

Suite à l'ingestion de poisson, l'homme va se sensibiliser à un allergène d'Anisakidés et une réponse immunitaire va se mettre en place (44) (45) (46).



**Figure 24 : Schéma représentant la réaction immunitaire de l'homme vis-à-vis d'*Anisakis simplex* vivant, inactivé et de ses allergènes (47).**

(a) Une sensibilisation précoce se produit lorsque la larve L3 d'*Anisakis simplex* pénètre dans la muqueuse gastro-intestinale. Il y a production d'IgE spécifiques contre les antigènes (Ag) (de surface, excrétés (ESP) ou somatiques) d'*Anisakis simplex*. Les tests cutanés positifs (SPT+) montrent des mastocytes sensibilisés après un premier épisode parasitaire.

(b) Anisakidose gastrique et gastro-allergique : l'organisme est déjà sensibilisé et une larve L3 vivante pénètre dans l'épithélium gastrique.

(1). Les protéases parasites et d'autres produits aident la larve à migrer à travers l'épithélium et ainsi à contourner les mécanismes immunitaires (IgA spécifiques).

(2,3) des antigènes vont se retrouver dans le milieu intérieur.

(4) Certains allergènes vont se lier aux IgE présents sur les mastocytes, provoquant une dégranulation et une libération d'histamine, de cytokines...

(5a) apparition de symptômes allergiques chez des patients sensibilisés tels que l'urticaire ou l'anaphylaxie (anisakidose gastro-allergique (GAA)).

(5b) ou apparition d'une réponse inflammatoire locale (anisakidose gastrique (GA)).

(c) Tolérance : lorsque la larve vivante ne pénètre pas dans la muqueuse gastrique, ou qu'elle est morte ou que ses allergènes restent dans la lumière gastrique.

(d) Urticaire chronique (CU+) : suite à une sensibilisation ultérieure, une faible quantité d'allergènes activent les mastocytes, entraînant une réaction urticaire prolongée ou chronique.

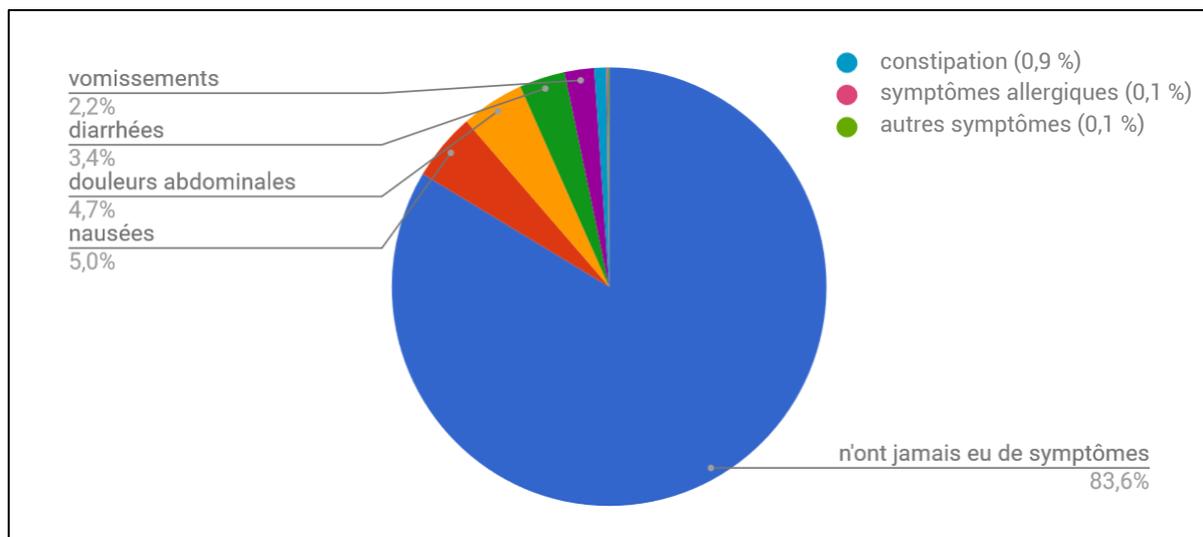
Au cours de notre enquête nous avons demandé aux participants s'ils avaient déjà ressenti des symptômes (tels que nausées, vomissements, diarrhées...) après avoir mangé du poisson.

83,6 % déclarent ne jamais avoir ressenti l'un de ces symptômes. Parmi les autres personnes interrogées, 16,2 % ont déjà ressenti un ou plusieurs symptômes caractéristiques de la forme gastro-duodénale et/ou intestinale : 5,0 % ont déjà eu des nausées, 4,7 % des douleurs abdominales, 3,4 % des diarrhées, 2,2 % des vomissements et 0,9 % ont souffert d'une constipation.

En ce qui concerne la forme allergique, 0,1 % des personnes interrogées ont déclaré avoir eu des symptômes allergiques (démangeaisons, urticaire...).

Il est possible que des Anisakidés soient à l'origine de ces différents symptômes. On peut donc émettre l'hypothèse que parmi les participants de cette étude il y ait eu plusieurs cas d'Anisakidose non diagnostiqués.

De plus, 0,1 % des répondants ont déclaré avoir eu d'autres symptômes comme des migraines, des cauchemars ou des vertiges.



**Figure 25 : Graphique représentant les différents symptômes ressentis ou non après une consommation de poisson**

A noter que parmi les 3020 répondants, 2 personnes ont également déclaré avoir eu une Ciguatera (intoxication alimentaire liée à la présence d'une toxine, produite par une microalgue *Gambierdiscus toxicus*, dans la chair de certains poissons)

## 2.5 Modes de contamination

La voie de contamination est quasi-exclusivement l'alimentation (poisson cru ou insuffisamment cuit). Il n'y a pas de transmission interhumaine.

Cependant, quelques rares cas d'allergies par contact direct ont pu être observés (8).

Dans notre étude 73,2 % des personnes interrogées consomment le poisson poêlé, 55,6 % au four et 32,3 % en papillote. Entre 15 et 22 % consomment le poisson soit mariné (cru ou cuit), à la plancha, à la vapeur, sous forme de friture, de beignet, ou sous forme de tartare. Les autres façons de cuisiner le poisson (pour 5 à 7 %) sont : poché ou au court bouillon, aux micro-ondes, ou bien sous forme de carpaccio.

On peut remarquer que le poisson est le plus souvent consommé cuit (poêlé ou au four), ce qui diminue fortement le risque de contamination, car les larves d'Anisakidés sont sensibles à la chaleur.

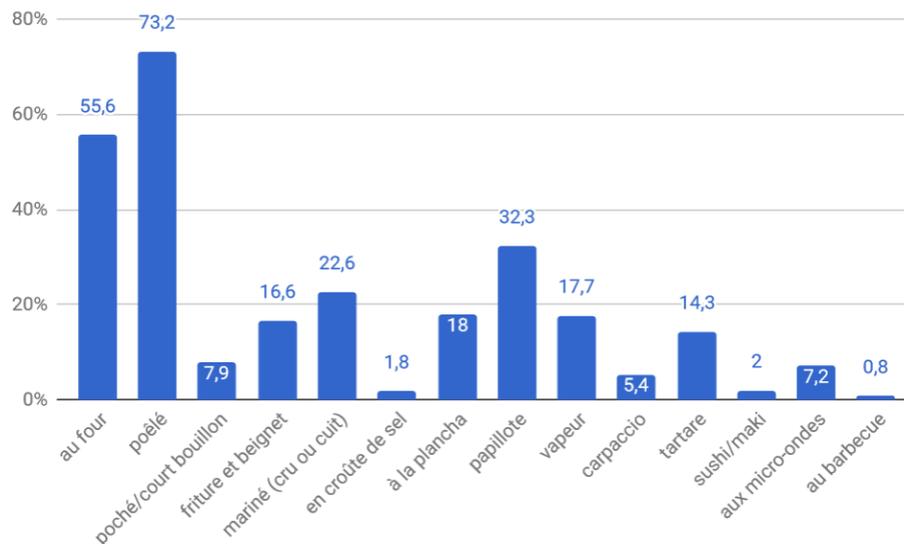


Figure 26 : Graphique représentant les différentes manières de consommer le poisson.

## 2.6 Population à risques

Toutes les personnes consommant du poisson cru (ou peu cuit, mariné, salé ou fumé) sont exposées au risque de l'Anisakidose (8).

## 2.7 Relation effet-dose

Il n'y a pas de relation effet-dose car la présence d'une seule larve suffit pour déclencher les symptômes précédemment évoqués (8).

## 2.8 Diagnostic

La première étape du diagnostic repose sur l'**interrogatoire**, afin de savoir si le patient a récemment consommé des produits de la mer qu'ils soient crus ou cuits. Il va permettre de déterminer quel examen médical sera le plus approprié.

Au vu des symptômes, on réalise alors une exploration digestive par **endoscopie** avec biopsie de l'oropharynx ou de l'estomac ou par laparotomie. On observe alors des lésions intestinales avec la présence de larves de stade 3 ou des granulomes à éosinophiles. L'endoscope permet d'observer la ou les larves et de les extraire afin de les identifier. Une étude histopathologique des biopsies (à la loupe binoculaire) permet l'identification sur des critères morphologiques des larves responsables (8) (15) (42) (48).



**Figure 27 : Images d'endoscopie montrant la présence de larves d'Anisakidés au niveau de la muqueuse digestive (49).**

## **2.9 Traitements**

Le seul traitement efficace est l'excision chirurgicale des larves et des granulomes larvaires, au cours d'une endoscopie à visée diagnostique. De même pour les cas plus rares comme les formes iléales basses ou les formes coliques. Elle est obligatoire en cas de syndrome occlusif ou d'invagination intestinale.

L'anisakidose iléale est souvent révélée suite à une occlusion intestinale qui est une complication majeure.

En plus de l'examen visuel, il est préférable d'associer un traitement médicamenteux afin d'éliminer les possibles larves restantes. Les molécules comme les benzimidazoles (albendazole, flubendazole, mébendazole) et l'ivermectine sont actives sur les larves fixées au niveau de la muqueuse digestive.

Les manifestations allergiques entraînées par la fixation des larves ou l'hypersensibilité due aux allergènes parasitaires sont traités de façon symptomatique selon leur gravité par des antihistaminiques, des corticoïdes ou encore par des  $\beta$ -mimétiques (8).

## **2.10 Prévention**

La prévention repose sur l'élimination des larves présentes dans le poisson avant sa consommation. A noter qu'il n'existe pas de vaccin (8).

## 2.11 Epidémiologie de l'Anisakidose

L'Anisakidose est une maladie parasitaire cosmopolite, elle a été diagnostiquée sur tous les continents du globe.

Au total environ 20 000 cas d'Anisakidose ont été recensés dans le monde, dont plus de 90 % au Japon. En Europe, on diagnostique en moyenne 20 cas par an et par pays (majoritairement en Espagne, en Norvège, aux Pays-Bas et au Royaume-Uni). En France c'est environ 8 cas par an qui sont signalés (50).



Figure 28 : Carte représentant les zones où des cas d'Anisakidose humaine ont été recensés (51).

### **2.11.1 Recensement des cas d'Anisakidose en France**

#### **Analyse de la littérature :**

En France, entre 1977 et 1991, ont été rapportés 25 cas d'Anisakidose aiguë ou subaiguë, soit en moyenne 2 cas par an. Chez les 25 patients, des larves ont été retrouvées au niveau de la paroi gastrique, responsables d'une altération de la muqueuse (entraînant un érythème, un œdème et parfois même une ulcération). Les troubles étaient une épigastralgie présente chez 18 cas et une occlusion chez 8 cas (40) (52).

Entre 1992 et 2005, 6 cas d'Anisakidose aiguë ou subaiguë ont été recensés, en moyenne un cas tous les 2 ans. Soit 4 fois moins qu'en 1991 (53).

#### ***1985-1987 : Enquête rétrospective en France***

Enquête réalisée auprès de 32 laboratoires hospitaliers de parasitologie, du laboratoire du Muséum d'histoire naturelle et des laboratoires réalisant la sérologie de l'Anisakiase.

Durant cette période, on a recensé 21 cas confirmés (10 cas par isolement du parasite, 13 cas par une sérologie positive et 2 cas par les 2 méthodes), qui faisaient suite à une consommation de poissons crus. Soit en moyenne 8 cas par an. Il n'y a eu aucun décès mais 4 cas ont nécessité une intervention chirurgicale (54) (55).

#### ***1986-1993 : Enquête rétrospective dans l'Ouest de la France.***

L'enquête a été réalisée auprès de 72 médecins gastro-entérologues de Loire-Atlantique, de Vendée et du Morbihan.

3 cas confirmés (présence du parasite ou sérologie positive) et 3 cas suspects (présence d'un granulome avec une éosinophilie et consommation régulière de poissons crus) ont été signalés (56).

#### ***1995-1998 : Analyse du CépiDc-Inserm (Centre d'épidémiologie sur les causes médicales de décès)***

Durant cette période aucun décès n'a été attribué à l'Anisakiase (cause initiale et cause associée) (42).

### ***1997-1999 : Analyse du PMSI (Programme de médicalisation des systèmes d'information)***

Le nombre annuel moyen d'hospitalisations enregistrées, dans la base PMSI sous le code correspondant à l'Anisakiase, était de 6 cas (soit 3 cas en 1997, 5 en 1998 et 11 en 1999) (42).

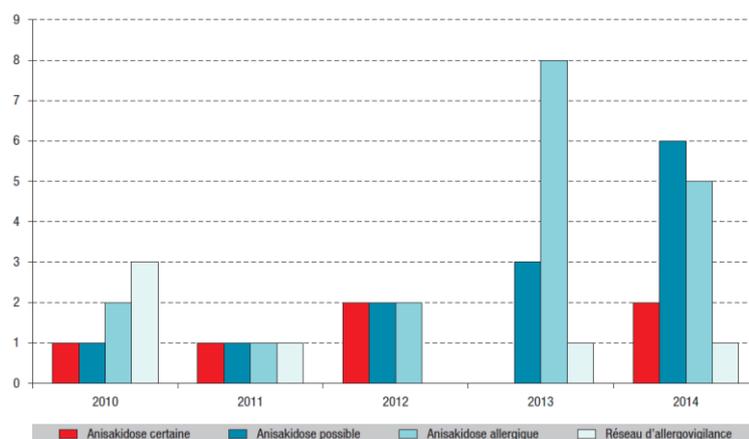
### ***2010-2014 : Enquête rétrospective en France***

Recueil des cas auprès de tous les laboratoires hospitalo-universitaires de parasitologie-mycologie de France, accompagné d'une analyse des données du RAV (Réseau national d'allergovigilance) et du PMSI.

L'enquête auprès de 35 laboratoires hospitalo-universitaires de parasitologie-mycologie du réseau Anofel a recensé 37 cas d'Anisakidose : dont 6 cas certains (mise en évidence du parasite), 13 cas possibles et 18 cas d'Anisakidose allergique. L'âge de ces 37 cas variait de 11 à 69 ans avec un ratio homme/femme de 0,48.

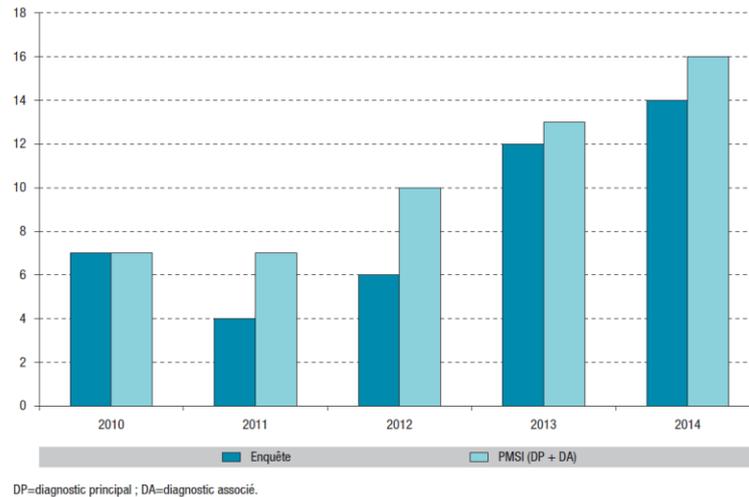
Parmi les 6 cas certains, on dénombre une forme œsophagienne (émission du ver suite à un vomissement), 4 formes gastro-duodénales (observation du ou des parasites par fibroscopie) et une forme colique (présence d'un granulome éosinophile).

L'enquête auprès du RAV a signalé 6 cas d'allergie sévère aux anisakidés, dont 4 patients ont présenté une urticaire et 3 des signes de choc anaphylactique. L'âge de ces 6 cas variait de 28 à 80 ans avec un ratio homme/femme de 0,2 (57).



**Figure 29 : Nombre de cas d'anisakidose (certains, possibles ou allergiques) identifiés dans le réseau Anofel et nombre de cas d'anaphylaxie grave dus aux anisakidés repérés dans le réseau d'allergovigilance (RAV) en France métropolitaine, 2010-2014 (57).**

L'analyse des données du PMSI a mis en évidence que le nombre d'hospitalisation enregistré comme Anisakiase était en moyenne de 10 hospitalisations/an. L'âge des patients variait de 8 à 81 ans avec un ratio homme/femme de 0,62 (57).



**Figure 30 : Nombre total de cas d'anisakidose (réseau Anofel et réseau d'allergovigilance, RAV) identifiés entre 2010 et 2014 en France métropolitaine comparés aux cas identifiés par le PMSI (57).**

### 2.11.2 Exemples de cas recensés récemment en France et en Espagne

#### **2008, France :**

Un homme de 28 ans (serveur dans un sushi-bar) consulte pour des douleurs au niveau de la fosse iliaque droite d'évolution rapide, évoquant un syndrome appendiculaire atypique. Une exploration chirurgicale montre la présence d'une masse au niveau du bas fond caecal et de la partie terminale de la dernière anse iléale. Une iléocoléctomie est alors réalisée. Au niveau de la lumière iléale on observe alors une larve d'Anisakidés pénétrant la muqueuse lésée (58).

**2012, France :**

Suite à la consommation d'un ceviche de cabillaud, une femme de 25 ans a eu un vomissement brutal associé à des douleurs rétrosternales et un pyrosis qui vont durer plusieurs jours. 7 jours après, dans un crachat, la patiente rejette un ver mobile de couleur rosé, faisant par la même occasion disparaître les douleurs. L'identification de ce ver montrera qu'il appartient au genre *Pseudoterranova* (59).

**Mai 2014, Espagne (Pays-Basque) :**

70 cas d'infection gastro-intestinale (douleur abdominale, nausées, vomissements) due à *Anisakis* ont été diagnostiqués. L'âge moyen des patients était de 47 ans et le ratio homme/femme de 0,94. Un tiers des personnes ont été hospitalisés, mais il n'y a eu aucune complication et aucun décès. Les symptômes sont survenus, dans la journée, suite à la consommation, au domicile des patients, d'anchois (pour 91 % des cas) ou d'autres poissons. Pour 85 % des cas ces poissons ont été consommés crus ou marinés au vinaigre, sans avoir été au préalable congelés (50).

Dans notre enquête, parmi les 228 personnes ayant déjà entendu parler de l'Anisakidose (soit 7,5 % des personnes interrogées), 3 ont déclaré avoir déjà eu cette maladie parasitaire. Ces 3 personnes sont des femmes consommant régulièrement du poisson.

La première personne est une femme âgée entre 20 et 30 ans, habitant le département du Rhône et consommant du poisson (au four, poêlé ou à la vapeur) 2 fois par semaine. A noter qu'elle n'a jamais trouvé de parasites (vers) dans du poisson.

La seconde personne est une femme habitant le Calvados, âgée entre 41 et 50 ans. Elle déclare consommer du poisson (surtout aux micro-ondes) tous les jours. Elle a déjà trouvé des parasites dans du poisson ou des produits élaborés à partir de poisson, et elle a présenté des symptômes tels que nausées, diarrhées, constipation et douleurs abdominales (caractéristiques de la forme gastro-duodénale et/ou intestinale) suite à une consommation de poisson.

La troisième personne est une jeune femme de moins de 20 ans, habitant l'Ain, qui consomme du poisson (au four, poêlé, à la plancha, en papillote, à la vapeur ou aux micro-ondes) 2 fois par semaine, et a déjà trouvé des parasites dans du poisson ou des produits élaborés à partir de poisson. Suite à une consommation de poisson elle a présenté des diarrhées.

**DEUXIEME PARTIE :**  
**HOTES ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE DES**  
**ANISAKIDES**



# **DEUXIEME PARTIE : HOTES ET REPARTITION**

## **GEOGRAPHIQUE DES ANISAKIDES**

Les Anisakidés sont des parasites cosmopolites, bien que les différentes espèces aient une répartition spécifique, on les retrouve dans toutes les eaux des mers et océans ainsi que dans certaines eaux douces (pour le genre *Hysterothylacium*).

Afin de comprendre plus précisément le risque que ces parasites représentent pour l'Homme, la connaissance et la répartition géographique des hôtes des Anisakidés, surtout ceux pouvant être consommés par ce dernier, sont donc essentielles.

### **1. Hôtes possibles du parasite et leur Prévalence**

L'importance de l'hôte pour le parasite est évaluée grâce à la prévalence. En effet, la prévalence ou taux de parasitisme (exprimé en %) représente le nombre d'hôtes parasités par une même espèce ou un groupe taxonomique, sur le nombre total d'hôtes examinés. Ainsi, plus la prévalence est élevée et plus l'hôte en question est une étape importante dans le cycle biologique du parasite.

#### **1.1 Hôtes intermédiaires**

Les hôtes intermédiaires sont un maillon indispensable dans le développement du parasite. Les hôtes intermédiaires des Anisakidés sont des Arthropodes aquatiques benthiques et/ou épibenthiques comme les crustacés planctoniques (Amphipodes, Copépodes, Euphausia), ainsi que des invertébrés comme les Cnidaires ou les Annélides (Polychètes) (*Tableau 5 – Hôtes intermédiaires des Anisakidés*) (60).

*Anisakis simplex* possède un grand nombre d'hôtes intermédiaires possibles. Certains de ses hôtes sont cosmopolites et sont retrouvés dans l'océan Atlantique Nord, la mer de Barents, la mer de Béring, la mer du Nord, ou encore dans l'océan Pacifique Nord (ex : genre *Thysanoessa*, *Euphausia*) ; alors que d'autres ont une zone de répartition plus restreinte (ex : genre *Méganyctiphanes*). *Hysterothylacium aduncum*, quant à lui, possède également un grand nombre d'hôtes intermédiaires possibles parmi les Isopodes, les Mysidacés, les Maxillopodes, les Cnidaires, les Chétognates ou encore les Annélides (Polychètes) ; mais ces derniers sont surtout retrouvés au niveau de l'océan Atlantique Nord-Est.

Cette faible spécificité d'hôtes, montre que le parasite est capable de s'adapter au milieu dans lequel il se trouve. Ainsi, plus il a d'hôtes intermédiaires différents et plus il a de chances de poursuivre son cycle biologique et d'atteindre ainsi l'hôte définitif (60).

Embranchement	Classe	Ordre	Nom scientifique	Nom commun	Lieux de pêche	Espèces d'Anisakidés	Références		
Arthropodes	Malacostracés	Amphipodes	<i>Caprella septentrionalis</i>	-	Mer de Barents	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)		
			<i>Hyperiidiae spp.</i>	-	Océan Atlantique Nord, Mer du Nord centrale	<i>H. aduncum</i>	Klimpel et Rückert, 2004 (32)		
		Décapodes		<i>Paraeuchaeta norvegica</i>	-	Océan Atlantique Nord (Norvège Sud-Est)	<i>A. simplex</i>	Klimpel et al., 2004 (62)	
				<i>Hyas araneus</i>	Crabe araignée	Mer de Barents	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)	
				<i>Pandalus borealis</i>	Crevette Nordique	Mer du Japon	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)	
				<i>Pandalus kessleri</i>	Crevette Nordique	Mer d'Okhotsk (Pacifique)	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)	
						Mer de Barents,	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)	
						Pacifique Nord	<i>A. simplex</i>	Uspenskaya, 1963 (63) (cité dans Gregori, 2014) (64)	
					<i>Thysanoessa raschii</i>	Zooplancton, krill	Mer de Barents	<i>A. simplex</i>	Oshima et al., 1969 (65) (cité dans Gregori, 2014) (64)
							Océan Atlantique Nord-Est, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Smith 1983 (66) (cité dans Gregori 2014) (64)
							Océan Atlantique Nord-Ouest (Golfe du St Laurent)	<i>A. simplex</i>	Hays et al., 1998 (67) (cité dans Gregori 2014) (64)
							Pacifique Nord (Baie du Prince William)	<i>A. simplex</i>	Smith et Snyder, 2005 (68) (cité dans Gregori, 2014) (64)
							Océan Atlantique Nord, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)
							Mer du Nord, Nord de l'Ecosse et des îles Féroé	<i>A. simplex</i>	Smith, 1971 (69) (cité dans Gregori 2014) (64)
Mer du Nord	<i>A. simplex</i>						Lindley, 1977 (70) (cité dans Gregori 2014) (64)		
Océan Atlantique Nord-Est, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>						Smith (1983) (66) (cité dans Gregori 2014) (64)		
Océan Atlantique Nord, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>						Smith et Wooten, 1978 (61)		
Océan Atlantique Nord-Est, Nord de l'Ecosse et des îles Féroé	<i>A. simplex</i>						Van Banning (dans Smith, 1971) (69) (cité dans Gregori, 2014) (64)		
		Euphausiacés	<i>Thysanoessa longicaudata</i>	Zooplancton, krill	Océan Atlantique Nord-Est, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Smith (1983) (66) (cité dans Gregori 2014) (64)		
					Mer de Bering, Pacifique Nord	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)		
					Mer de Bering, Pacifique Nord	<i>A. simplex</i>	Oshima et al., 1969 (65) (cité dans Gregori, 2014) (64)		
					Océan Atlantique Nord, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)		
					Mer du Nord, Nord de l'Ecosse et des îles Féroé	<i>A. simplex</i>	Van Banning (dans Smith, 1971) (69) (cité dans Gregori, 2014) (64)		
					Océan Atlantique Nord-Est, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Smith (1983) (66) (cité dans Gregori 2014) (64)		
					Mer de Bering, Pacifique Nord	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)		
					Océan Atlantique Nord, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Smith et Wooten, 1978 (61)		
			<i>Meganyctiphanes norvegica</i>	Zooplancton, krill	Mer du Nord, Nord de l'Ecosse et des îles Féroé	<i>A. simplex</i>	Van Banning (dans Smith, 1971) (69) (cité dans Gregori, 2014) (64)		
					Océan Atlantique Nord-Ouest (Golfe du St Laurent)	<i>A. simplex</i>	Hays et al., 1998 (67) (cité dans Gregori 2014) (64)		

Tableau 5 (1/2)

Embranchement	Classe	Ordre	Nom scientifique	Nom commun	Lieux de pêche	Espèces d'Anisakidés	Références
Arthropodes (suite)	Malacostracés (suite)	Euphausiacés (suite)	<i>Euphausia krohnii</i>	Zooplancton, krill	Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Lindley, 1977 (70) (cité dans Gregori, 2014) (64)
			<i>Euphausia nana</i>	Zooplancton, krill	Mer de Chine Est	<i>A. simplex</i>	Shimazu, 1982 (71) (cité dans Gregori, 2014) (64)
			<i>Euphausia pacifica</i>	Zooplancton, krill	Mer de Béring, Pacifique Nord, Mer de Chine	<i>A. simplex</i>	Smith et Wootten, 1978 (61)
			<i>Euphausia vallentini</i>	Zooplancton, krill	Pacifique Nord	<i>A. simplex</i>	Shimazu et al., 1970 (71)
			<i>Nyctiphanes australis</i>	Zooplancton, krill	Pacifique Nord (Baie du Prince William)	<i>A. simplex</i>	Shimazu et Oshima, 1972 (72) (cité dans Gregori, 2014) (64)
			<i>Nyctiphanes couchii</i>	Zooplancton, krill	Océan Antarctique	<i>A. simplex</i>	Kagei, 1974 (74) (cité dans Gregori, 2014) (64)
				Zooplancton, krill	Pacifique Sud	<i>A. simplex</i>	Smith et Snyder, 2005 (68) (cité dans Gregori, 2014) (64)
				Zooplancton, krill	Océan Atlantique Nord-Est, Mer du Nord	<i>A. simplex</i>	Kagei, 1979 (75) (cité dans Gregori, 2014) (64)
				Zooplancton, krill	Océan Atlantique Nord-Est	<i>A. simplex</i> (ss), <i>A. simplex</i> (sl), <i>A. pegreffii</i>	Hurst 1984 (76) (cité dans Gregori, 2014) (64)
				Zooplancton, krill	Océan Atlantique Nord-Est	<i>A. simplex</i>	Smith (1983) (66) (cité dans Gregori 2014) (64)
Cnidaires Chétognathes	Maxillopodes	-	<i>Nyctiphanes simplex</i>	Zooplancton, krill	Pacifique Nord (Mexique Nord-Ouest)	<i>A. simplex</i>	Gregori 2014 (64)
				-	Océan Atlantique Nord-Est	<i>H. aduncum</i>	Gomez-Gutiérrez et al., 2010 (77) (cité dans Gregori 2014) (64)
				-	Océan Atlantique Nord-Est	<i>H. aduncum</i>	Perdiguerro-Alonso et al., 2008 (78)
			<i>Mesopodopsis slabberi</i>	-	Océan Atlantique Nord-Est (Ecosse Ouest)	<i>A. simplex</i>	Perdiguerro-Alonso et al., 2008 (78)
			<i>Acartia spp</i>	-	Océan Atlantique Nord-Est	<i>H. aduncum</i>	Makings, 1981 (79) (cité dans Gregori 2014) (64)
				-	Océan Atlantique Nord-Est	<i>H. aduncum</i>	Perdiguerro-Alonso et al., 2008 (78)
				-	Océan Atlantique Nord-Est	<i>H. aduncum</i>	Perdiguerro-Alonso et al., 2008 (78)
				-	Océan Atlantique Nord-Est	<i>Anisakis sp.</i> , <i>H. aduncum</i>	Perdiguerro-Alonso et al., 2008 (78)
				-	Mer Blanche (Russie)	<i>Anisakis sp.</i> , <i>H. aduncum</i>	Walther et Popova, 1974 (80) (cité dans Peoples, 2013) (81)
				-	Mer du Nord	<i>Contracaecum sp</i>	Reimer et al., 1971 (82) (cité dans Peoples, 2013) (81)
Annélides	Polychètes	Aciculata	<i>Nereis pelagica</i>	-	Mer Blanche (Russie)	<i>H. aduncum</i>	Popova et al., 1964 (83)
			<i>Gattyana cirrhosa</i>	-	Mer d'Isefjord, Zealand, Danemark	<i>H. aduncum</i>	Valter, 1970 (84) (cité dans Peoples, 2013) (81)
			<i>Harmathoe imbricata</i>	-	-	<i>H. aduncum</i>	Kole, 1993 (85) (cité dans Peoples, 2013) (81)
			-	-	<i>H. aduncum</i>	Peoples, 2013 (81)	
				<i>Polynoids non identifiés</i>	-	<i>H. aduncum</i>	Peoples, 2013 (81)

Tableau 5 : Hôtes intermédiaires des Anisakidés (modifié et complété d'après Seesao 2015). (60)

Tableau 5 (2/2)

## 1.2 Hôtes paraténiques et leur Prévalence

Un hôte paraténique est un hôte qui n'est pas nécessaire au cycle biologique du parasite, cependant il permet la transmission de celui-ci à l'hôte du niveau suivant. Ils sont également appelés hôtes de transport. Chez ces hôtes, on peut assister à une accumulation des parasites, suite à des prédatons successives.

Les hôtes paraténiques des Anisakidés peuvent être des poissons benthiques, épibenthiques ou pélagiques de mer, mais aussi des céphalopodes (seiches, calmars...). A noter qu'*Hysterothylacium spp* possède également des hôtes qui sont des poissons d'eau douce.

### 1.2.1 Céphalopodes

Les céphalopodes (seiches, calmars...) sont des hôtes paraténiques surtout présents dans le cycle biologique d'*Anisakis spp*. La prévalence des parasites d'Anisakidés chez les céphalopodes est très variable (~ 1-50 %) en fonction de la zone géographique et de l'espèce de céphalopodes considérée.

Les seiches et les pieuvres sont assez peu parasitées (~ 3-15 %) par les Anisakidés. Par contre, les calmars sont, quant à eux, moyennement parasités (~ 1-50 %) par *Anisakis simplex* ou *Anisakis pegreffii*. Par exemple *Ilex coindetii* est peu parasité par les Anisakidés en mer Méditerranée (Espagne) alors qu'au niveau de la mer Tyrrhénienne (Sardaigne) ou de la mer Adriatique la prévalence peut atteindre jusqu'à 30-50 % (*Tableau 6 – Prévalence des Anisakidés chez leurs hôtes paraténiques : Céphalopodes*) (60).

Ordre	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre total d'individus	Nombre d'individus dans l'étude	Lieu de pêche	Prévalence (%)	Espèces d'Anisakidés	Références
Sepiidae (seiches)	<i>Sepia esculenta</i>	-	1	54	54	Mer Bohai (Chine)	14,8	<i>A. simplex</i>	Ma 1997 (86)
	<i>Sepia officinalis</i>	Seiche commune	1	175	175	Espagne Nord-Ouest	3,42	<i>A. simplex (ss)</i>	Abollo et al 2001 (87)
Ommastrephidae (calmars)	<i>Illex coindetii</i>	Encornet rouge	5	1272	123	Méditerranée (Espagne)	0,8-12,2	<i>A. sp., A. pegreffii, A. physeteris, H. sp</i>	Pico-Duran 2016 (88)
					650	Espagne Nord-Ouest	11,07	<i>A. simplex (ss)</i>	Abollo et al 2001 (87)
	<i>Todarodes pacificus</i>	Toutenon japonais	1	2153	60	Méditerranée (mer de Ligurie)	1,7	<i>A. sp, H. sp</i>	Serracca et al 2013 (89)
					-	Sardaigne	50	<i>A. sp</i>	Angelucci et al 2011 (90)
					439	Mer Adriatique Est	30,5	<i>A. pegreffii</i>	Petric et al 2011 (91)
<i>Todarodes sagittatus</i>	Toutenon commun	2	100	30	Mer du Japon	3,2	<i>A. simplex (sl)</i>	Takahara 2010 (92)	
<i>Todaropsis eblanae</i>	Toutenon souffleur	1	650	70	Méditerranée Centrale et Ouest	25	<i>A. pegreffii,</i>	Costa-2016 (93)	
Octopodidae (pieuvres)	<i>Octopus spp.</i>	-	-	650	Espagne Nord-Ouest	34,28	<i>A. simplex (ss)</i>	Abollo et al 2001 (87)	
						23,50	<i>A. simplex (ss)</i>	Abollo et al 2001 (87)	
					Sardaigne	3,8	<i>A. sp, H. sp</i>	Angelucci et al 2011 (90)	

Tableau 6 : Prévalence des Anisakidés chez leurs hôtes paraténiques : Céphalopodes (modifié et complété d'après Seesao 2015). (60)

### 1.2.2 Poissons

En analysant 80 articles publiés entre 2010 et 2017, un total de 144 espèces de poissons appartenant à 18 familles différentes ont été rapportés comme parasités par des larves d'Anisakidés. (*Tableau 7 - Prévalence des Anisakidés chez leurs hôtes paraténiques : Poissons*).

Ce tableau permet d'avoir un aperçu sur le taux d'infestation, par les Anisakidés, des poissons au sein d'une même espèce ou d'une même famille.

On remarque que plus de 59 % de ces 144 espèces étaient infestées par des larves du genre *Anisakis* (dont 26 % par *Anisakis simplex* et 18% par *Anisakis pegreffii*), 54 % par le genre *Hysterothylacium* (dont 20 % par *Hysterothylacium aduncum*), 20 % par le genre *Contracaecum* et 13 % par *Pseudoterranova*.

A noter qu'une même espèce de poissons peut être parasitée simultanément par plusieurs genres d'Anisakidés.

Parmi les 20 espèces de poissons les plus consommés en 2016 par les ménages français (*cf Tableau 12 : Achats des ménages français de poissons pour l'année 2016 (en tonnes)*), les 4 espèces d'Anisakidés retrouvées le plus fréquemment sont : *Contracaecum osculatum* qui est présent chez les espèces de l'océan Atlantique (Saumon, Cabillaud, Truite...), *Anisakis pegreffii* pour les espèces de la Méditerranée (Baudroie, Sardine, Merlu...), ainsi que *Anisakis simplex* (*s.s.*) et *Hysterothylacium aduncum* qui sont retrouvés au niveau de la Méditerranée et de l'océan Atlantique (Saumon, Cabillaud, Truite, Maquereau, Maquereau...). La prévalence d'infestation de ces poissons pour ces quatre espèces d'Anisakidés se situe entre 50 et 100 %.

A noter également que les poissons peuvent aussi avoir le rôle d'hôtes définitifs pour les espèces du genre *Hysterothylacium*.

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre total de poissons	Nombre de poissons dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références
ANGUILLIFORMES	Congridae	<i>Conger conger</i>	Congre commun	1	2	2	Méditerranée (mer de Ligurie)	50	A.sp, H.sp	Serracca 2013 (89)
		<i>Conger myriaster</i>	Congre	1	30	30	Corée du Sud (Mer de Chine, Mer Jaune)	100	A.spp	Cho 2012 (94)
		<i>Conger orbignianus</i>	Congre argentin	1	50	50	Argentine Nord	2,0	P.cattani	Timi 2014 (95)
		<i>Rhynchoconger ectenurus</i>	-	1	10	10	Mer de Chine	10-100	R.longispicula, R.lophii, H.sp, H.zhoushanense	Zhao 2016 (96)
		<i>Uroconger lepturus</i>	-	1	2	2	Mer de Chine	50-100	R.longispicula, R.lophii, H.sp, H.zhoushanense	Zhao 2016 (96)
		<i>Congresox talabonoides</i>	« Indian pilke conger »	1	5	5	Mer de Chine	20	H.sp	Zhao 2016 (96)
		<i>Diarobranchius copensis</i>	-	1	8	8	Pacifique Sud-Est (Chili)	62,5	A.sp.	Nacari 2016 (97)
		<i>Odontesthes bonariensis</i>	Pejerrey	1	151	151	Atlantique Sud-Ouest (Argentine)	3,9-25,0	C.sp	Flores 2016 (98)
		<i>Odontesthes hatcheri</i>	-	1	183	183	Argentine	3,8-40,0	C.sp, H.patagonense	Flores 2016 (98)
		<i>Odontesthes nigricans</i>	-	1	89	89	Atlantique Sud-Ouest	1,4-3,2	C.sp, H.sp	Flores 2016 (98)
AULOPIFORMES	Ipnopidae	<i>Bathypterois dubius</i> (B.mediterraneus)	-	1	170	170	Méditerranée Ouest	1,18-34,71	H.aduncum, A.type II	Mateu 2014 (99)
		<i>Saurida tumbil</i>	-	1	120	120	Golfe persique	4,17-25,0	A.type I, H.type XV	Shamsi 2016 (100)
		<i>Hyporhamphus Regularis</i>	-	1	10	10	Océan indien (Australie Sud-Ouest)	50	H.type X, T.type I	Jabbar 2013 (101)
		<i>Alosa alosa</i>	Grande alose	1	163	163	Rivières péninsule ibérique Ouest	62,3-96,3	A.spp, H.aduncum	Bao 2015 (102)
BELONIIFORMES	Hemiramphidae	<i>Alosa fallax</i>	Alose feinte	1	223	223	Rivières péninsule ibérique Ouest	11,7-48,6	A.spp, H.aduncum	Bao 2015 (102)
		<i>Clupea harengus</i>	Hareng	2	259	209	Mer du Nord	76	A.simplex	Bao 2013 (103)
		<i>Clupea pallasii</i>	Hareng du pacifique	1	15	15	Mer de Norvège Nord-Est	98-100	A.simplex	Levens 2010 (104)
		<i>Etrumeus teres</i>	-	1	70	70	Corée du Sud (Mer du Japon)	40	A.spp	Cho 2012 (94)
CLUPEIFORMES	Clupeidae	<i>Sardina pilchardus</i>	Sardine	5	4031	358	Méditerranée Centrale et Ouest	8,1	A.pgregffii Complexe A.pgregffii/A.simplex (ss)	Costa 2016 (93)
		<i>Sardinella aurita</i>	Allache	2	52	30	Méditerranée Ouest (Sardaigne)	13,3	A.pgregffii	Piras 2014 (108)
		<i>Sardinops sagax</i>	Pilchard de Californie	1	10	10	Australie Sud	90	H.type VIII	Shamsi 2011 (110)
		<i>Engraulis encrasicolus</i>	Anchois commun	10	13693	67	Méditerranée (Espagne)	1,49-2,99	A.sp, C.sp	Pulleiro-Petel 2015 (106)
		<i>Engraulis japonica</i>	Anchois japonais	1	22	22	Taiwan	68,2	A.simplex	Shih 2010 (105)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	10	10	Mer Adriatique, Mer Tyrrhénienne	6,14-54,18	A.type I, H.spp	Garzonis 2017 (111)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	1652	1652	Méditerranée Centrale et Ouest	3,45	A.spp	Guardone 2017 (112)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	1300	1300	Mer Adriatique	18-96	A.pgregffii, H.aduncum	Cipriani 2015 (113)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	380	380	Méditerranée Centrale et Ouest	28,1	A.simplex (ss), A.pgregffii	Costa 2016 (93)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	4950	4950	Méditerranée (Espagne)	0,5-17,6	A.sp, C.sp	Pulleiro-Petel 2015 (106)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	1050	1050	Mer Adriatique Nord	0,7-1,3	A.pgregffii	Cavallero 2015 (107)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	38	38	Méditerranée Nord-Ouest (Italie)	65,8	A.pgregffii	Piras 2014 (108)
		<i>Sardinops sagax</i>	-	1	4600	4600	Méditerranée Ouest (Sardaigne)	71,4-81,1	A.pgregffii	Mladineo 2012 (115)
<i>Sardinops sagax</i>	-	1	77	77	Mer Egée Nord	3,9	A.sp	Chaigiannis 2012 (109)		

Tableau 7 (1/6)

Ordre	Famille	Norm scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre total de poissons	Nombre de poissons dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références
GADIFORMES	Gadidae (Phycidae)	<i>Boreogadus saida</i>	Morue polaire	1	51	51	Atlantique Nord-Est	68,6	A.simplax, P.deciptens	Puffall 2012 (116)
		<i>Gadus macrocephalus</i>	Morue du Pacifique	1	238	238	Pacifique (Corée du Sud)	81,1	A.pegreffii, H.aduncum	Jeon 2016 (117)
		<i>Gadus morhua</i>	Cabillaud, Morue de l'Atlantique, Morue commune	4	1637	224	Mer Baltique Atlantique (Groenland Sud-Est et Sud-Ouest)	4,9-100	P.deciptens, Cosculatum, A.simplax	Mehdiana 2014 (118)
		<i>Merlangius merlangus</i>	Merlan, (Merlu en méditerranée)	1	310	70	Mer Baltique	7,1-84,3	H.aduncum, P.deciptens	Münster 2015 (119)
		<i>Microgadus tomcod</i>	Poulamon atlantique	1	310	1043	Islande Nord-Ouest	0-74	P.deciptens	Lumeryd 2015 (120)
		<i>Micromesistius pourtaussu</i>	Merlan bleu	5	409	300	Mer Egée Nord	68-100	P.sp	Hauksson 2011 (121)
		<i>Phycis bienniois</i>	Mostelle de vase	2	204	310	Mer Egée Nord	37,4	H.aduncum	Pekmezci 2013 (122)
		<i>Trisopterus minutus</i>	Capelin, Capelin de Méditerranée, Capelin de France	1	29	26	Atlantique Nord-Est	7,7	A.simplax, P.deciptens	Puffall 2012 (116)
		<i>Coryphaenoides ariommus</i>	Grenadier	1	7	18	Méditerranée (Espagne)	11,11	A.sp	Pulleiro-Potet 2015 (106)
		<i>Macrourus holotrachys</i>	Grenadier	1	30	8	Mer Egée	75	A.pegreffii, A.typica	Pekmezci 2014 (123)
		<i>Merluccius hubbsi</i>	Merlu argentin, Merlu austral	1	79	57	Méditerranée Ouest (Sardaigne)	10,5-66,7	A.pegreffii, A.physeteris	Piras 2014 (108)
		<i>Merluccius merluccius</i>	Merlu commun, Colin	5	316	322	Mer Egée Nord	94,47-98,79	A.spp	Larena-Reino 2012 (124)
		<i>Antimora rostrata</i>	Mora	1	39	4	Mer Egée Nord	100	A.sp	Chaligianis 2012 (109)
		<i>Mora moro</i>	Moro commun	1	62	188	Méditerranée (Balears)	40	H.aduncum	Dallera 2016 (125)
		LOPHIIFORMES	Merlucciidae	<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête	1	295	295	Méditerranée (Espagne)	12,5
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	29	29	Méditerranée (Espagne)	3,45-13,79	A.sp, C.sp	Pulleiro-Potet 2015 (106)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	7	7	Pacifique Sud-Est (Chili)	14,3	A.sp, H.sp	Nasari 2016 (97)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	30	30	Pacifique Sud-Est (Chili)	3,3-76,7	A.sp, H.sp, C.sp	Nasari 2016 (97)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	79	79	Atlantique (Paragone - Argentine)	3,8	P.spp	Hernandez 2013 (118)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	44	44	Méditerranée Centrale et Ouest	85,7	A.pegreffii Complexe A.pegreffii/A.simplax (ss) A.simplax (ss) A.physeteris	Costa 2016 (93)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	130	130	Mer Tyrrhénienne	9,2-98,5	A.simplax (ss), A.pegreffii	Cipriani 2015 (113)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	10	10	Mer Egée	80	A.pegreffii	Pekmezci 2014 (123)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	96	96	Méditerranée Ouest (Sardaigne)	1,0-37,5	A.pegreffii, A.physeteris	Piras 2014 (108)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	36	36	Mer Egée Nord	66,6	A.sp, H.sp	Chaligianis 2012 (109)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	39	39	Pacifique Sud-Est (Chili)	28,2	A.sp	Nasari 2016 (97)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	62	62	Méditerranée Ouest	2,95	A.type I, A.type II, H.aduncum, H.fabri, R.sp	Dallera 2014 (126)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	36	36	Méditerranée (Espagne)	2,78	A.sp, H.sp	Pulleiro-Potet 2015 (106)
<i>Lopholatilus chamaeleonticeps</i>	Mulet à grosse tête			1	36	36	Méditerranée Centrale et Ouest	100	A.pegreffii A.spp	Costa 2016 (93)
MUGILIFORMES	Mugilidae			<i>Mugil cephalus</i>	Mulet cabot ou Mulet à grosse tête	1	5	5	Océan Indien (Australis Sud-Ouest)	100
		<i>Polydactylus sextarius</i>	-	1	15	15	Mer de Chine Sud (ou Méridionale)	26,7-53,3	H.sp	Zhaa 2016 (96)
		<i>Ceratopomus maderensis</i>	-	1	390	390	Méditerranée Ouest (Espagne)	0,5	A.spp	Makeu 2015 (127)
MYCTOPHIFORMES	Myctophidae	<i>Lampanyctus crocadius</i>	« level lanternis »	1	295	295	Méditerranée Ouest (Espagne)	0,7	R.spp	Makeu 2015 (127)

Tableau 7 (2/6)

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre total de poissons	Nombre de poissons dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références	
OPHIDIIFORMES	Ophidiinae	<i>Genypterus blacodes</i>	Abadèche rose, Abadèche rosée	1	44	44	Atlantique (Patagonie – Argentine)	2,3	P.spp	Hernandez 2013 (18)	
	Apogonidae	<i>Apogonichthys taeniatus</i>	-	1	6	6	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	15,7	H.sp	Zhao 2016 (96)	
	Arripidae	<i>Arripis georgianus</i>	-	1	10	10	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	10	H.type IV	Jabbar 2013 (101)	
	Bovichtidae	<i>Cottoperca gobio</i>	Toreau de Patagonie	1	8	8	Atlantique (Patagonie – Argentine)	12,5	P.spp	Hernandez 2013 (18)	
		<i>Deopterus macorellus</i>	Comète maquereau, Bandoche	1	29	29	Papouasie-Nouvelle-Guinée	6,9	Non spécifié	Koiani 2013 (129)	
		<i>Deopterus maruadii</i>	-	1	28	28	Taiwan	53,6	A.simplex	Shih 2010 (105)	
		<i>Megalopsis cordyla</i>	-	1	11	11	Taiwan	72,7	A.simplex	Shih 2010 (105)	
		<i>Pseudocaranx dentex</i>	Carangue dentue	1	10	10	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	50	A.pegreffii, C.ogmorhini, H.type IV, H.type X, H.type VIII	Jabbar 2013 (101)	
		<i>Pseudocaranx wrighti</i>	-	1	10	10	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	40	H.type IV, H.type X	Jabbar 2013 (101)	
		<i>Selar crumenophthalmus</i>	Pêche-cavale	1	106	106	Papouasie-Nouvelle-Guinée	6,6	Fos spécifié	Koiani 2013 (129)	
		<i>Trachurus japonicus</i>	-	1	4	4	Taiwan	25,0	A.simplex	Shih 2010 (105)	
		<i>Trachurus mediterraneus</i>	Chinchard de la Méditerranée	2	82	52	Mer méditerranée	60	A.pegreffii	Pekmezci 2014 (123)	
		<i>Trachurus lathami</i>	Chinchard	1	195	195	Atlantique Sud-Ouest	4,0-91,0	H.aduncum, H.sp, A.simplex (sl), C.pelagium, T.galeocerdonis, R.sp	Brakovich 2012 (130)	
		<i>Trachurus novaezelandiae</i>	Chinchard du large	1	10	10	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	100	H.type IV, H.type X	Jabbar 2013 (101)	
		<i>Trachurus picturatus</i>	-	1	607	607	Atlantique (Portugal, Canaries, Madère) Méditerranée (Tunisie)	5,3-90,6	A.spp	Vasconcelos 2017 (131)	
					75	75	Méditerranée Centrale et Ouest	49,85	Non spécifié	Feki 2016 (132)	
					75	75	Méditerranée Centrale et Ouest	73,8	Complexe A.pegreffii/A.simplex (ss)	Costa 2016 (93)	
	PERCIFORMES		<i>Trachurus trachurus</i>	Chinchard	8	1567	37	Méditerranée Ouest (Sardaigne)	5,4-100	A.pegreffii, A.physeteris	Piras 2014 (108)
							175	Méditerranée Espagne Nord-Est	0,7-2,6	A.type I, C.sp	Gutiérrez 2010 (133)
							953	Méditerranée (Algérie)	1,68-9,44	A.simplex, H.aduncum	Ishaid 2015 (14)
						180	Mer Noire	29,3	H.aduncum	Pekmezci 2013 (122)	
						40	Mer Egée Nord et Centrale	40	A.sp, H.sp	Chaligiannis 2012 (109)	
						32	Méditerranée (mer de Ligurie)	15,6	A.sp, H.sp	Serracca 2013 (89)	
						50	Antarctique Est, Mer de Ross	100	C.oculatum sp D	Maffucci 2015 (134)	
		<i>Chionodraco hamatus</i>	« crocodile icelish »	1	34	34	Lac Naivasha (Kenya)	51,8	C.multipapillatum	Otachi 2014 (135)	
		<i>Oreochromis leucostictus</i>	Poisson-diable	1	59	59	Rio Guama (Brésil)	1,7-8,5	Non spécifié	Melo 2012 (136)	
		<i>Satanoperca jurupari</i>	-	1	54	54	Papouasie-Nouvelle-Guinée	3,7	Non spécifié	Koiani 2013 (129)	
		<i>Gerres oblongus</i>	-	1	32	32	Atlantique (Patagonie – Argentine)	3,1	P.spp	Hernandez 2013 (15)	
		<i>Nemadoctylus bergi</i>	-	2	132	100	Argentine	10,0-35,0	A.simplex (sl), H.sp, H.aduncum, C.sp	Rosin 2010 (137)	
		<i>Pinjalo pinjalo</i>	-	1	1	1	Papouasie-Nouvelle-Guinée	100	Non spécifié	Koiani 2013 (129)	
		<i>Pinjalo lewisi</i>	-	1	14	14	Papouasie-Nouvelle-Guinée	50	Non spécifié	Koiani 2013 (129)	
		<i>Pristipomoides filamentosus</i>	-	1	1	1	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	100	H.sp	Zhao 2016 (96)	
		<i>Mene maculata</i>	Poisson lune, Luneur	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	66,7	R.ophii	Zhao 2016 (96)	
			Bar commun, Bar européen, Loup, Perche de mer	3	340	300	Atlantique Nord	95	A.simplex (ss)	Bernardi 2011 (138)	
		<i>Dicentrarchus labrax</i>	-	2	19	9	Méditerranée (Egypte)	76,7	A.spp	Morsy 2012 (139)	
		<i>Aldrichetta forsteri</i>	-	2	10	10	Océan Indien (Australie Sud-Ouest) Australie Sud	88	C.multipapillatum	Jabbar 2013 (101)	
								90	H.type IV, C.type I, C.type II	Shamsi 2011 (110)	

Tableau 7 (3/6)

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre total de poissons	Nombre de poissons dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références	
PERCIFORMES (suite)	Mullidae	<i>Mullus argentinae</i>	-	1	2	2	Atlantique (Patagonie – Argentine)	100	P.spp	Hernandez 2013 (118)	
		<i>Mullus barbatus</i>	Rouget de vase ou Barbet	3	97	12	Méditerranée	41,6	A.pegreffii	Pekmezci 2014 (123)	
	Mullidae	<i>Mullus surmuletus</i>	Rouget-barbet de roche	1	21	67	Mer Egée Nord	5,5	A.sp.	Chailgiamti 2012 (109)	
		<i>Upeneichthys lineatus</i>	-	1	10	21	Méditerranée (mer de Ligurie)	25,4	A.sp., H.sp	Serraca 2013 (89)	
		<i>Nemipterus peronii</i>	-	1	47	47	Méditerranée (Espagne)	14,29-19,05	A.sp., H.sp	Pulleiro-Potel 2015 (106)	
		<i>Trematomus bernacchii</i>	« emerald rockcod »	1	77	10	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	50	H.type IV, H.type Vb, H.type VIII, H.type X	Jabbar 2013 (101)	
	Nototheniidae	<i>Trematomus hansonii</i>	« striped rockcod »	1	45	45	Mer de Chine Sud	97	H.ireliques	Mazhar 2014 (140)	
		<i>Trematomus newnesi</i>	« dusky rockcod »	1	28	28	Antarctique Est, Mer de Ross	14,3-26,5	C.osculatum sp D, C.osculatum sp E	Mietucci 2015 (134)	
	Percophidae	<i>Percophis brasiliensis</i>	-	1	8	8	Antarctique Est, Mer de Ross	33,3-50,0	C.osculatum sp D	Mietucci 2015 (134)	
		<i>Pseudoperca semifasciata</i>	-	2	61	30	Antarctique Est, Mer de Ross	53,6-60,7	C.osculatum sp D	Mietucci 2015 (134)	
	Pinguipedidae	<i>Pomatotus saltatrix</i>	Tassegal	1	4	4	Atlantique (Patagonie – Argentine)	25,0	P.spp	Hernandez 2013 (118)	
		<i>Larimichthys polyactis</i>	« small yellow croaker »	1	20	20	Argentine Nord	93,3	P.cattani	Timi 2014 (95)	
	Scaenidae	<i>Otolithes ruber</i>	-	1	120	120	Atlantique (Patagonie – Argentine)	25,8	P.spp	Hernandez 2013 (118)	
		<i>Pennahia pawak</i>	-	1	5	5	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	100	H.type X	Jabbar 2013 (101)	
	Scombridae	<i>Pneumatophorus japonicus</i>	« mackerel »	1	27	27	Mer Chine orientale	100	A.pegreffii, Haduncum, H.sp, H.fabri	Kong 2015 (144)	
		<i>Rastrelliger faughni</i>	-	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I, H.type IV, H.type XV, H.sp	Shamsi – 2016 (100)	
		<i>Scomber australasicus</i>	Maquereau tacheté	2	619	250	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	20	H.sp	Zhao 2016 (96)	
		<i>Scomber calas</i>	Maquereau	2	113	84	Mer Chine orientale, Pacifique (Japon)	96,29	A.simplic (ss), A.pegreffii, Hamoyense	Kong 2015 (144)	
		Scombridae	<i>Scomber scombrus</i>	Maquereau atlantique, bleu ou commun	6	1077	40	Taiwan	66,7	A.simplic	Shih 2010 (105)
			<i>Scomber japonicus</i>	Maquereau espagnol	7	958	29	Taiwan Nord-Est	72,8	A.pegreffii, A.typica, A.physeteris, A.paggae, A.brevispiculata	Chen 2015 (142)
Scombridae		<i>Scomber scombrus</i>	Maquereau atlantique, bleu ou commun	6	1077	369	Pacifique Nord-Ouest (Taiwan Nord-Est)	86,7-100	A.simplic	Chou 2011 (143)	
		<i>Scomberomorus cavalla</i>	Thazard barré, Maquereau roi	1	30	30	Atlantique (Patagonie – Argentine)	100	A.type I, H.spp	Gazranis 2017 (111)	
		<i>Scomberomorus commerson</i>	Thazard rayé	2	128	8	Méditerranée	13,09-55,95	A.type I, H.spp	Piras 2014 (108)	
		<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Méditerranée Ouest (Sardaigne)	3,4-96,6	A.pegreffii, A.physeteris	Zhao 2016 (96)	
	Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	100	R.lophi, H.sp	Bak 2014 (144)	
		<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Corée	18,2-93,3	A.pegreffii, A.simplic (ss), H.sp	Pekmezci 2014 (123)	
	Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer Egée	100	A.pegreffii, A.typica	Pekmezci 2014 (123)	
		<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Atlantique (Patagonie – Argentine)	7,7	A.pegreffii, A.typica	Hernandez 2013 (118)	
	Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer Egée Nord et Centrale	75	P.spp	Chailgiamti 2012 (109)	
		<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Japon	74,3	A.type I	Suzuki 2010 (145)	
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Atlantique et Méditerranée (Maroc)	57-67,9	A.pegreffii, Complexe A.simplic (ss)/A.pegreffii	Abattouy 2011 (146)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Atlantique, Méditerranée (Espagne)	4,8-54,4	A.type I, H.spp	Madrid 2016 (147)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Méditerranée (Centrale-Ouest)	69	A.simplic (ss)	Costa 2016 (93)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Atlantique Nord-Est (Turquie)	25	A.pegreffii	Pekmezci 2014 (148)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer Egée	100%	A.simplic (ss)	Pekmezci 2014 (123)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer Egée	100%	A.simplic (ss)	Pekmezci 2014 (123)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer ibérique Ouest	57,14-72,89	A.spp	Llarena 2012 (120)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Méditerranée (Espagne Nord-Est)	1,1-11,0	A.type I, Haduncum, C.sp	Gudierrez 2010 (133)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Norvège Nord-Est	98-100	A.simplic	Levens 2010 (104)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Brésil	1-16	A.sp, C.sp	Dias 2011 (149)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	12,5	H.sp	Zhao 2016 (96)		
	<i>Scomberomorus maculatus</i>	Thazard atlantique	1	3	3	Golfo persique	0,84-3,34	A.type I	Shamsi 2016 (100)		
Scombridae	<i>Scomberomorus maculatus</i>										

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre total de poissons	Nombre de poissons dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références
PERCIFORMES (suite)	Scombridae (suite)	<i>Scomberomorus niphonius</i>	Thazard oriental	1	35	35	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	2,9-8,6	R. lophii, H.sp., A. typica	Zhao 2016 (96)
		<i>Thunnus albacares</i>	Thon jaune, Albacore	1	34	34	Papouasie-Nouvelle-Guinée	2,9	<i>Pos. spécifique</i>	Koinari 2013 (129)
	Serranidae	<i>Acanthistius patochonicus</i>	-	2	61	45	Argentine Nord	57,8	P. cattani	Timi 2014 (95)
		<i>Epinephelus fuscoguttatus</i>	Mérou marron ou Mérou marbré	1	280	280	Atlantique (Patagonie, Argentine)	25,0	P.spp	Hernandez 2013 (18)
		<i>Serranus scriba</i>	Serran écriture	1	3	3	Océan Indien Indonésie, Mer de Java	2,9-97,1	H.sp., T.sp., H.sp	Palm 2015 (150)
		<i>Boops boops</i>	Bogue	3	512	39	Méditerranée (mer de Ligurie)	100	A.sp., H.sp	Serraca 2013 (89)
		<i>Diplodus annularis</i>	Sparailon	1	3	455	Atlantique Nord-Est, Méditerranée (Espagne)	23,4-53,6	A. simplex (sl), H. aduncum	Pérez-del-Olmo 2011 (151)
		<i>Diplodus vulgaris</i>	Sar à tête noire	1	3	18	Méditerranée Algérie	0,21-7,03	A. simplex, H. aduncum	Ichail 2015 (14)
		<i>Lithognathus marmyrus</i>	Marbré	1	437	18	Méditerranée (mer de Ligurie)	33,3	A.sp., H.sp	Serraca 2013 (89)
		<i>Pagellus bogaraveo</i>	Dorade rose, Pageot rose	1	11	437	Méditerranée (mer de Ligurie)	4,12	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)
		<i>Pagellus erythrinus</i>	Pageot commun	3	58	17	Méditerranée (mer de Ligurie)	15,6	A.sp., H.sp	Serraca 2013 (89)
		<i>Pagrus pagrus</i>	Page commun, Page rouge, Brème, Dorade	1	140	140	Atlantique (Portugal)	36-100	A.spp	Hernida 2012 (153)
	Sphyraenidae	<i>Sphyraena viridensis</i>	Bécune ou Barracuda à bouche jaune	1	140	140	Méditerranée (Espagne)	11,1-22,2	A.sp., C.sp., H.sp	Pulleiro-Potel 2015 (106)
		<i>Lepidopus caudatus</i>	Sabre argenté	1	80	80	Mer Egée Sud	11,8	A.sp	Chalgianni 2012 (109)
		<i>Trichiurus haumela</i>	« Hairtail fish »	2	64	64	Méditerranée (mer de Ligurie)	45,65	A.sp., H.sp	Serraca 2013 (89)
		<i>Trichiurus lepturus</i>	Lamproie marine	1	64	64	Mer Rouge, Egypte	44,2	H. aduncum	Morcy 2013 (154)
		<i>Petromyzon marinus</i>	-	3	106	385	Méditerranée Est (Turquie)	14,55	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)
<i>Paralichthys isosceles</i>		-	3	106	46	Méditerranée Nord-Est	45,65	H. aduncum	Dural 2011 (155)	
<i>Paralichthys patagonicus</i>		Cardeau patagonien	2	87	1	Méditerranée (mer de Ligurie)	100	A.sp., H.sp	Seccarra 2013 (89)	
<i>Pseudorhombus cinnamomeus</i>		-	1	85	140	Méditerranée Ouest (Sardaigne)	5,7	A. pagreffii	Piras 2014 (108)	
<i>Xystreurys rosale</i>		-	3	107	35	Méditerranée Centrale et Ouest	100	A. pagreffii, A.spp	Costa 2016 (93)	
<i>Psettodes erumei</i>		Turbot epineux indien	1	120	80	Mer Chine orientale	93,75	A. simplex (sl), A. pagreffii, A. typica, H. amoyense, H. fabri, H. aduncum	Kong 2015 (141)	
SOLEIDAE	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	14	Taiwan	92,8	A. simplex	Shih 2010 (105)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	64	Atlantique (Brésil)	20,31-51,55	A. typica, H.sp	Beggs 2012 (156)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	64	Espagne Nord-Ouest	43-60	A. simplex	Bao 2013 (103)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	40	Atlantique Sud-Ouest	2,0-73,1	H. aduncum, H.sp., A. simplex (sl), C. pelagium, P. cattani, R.sp	Alarcos 2016 (157)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	51	Argentine Nord	2,0	P. cattani	Timi 2014 (95)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	15	Atlantique (Patagonie - Argentine)	26,7	P.spp	Hernandez 2013 (15)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	36	Atlantique (Brésil)	8,3-100	A. typica, T.spp, C.spp, H. deardorffloverstorum, R.sp	Fonseca 2016 (158)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	51	Argentine Nord	17,6	P. cattani	Timi 2014 (95)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	85	Pacifique Ouest	1,2-95,3	A. pagreffii, H. aduncum, H. sinense, R. lophii	Li 2017 (159)	
	<i>Solea solea</i>	Sole commune ou sole franche	1	46	30	Atlantique (Brésil)	10-93,3	A. typica, T.spp, C.spp, H. deardorffloverstorum, R.sp	Fonseca 2016 (158)	
PLEURONCTIFORMES	<i>Pleuronectes</i>	-	1	107	48	Argentine	2,1	P. cattani	Timi 2014 (95)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	107	29	Atlantique (Patagonie - Argentine)	3,4	P.spp	Hernandez 2013 (18)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	120	Golfe persique	5,0-8,34	A.type I, H.type XV	Shamsi 2016 (100)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	46	Méditerranée Est (Turquie)	15,22	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	46	Méditerranée Est (Turquie)	15,22	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	46	Méditerranée Est (Turquie)	15,22	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	46	Méditerranée Est (Turquie)	15,22	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	46	Méditerranée Est (Turquie)	15,22	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	46	Méditerranée Est (Turquie)	15,22	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)	
	<i>Pleuronectes</i>	-	1	120	46	Méditerranée Est (Turquie)	15,22	H. aduncum	Keşkin 2015 (152)	

Tableau 7 (5/6)

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre total de poissons	Nombre de poissons dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références
SALMONIFORMES	Salmonidae	<i>Oncorhynchus keta</i>	Saumon du Pacifique	1	120	120	Corée du Sud	100	A.simplex (ss)	Setyobudi 2011 (160)
		<i>Oncorhynchus masoumasou</i>	-	1	11	11	Corée du Sud (Mer de l'Est)	45,5	A.simplex	Cho 2012 (94)
		<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Truite arc-en-ciel	2	310	190 120	Danemark Danemark	5,8 30-100	H.spp, H.aduncum H.aduncum, C.osculatum, A.simplex	Skov 2014 (161) Haider 2013 (162)
		<i>Salmo salar</i>	Saumon de l'Atlantique	1	102	102	Danemark	62,5-100	H.aduncum, C.osculatum, A.simplex	Haider 2013 (162)
		<i>Salmo trutta</i>	Truite argentée	1	120	120	Danemark	80-100	H.aduncum, C.osculatum, A.simplex	Haider 2013 (162)
SILURIFORMES	Ariidae	<i>Neruna thalassina</i>	Mâchoiron titan	1	3	3	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	33,3	H.sp	Zhao 2016 (96)
		<i>Clarias gariepinus</i>	Poisson-chat africain	1	128	128	Lac Victoria, Ouganda	2,4	C.sp	Akoti 2012 (163)
		<i>Myoxocephalus scorpius</i>	Chaboiseau à épines courtes, Crapaud de mer à épines courtes	1	665	665	Mer Baltique	0-83	P.decipiens	Lunneryd 2015 (164)
		<i>Neoplatycephalus richardsoni</i>	-	1	5	5	Australie Sud	100	A.type I, C.type II, H.type IV, H.type VIII	Shamsi 2011 (110)
		<i>Platycephalus speculator</i>	-	1	5	5	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	20	H.type IV	Jabbar 2013 (101)
SCORPAENIFORMES	Platycephalidae	<i>Thysanophrys cirronasa</i>	-	1	5	5	Océan Indien (Australie Sud-Ouest)	40	H.type X	Jabbar 2013 (101)
		<i>Sebastes mentella</i>	Sébaste du Nord ou Sébaste l'Atlantique	1	300	300	Atlantique Nord	2-94	A.simplex (ss), H.aduncum	Klapper 2015 (165)
	Scorpaenidae	<i>Sebastes miniatus</i>	-	1	210	210	Mexique (Nord-Ouest Basse-Californie)	2,5-91,8	A.sp, H.sp, P.sp	Rodriguez-Santiago 2014 (166)
		<i>Helicolenus dactylopterus</i>	Sébaste-chèvre, Rascasse du fond	1	91	91	Atlantique (Portugal)	90,0-96,8	A.pogreffi, A.simplex (ss), A.physeteris, A.typica, A.ziphiarum, A.brevispiculata	Sequeira 2010 (167)
		<i>Pterois russelli</i>	-	1	1	1	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	100	R.lophii	Zhao 2016 (96)
		<i>Scorpaena scrofa</i>	Rascasse rouge, Chapon	1	1	1	Méditerranée (mer de Ligurie)	100	A.sp, H.sp	Serrata 2013 (89)
		<i>Chelidonichthys obscurus</i>	Gronfin morruide	1	6	6	Méditerranée (mer de Ligurie)	16,7	A.sp H.sp	Serrata 2013 (89)
		<i>Eurigla gunnarus</i>	Gronfin gris	2	277	188 89	Mer du Nord	98,6-100 44-100	A.simplex (s)	Levens 2014 (168) Karl 2011 (169)
		<i>Lepidotrigla japonica</i>	Gronfin	1	2	2	Mer de Chine du Sud (ou Méridionale)	50-100	H.aduncum, A.simplex	Zhao 2016 (96)
		<i>Priacottus nudigula</i>	-	1	32	32	Atlantique (Patagonie - Argentine)	100	R.lophii, H.sp, H.zhoushanense	Herrandez 2013 (18)
STEPHANOBERYLIFORMES	Melamphalidae	<i>Paromitra crassiceps</i>	-	1	19	19	Atlantique Nord (dorsale médio-atlantique)	5,3	P.spp	Klimpel 2010 (128)
		<i>Chauliodus sloani</i>	Poisson-vipère de Sloane, Chauliode très lumineux	1	34	34	Atlantique Nord (dorsale médio-atlantique)	2,9	A.sp	Klimpel 2010 (128)
ZEIFORMES	Zeidae	<i>Zenopsis conchifer</i>	Saint-Pierre américain	1	44	44	Atlantique Sud-Ouest	2,3-100	H.spirale, H.aduncum, H.sp, A.simplex (s), C.pelagium, C.sp2, T.galeocerdonis	Lafranchi 2016 (170)
		<i>Zeus faber</i>	Saint-pierre	1	1	1	Mer Egée	100	A.pogreffi	Pekmezci 2014 (123)

Tableau 7 : Prévalence des Anisakidés chez leurs hôtes paraténiques : Poissons.

Chez 144 espèces de poissons de mer appartenant à 18 familles différentes.

Analyse de 80 études publiées entre 2000 et 2017

(A. : Anisakis C. : Contracaecum H. : Hysterothylacium P. : Pseudoterranova R. : Raphidascaris T. : Terranova)

Tableau 7 (6/6)

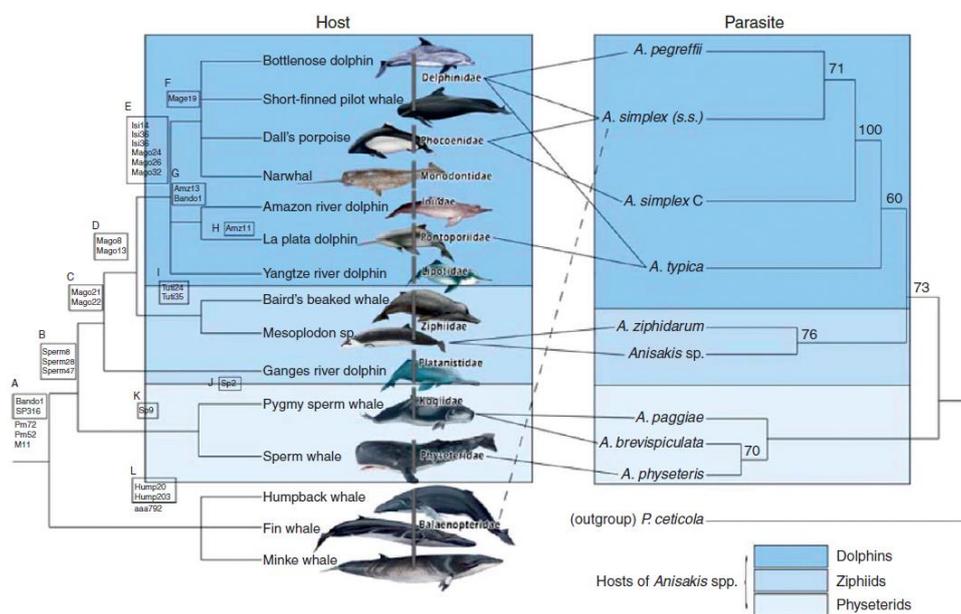
### 1.3 Hôtes définitifs et leur Prévalence

Une analyse non exhaustive de la littérature a permis de mettre en évidence les principaux hôtes définitifs (famille des Delphinidés, Phocidés...) des Anisakidés (*Tableau 8 – Principaux hôtes définitifs et leur prévalence*).

Les hôtes définitifs du genre *Anisakis* sont des mammifères marins comme les Cétacés Odontocètes (dauphins, cachalots, marsouins) et parfois des Pinnipèdes (otaries, phoques).

La plupart des Cétacés Odontocètes sont les hôtes intermédiaires d'*Anisakis pegreffii*, *Anisakis simplex* (s.s.), *Anisakis simplex C* et d'*Anisakis typica*.

*Anisakis ziphidarum* a quant à lui comme hôtes définitifs les espèces du genre *Mesoplodon sp.* (Ziphiidés). Les Physeteridés et Kogiidés (cachalots) sont eux parasités par *Anisakis paggiae*, *Anisakis brevispiculata* et *Anisakis physeteris* (*Figure 31 – Relations phylogénétiques entre les différentes espèces d'Anisakis spp. et leurs hôtes définitifs (cétacés)*).



**Figure 31 : Relations phylogénétiques entre les différentes espèces d'*Anisakis* spp. et leurs hôtes définitifs (cétacés). (d'après Mattiucci 2008) (171).**

*Les lignes pleines représentent les relations fréquentes entre Anisakis spp. et son hôte définitif.  
Les lignes en pointillés indiquent un parasitisme possible.*

Les Pinnipèdes de la famille des Phocidés sont aussi les hôtes définitifs du genre *Pseudoterranova*.

Le phoque gris et le phoque commun sont les hôtes définitifs de *Pseudoterranova decipiens* (s.s.) et de *Pseudoterranova krabbei*.

Quant à *Pseudoterranova bulbosa*, on le retrouve chez le phoque barbu (Figure 32 - Répartition des parasites du genre *Pseudoterranova* et de plusieurs espèces de *Contracaecum osculatum* chez leurs hôtes définitifs pinnipèdes, au niveau de l'océan Atlantique Nord).

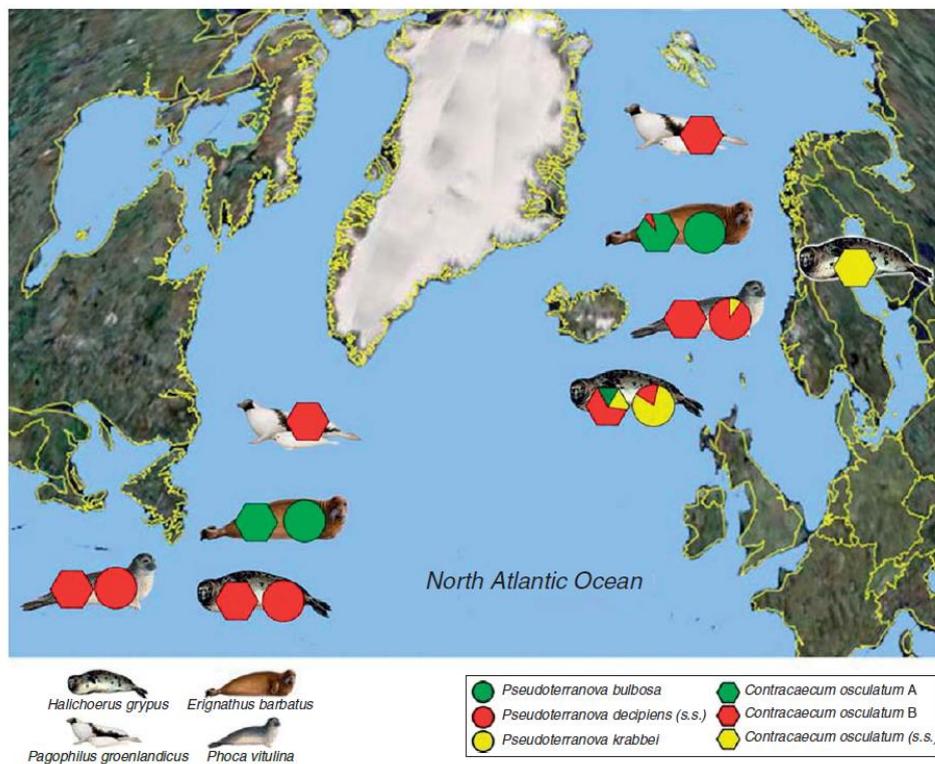


Figure 32 : Répartition des parasites du genre *Pseudoterranova* et de plusieurs espèces de *Contracaecum osculatum* chez leurs hôtes définitifs pinnipèdes, au niveau de l'océan Atlantique Nord. (d'après Mattiucci 2008) (171).

Les parasites du genre *Contracaecum* infestent également des mammifères marins de la famille des Pinnipèdes, ainsi que des oiseaux piscivores (pélicans, cormorans, hérons).

Les Phocidés comme le phoque commun et le phoque gris sont les hôtes définitifs de certaines espèces de *Contracaecum osculatum* ((s.s.), A et B). Les autres espèces de *Contracaecum osculatum* (D et E) ainsi que *Contracaecum mirounga* parasitent les Monachinés qui se trouvent en général au niveau des mers tropicales et subtropicales ou en Antarctique.

*Contracaecum margolisi* et *Contracaecum ogmorhini* (s.s.) ont pour hôtes définitifs des espèces de la famille des Otariidés (Figure 33 - Relations phylogénétiques entre les différentes espèces de *Contracaecum* spp et leurs hôtes définitifs (pinnipèdes)).

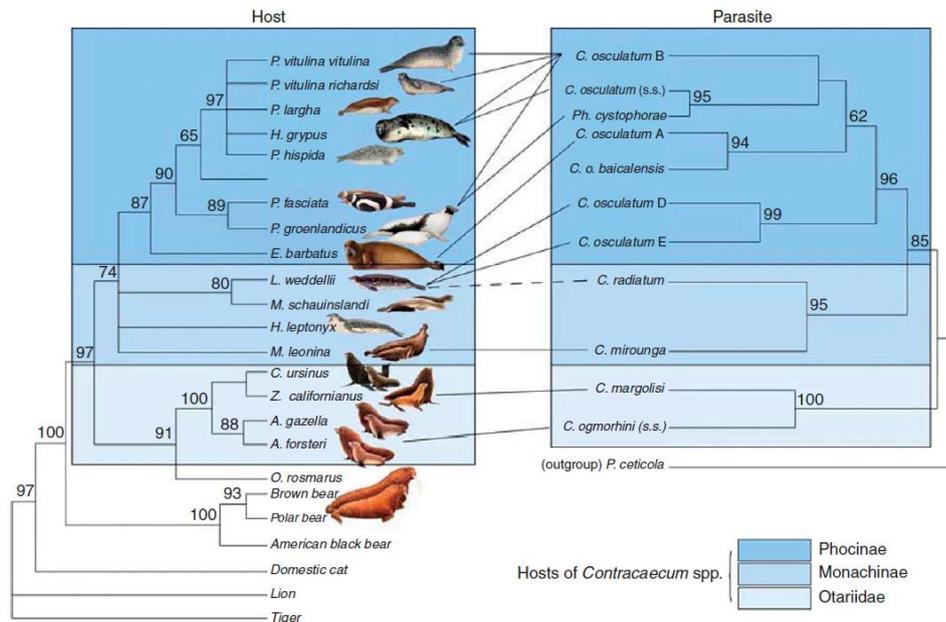


Figure 33 : Relations phylogénétiques entre les différentes espèces de *Contracaecum* spp et leurs hôtes définitifs (pinnipèdes). (d'après Mattiucci 2008) (171).

Les lignes pleines représentent les relations fréquentes entre *Contracaecum* spp. et son hôte définitif.  
Les lignes en pointillés indiquent un parasitisme possible.

Comme nous l'avons vu précédemment, les hôtes définitifs d'*Hysterothylacium* sont des poissons piscivores.

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre d'individus dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références		
CARNIVORA	Otariidae	<i>Callorhinus ursinus</i>	Otarie à fourrure du Nord, Ours de mer	1	443	Ile St Paul Alaska	33,6-81,9	A.simplex, C.osculatum, P.deciptiens, P.azarazi	Kuzmina 2014 (172)		
		<i>Eriophthalmus barbatulus</i>	Phoque barbu	1	13	Atlantique Nord-Est	100	C.osculatum (sl)	Martucci 2007 (173)		
		<i>Halichoerus grypus</i>	Phoque gris	1	10	Atlantique Nord-Est	80,7	C.osculatum (sl)	Martucci 2007 (173)		
		<i>Leptonychotes weddellii</i>	Phoque de Weddell	1	9	Mer de Weddell Mer de Ross	100	C.osculatum (sl)	Martucci 2007 (173)		
	Phocidae	<i>Pusa caspica</i>	Phoque de la Caspienne	1	-	Mer Caspienne	-	A.schupakovi	D'Amelio 2000 (174)		
		<i>Phoca caspica</i>	Phoque du Groenland, Phoque à selle	1	45	Atlantique Nord-Est	97,7	C.osculatum (sl)	Martucci 2007 (173)		
		<i>Pagophilus groenlandicus</i>	Phoque commun, Veau marin	1	13	Atlantique Nord-Est	100	C.osculatum (sl)	Martucci 2007 (173)		
		<i>Phoca vitulina</i>	Dauphin commun à bec court	2	-	Mer Méditerranée	2,0	A.pegreffii	Martucci 2007 (173)		
		<i>Delphinus delphis</i>	Globicéphale tropical, Globicéphale du Pacifique, Globicéphale de Siebold	2	-	Atlantique Nord-Est	-	A.sp	Martucci 2005 (175)		
		<i>Globicephala macrorhynchus</i>	Globicéphale noir, Globicéphale commun	2	-	Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.typica	Martucci 2005 (175)		
		<i>Globicephala melana</i>	Dauphin de Fraser, Dauphin de Bornéo	1	-	Atlantique Nord-Est	-	A.simplex (sl)	Colon-Lavino 2009 (176)		
		<i>Globicephala melas</i>	Dauphin d'Electre	1	-	Norvège	-	A.sp	Martucci 2005 (175)		
		<i>Lagenodelphis hosei</i>	Fausse orque, Pseudorque, Faux épaulard	1	-	Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.simplex (ss)	D'Amelio 2000 (174)		
		<i>Peponocephala electra</i>	Dauphin à long bec	1	30	Atlantique (Brésil Nord-Est)	-	A.sp	Colon-Lavino 2009 (176)		
		CETACES	Delphinidae	<i>Pseudorca crassidens</i>	Dauphin à long bec	1	-	Pacifique (Canada)	-	A.simplex (ss), A.simplex C	Iniguez 2009 (177)
				<i>Sotalia fluviatilis</i>	Dauphin de l'Orénoque, Tucuxi, Sotalie de l'Amazonie	1	-	Atlantique (Brésil)	-	A.typica	Martucci 2002 (178)
				<i>Sotalia guianensis</i>	Dauphin de Guyane, Costero	1	-	Atlantique (Brésil)	-	A.typica	Iniguez 2009 (177)
<i>Stenella attenuata</i>				Dauphin tacheté pantropical	1	20	Atlantique Ouest (Floride)	-	A.typica	Martucci 2005 (175)	
<i>Stenella clymene</i>				Dauphin clymène	1	13	Atlantique (Brésil Nord-Est)	-	A.typica	Iniguez 2009 (177)	
<i>Stenella coeruleoalba</i>	Dauphin bleu			3	-	Mer adriatique croatie	52	A.spp	Blazekovic 2015 (179)		
						Mer Méditerranée	2,0	A.pegreffii	Martucci 2007 (173)		
						Méditerranée Est (Chypre)	-	A.sp	Martucci 2002 (178)		
						Atlantique (Brésil Nord-Est)	-	A.sp	Iniguez 2009 (177)		
						Atlantique (Brésil)	-	A.typica	Martucci 2002 (174)		
						Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.typica	D'Amelio 2000 (174)		
							-	A.sp	Colon-Lavino 2009 (176)		

Tableau 8 (1/2)

Ordre	Famille	Nom scientifique	Nom commun	Nombre d'études	Nombre d'individus dans chaque étude	Zone de pêche	Prévalence (%)	Parasites	Références
CETACES (suite)	Delphinidae (suite)	<i>Steno bredanensis</i>	Dauphin à bec étroit	2	10	Atlantique (Brésil Nord-Est)	-	A.typica	Iniguez 2009 (177)
		<i>Tursiops aduncus</i>	Grand dauphin de l'océan Indien	1	94	Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.typica	Colon-Llavina 2009 (176)
		<i>Tursiops truncatus</i>	Grand dauphin	4	35	Nord Mer Rouge Egypte Mer Adriatique croatie Mer Méditerranée Atlantique Sud-Est	2,13 26,92 10	A.typica A.sp A.pegreffii A.sp	Kleinertz 2014 (180) Blazekovic 2015 (179) Mattiucci 2007 (173) Mattiucci 2005 (175)
	Kogiidae	<i>Kogia breviceps</i>	Cachalot pygmée, Petit cachalot	2	3	Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.typica	Colon-Llavina 2009 (176)
		<i>Kogia sima</i>	Cachalot nain	2	-	Atlantique (Brésil Nord-Est) Atlantique Ouest (Floride) Atlantique Ouest (Floride)	-	A.typica A.sp A.sp	Iniguez 2009 (177) Mattiucci 2005 (175) Mattiucci 2005 (175)
		<i>Kogia sp</i>	-	1	-	Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.brevispiculata, A.paggiæ	Colon-Llavina 2009 (176)
		<i>Phocoena phocaena</i>	Marsouin commun	1	20	Atlantique (Brésil) Atlantique, Groenland Ouest Norvège, Islande	60	A.simplex, C.osculatum	Iniguez 2005 (177) Lehnert 2014 (183) Siebert 2006 (182)
	Physeteridae	<i>Physeter catodon</i>	Grand cachalot, Cachalot macrocéphale	1	-	Mer tyrrhénienne	-	A.physeteris	D'Amelio 2000 (174)
		<i>Mesoplodon sp.</i>	-	2	-	Atlantique Ouest (Floride) Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.ziphiidarum A.sp	Mattiucci 2005 (175) Colon-Llavina 2009 (176)
	Ziphiidae	<i>Ziphius cavirostris</i>	Baleine de Cuvier, Baleine à bec de Cuvier, Baleine à bec d'ole	2	-	Atlantique (Afrique du sud) Mer des Caraïbes (Porto Rico, Iles Vierges)	-	A.ziphiidarum A.ziphiidarum	D'Amelio 2000 (174) Colon-Llavina 2009 (176)
<i>Caretta caretta</i>		Caouanne	1	96	Méditerranée centrale	15,6-18,7	A.pegreffii	Somero 2010 (183)	

Tableau 8 : Principaux hôtes définitifs et leur prévalence (si disponible)

Analyse de 12 articles publiés de 2000 à 2015

(A. : *Anisakis* C. : *Contracaecum* P. : *Pseudoterranova*)

## 1.4 L'Homme = hôte accidentel

L'Homme n'a pas de rôle dans le cycle évolutif des Anisakidés. C'est un hôte accidentel, où les larves de stade 3 sont en impasse parasitaire, c'est-à-dire qu'elles ne peuvent pas évoluer au stade suivant.

Il s'infeste en consommant des céphalopodes ou des poissons infestés (morue, maquereau, hareng, merlu (merlan ou colin), plie (ou sole), capelan...) par des larves d'Anisakidés, crus ou mal cuits (184).

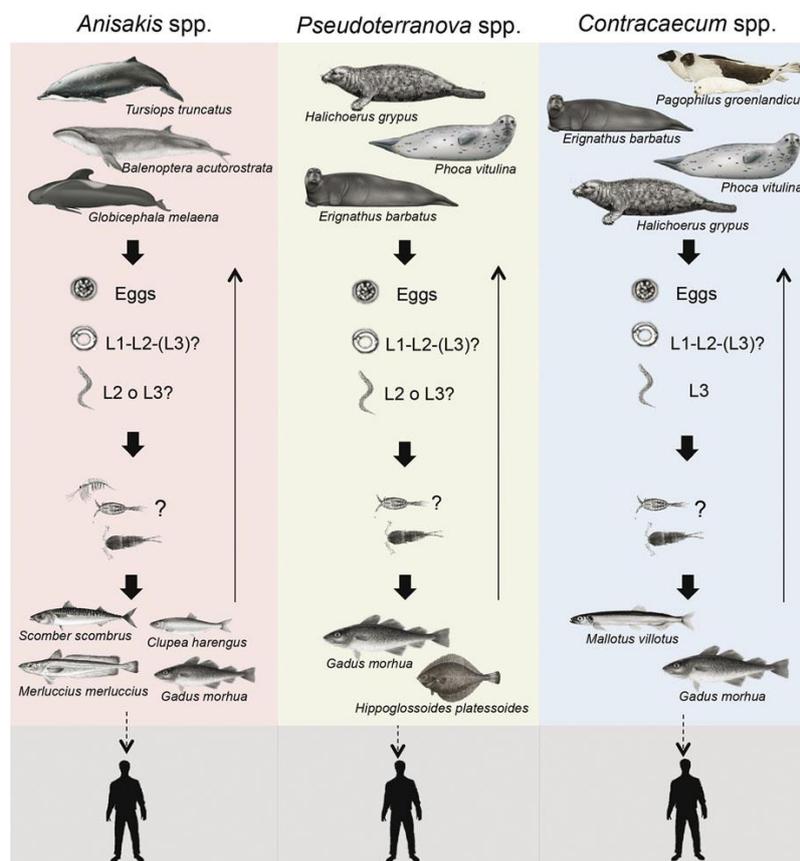


Figure 34 : Cycle biologique schématisé des genres *Anisakis*, *Pseudoterranova* et *Contracaecum* au niveau de l'océan Atlantique Nord-Est (184).

Certains des principaux hôtes définitifs (mammifères marins) et intermédiaires / paraténiques (poissons) sont représentés, y compris le rôle de l'homme comme hôte accidentel.

## **2. Distribution géographique des différents genres d'Anisakidés**

### **2.1 Distribution mondiale des Anisakidés.**

Les Anisakidés sont présents au niveau de toutes les mers et océans du globe. La répartition des parasites est fonction du genre et de l'espèce concernés.

Le genre *Anisakis* est retrouvé essentiellement dans les zones situées entre le cercle Arctique et le tropique du Cancer et entre le tropique du Capricorne et le cercle Antarctique (océan Atlantique et Pacifique). Le genre *Contracaecum* est quant à lui présent au Nord (océan Arctique) et au Sud (océan Antarctique). On note la présence du genre *Pseudoterranova* au niveau de l'océan Pacifique Nord et de l'océan Atlantique Nord.

A noter que le genre *Hysterothylacium* n'est pas représenté ici. Rappelons que ce dernier n'est pas responsable d'Anisakidose chez les mammifères car il ne survit pas à des températures supérieures à 30°C (12) (171) (173).

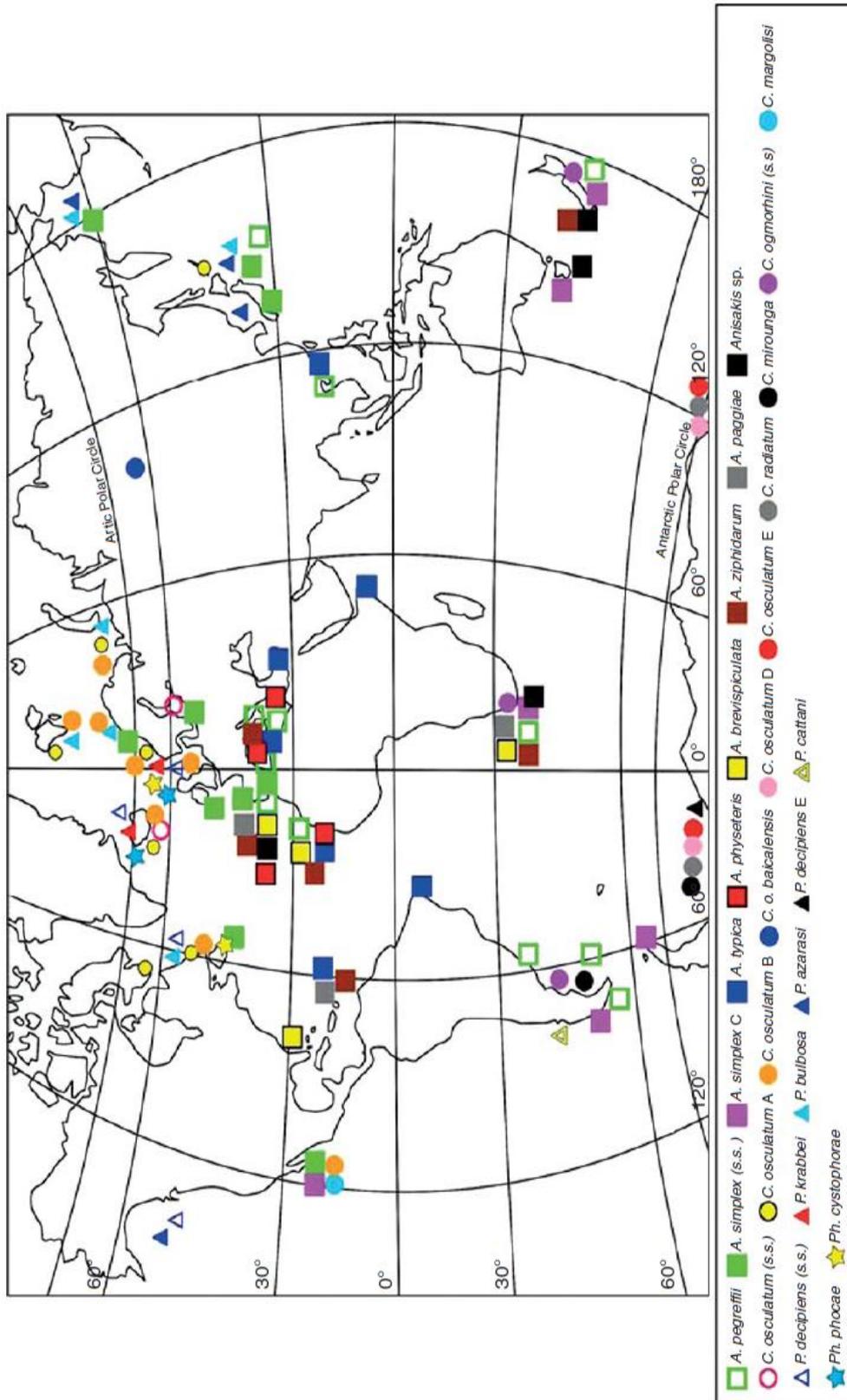


Figure 35 : Répartition mondiale des Anisakidés (d'après Mattiucci 2008) (171)

Chaque genre d'*Anisakis* est représenté par un signe géométrique différent : *Anisakis* (carré), *Contracaecum* (cercle) et *Pseudoterranova* (triangle). Chaque espèce est associée à une couleur différente. (La carte montre également la répartition de *Phocascaris* (étoile)).

## 2.2 Le genre *Anisakis*

On note que le genre *Anisakis* est retrouvé dans toutes les mers et océans du globe ; il est cosmopolite.

Il est retrouvé très fréquemment dans la mer Méditerranée, l'océan Atlantique Nord-Est et Sud-Est, ainsi que dans l'océan Pacifique Nord-Est (Amérique du Nord-Ouest) et Sud (Australie Sud et Nouvelle-Zélande).

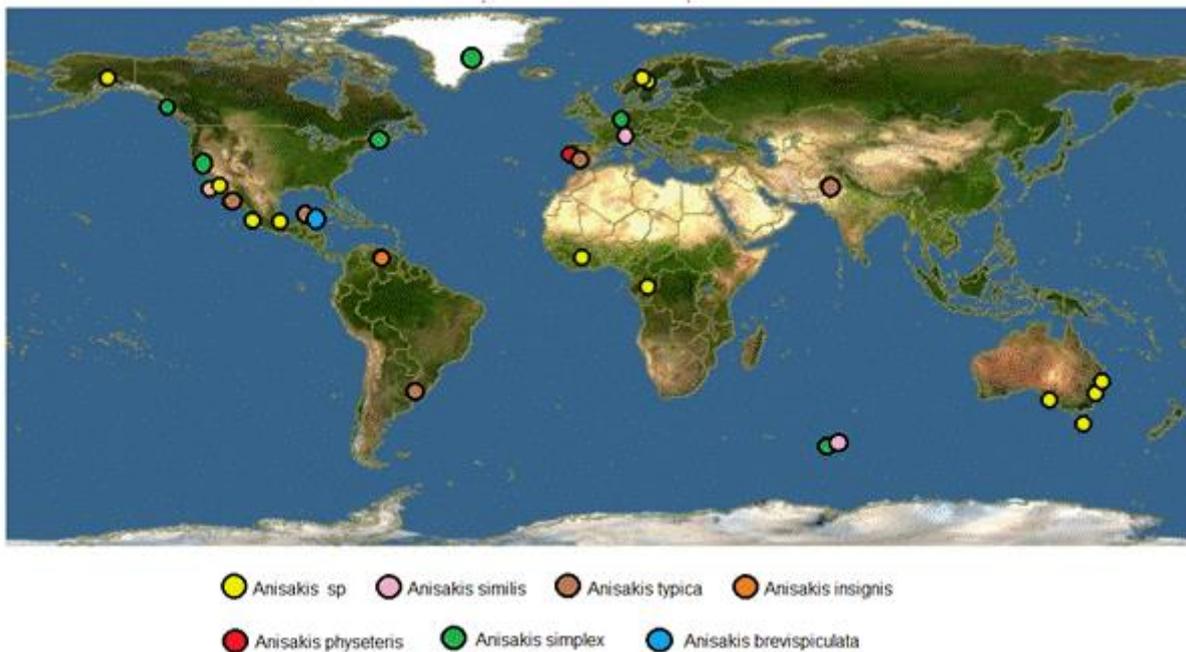


Figure 36 : Carte de présence des espèces du genre *Anisakis*.

(carte réalisée à partir de <http://www.discoverlife.org>) (185)

*Anisakis simplex* (s.s.) est uniquement présent dans l'hémisphère Nord. On le retrouve au niveau de la mer Méditerranée Ouest, de l'océan Atlantique Nord (Est et Ouest), de la mer Baltique et de l'océan Pacifique Nord (Est et Ouest).

Il est présent en Méditerranée et dans l'océan Atlantique (péninsule ibérique) chez *Trachurus trachurus*. Dans l'océan Atlantique Nord, il a aussi été identifié chez *Merluccius merluccius*, *Brosme brosme*, *Salmo salar*, *Gadus morhua*, *Theragra chalcogramma*, *Reinhardtius hippoglossoides*. Il a également été retrouvé dans la mer Baltique chez *Clupea harengus*, ainsi que dans l'océan Pacifique Ouest chez *Theragra chalcogramma*.

En ce qui concerne ces hôtes définitifs, il est présent dans l'Atlantique Nord chez *Globicephala melas*, *Lagenorhynchus albirostris* et *Delphinapterus leucas*. Et chez *Pseudorca crassidens* et *Phocaena phocaena* dans le Pacifique Nord-Est (8) (173) (186).

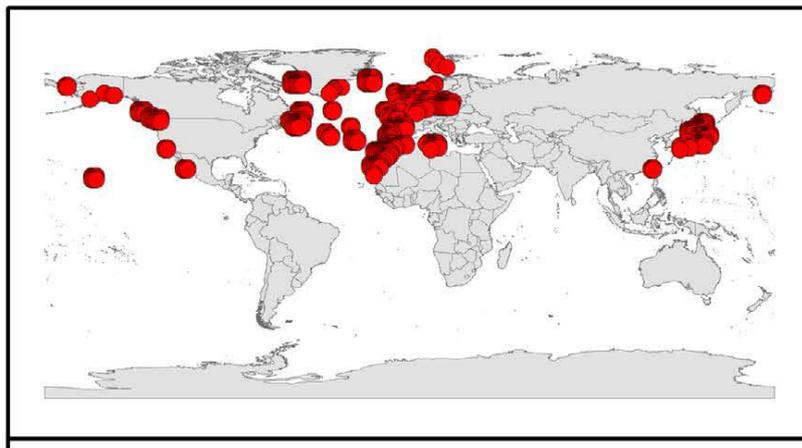


Figure 37 : Enregistrements de présence d'*Anisakis simplex* (s.s.), modélisés sous forme de carte de points (8).

*Anisakis pegreffii* a une large distribution, on le retrouve au niveau de la mer Méditerranée, de l'océan Atlantique Nord (péninsule Ibérique), Sud (Afrique du Sud, Iles Malouines) et de l'océan Pacifique Nord (Chine, Corée du Sud) et Sud (Nouvelle-Zélande).

On le retrouve dans la Méditerranée et l'Atlantique Nord chez *Merluccius merluccius* et *Trachurus trachurus*. Il a également été identifié chez *Xiphias gladius* en Méditerranée centrale, chez *Merluccius capensis*, *Lepidopus caudatus* et *Thyrstites atun* au niveau de l'Atlantique Sud-Est ; et chez *Merluccius hubbsi* en Atlantique Sud-Ouest.

Dans l'océan Pacifique Sud, il est présent chez *Parapercis colias* et *Pseudophycis bachus*, ainsi que chez un de ses hôtes définitifs *Tursiops truncatus* au niveau de la mer Méditerranée Centrale et l'océan Atlantique Sud-Est (8) (173) (186).

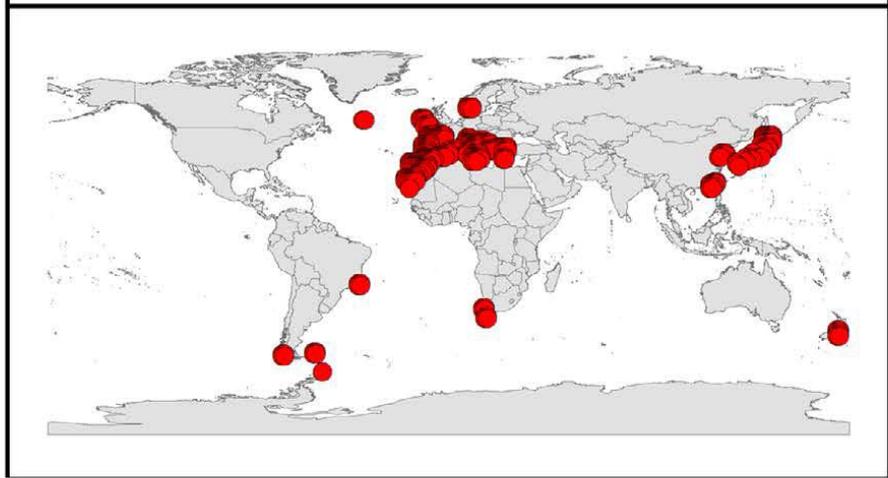


Figure 38 : Enregistrements de présence d'*Anisakis pegreffii*, modélisés sous forme de carte de points (12).

*Anisakis typica* a été identifié dans la mer Méditerranée, dans l'océan Atlantique Central et l'océan Pacifique Central.

Dans l'Atlantique, on le retrouve chez ses hôtes intermédiaires : *Thunnus thynnus* et *Merluccius merluccius*, et chez un de ses hôtes définitifs : *Sotalia fluviatilis* (12) (173) (186).

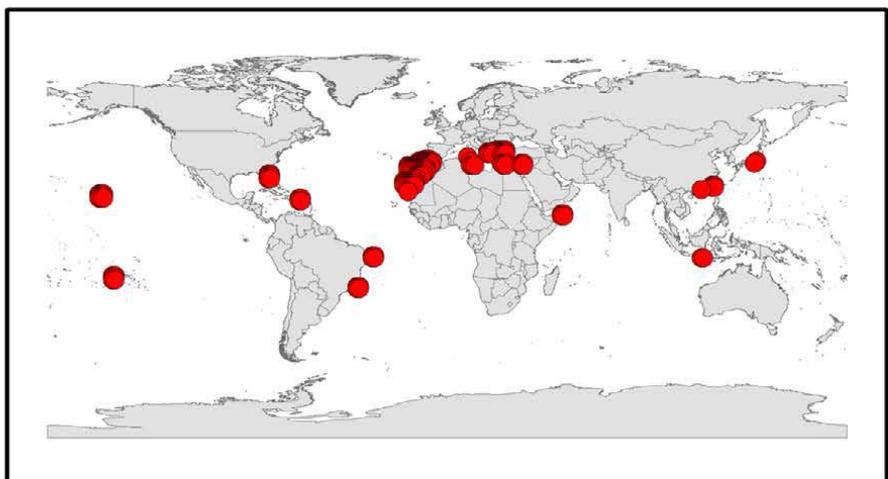


Figure 39 : Enregistrements de présence d'*Anisakis typica*, modélisés sous forme de carte de points (12).

*Anisakis ziphidarum* est surtout présent au niveau de la mer Méditerranée et de l’océan Atlantique (Nord-Ouest de l’Afrique), où on le retrouve chez ses hôtes définitifs comme *Mesoplodon layardii* et *Ziphius cavirostris* (12) (173) (186).

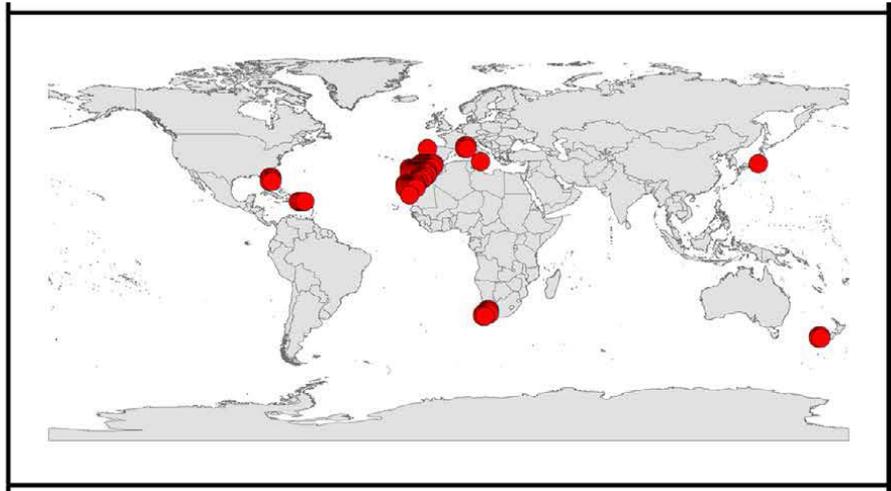


Figure 40 : Enregistrements de présence d’*Anisakis ziphidarum*, modélisés sous forme de carte de points. (12)

*Anisakis brevispiculata* est essentiellement présent au niveau de l’océan Atlantique, où on le retrouve chez son hôte définitif *Kogia breviceps* (12) (173) (186).

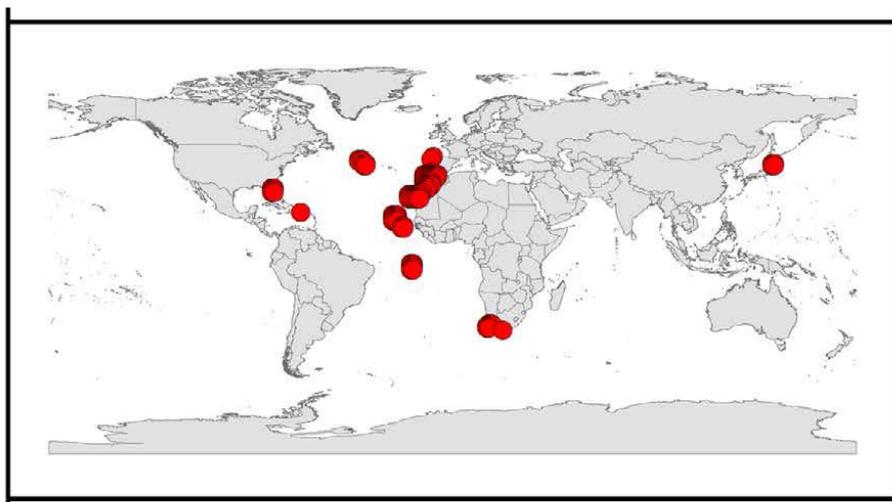


Figure 41 : Enregistrements de présence d’*Anisakis brevispiculata*, modélisés sous forme de carte de points (12).

*Anisakis physeteris* est retrouvé majoritairement dans la mer Méditerranée et dans l’océan Atlantique (Nord-Ouest de l’Afrique) (12) (173) (186).

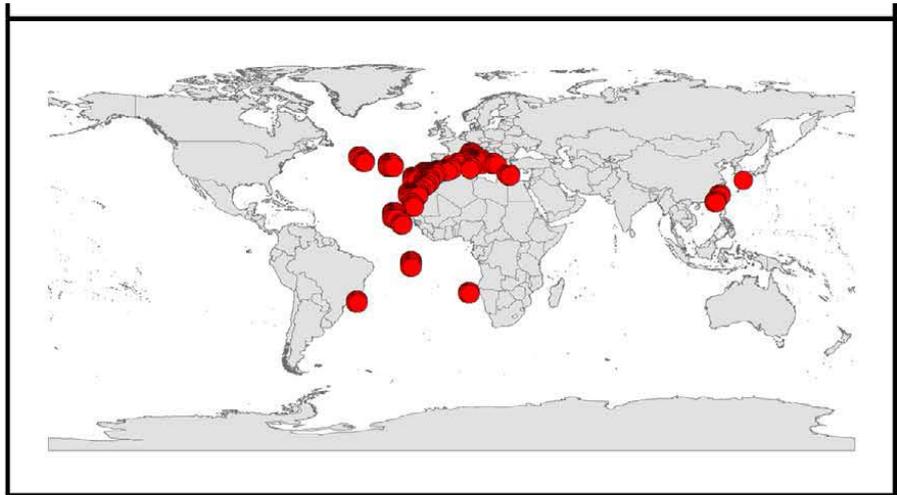


Figure 42 : Enregistrements de présence d’*Anisakis physeteris*, modélisés sous forme de carte de points (12).

*Anisakis nascettii* est retrouvé sporadiquement dans l’océan Atlantique (Afrique Nord-Ouest, Afrique du Sud) et dans le Pacifique Sud (Nouvelle-Zélande) (12) (173) (186).

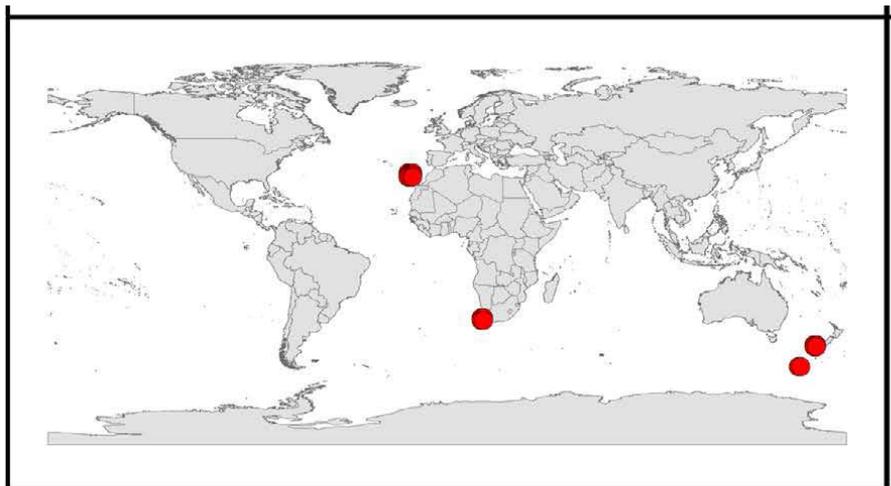


Figure 43 : Enregistrements de présence d’*Anisakis nascettii*, modélisés sous forme de carte de points (12).

*Anisakis paggiae* est surtout présent au niveau de l'océan Atlantique (12) (173) (186).

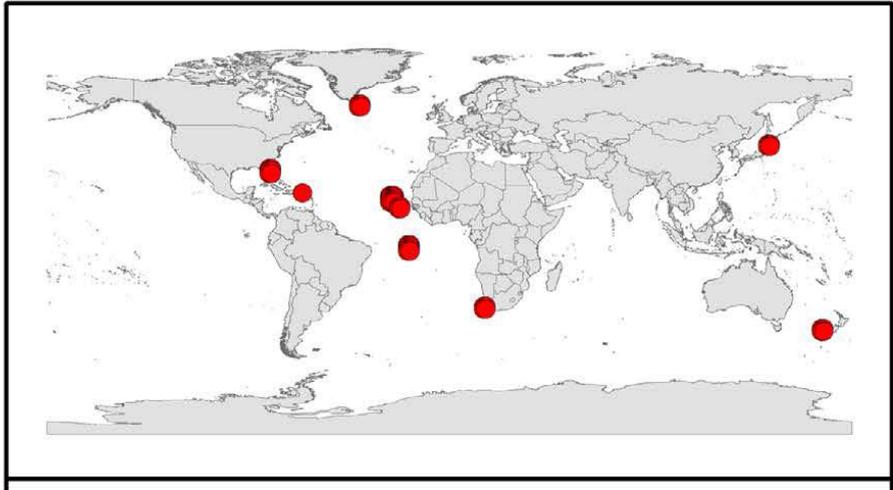


Figure 44 : Enregistrements de présence d'*Anisakis paggiae*, modélisés sous forme de carte de points (12).

*Anisakis berlandi* est présent dans le Pacifique Nord (côtes Nord-Ouest américaines) et Sud (Nouvelle-Zélande), dans l'océan Antarctique et l'océan Atlantique Sud-Est (Afrique du Sud) (12) (173).

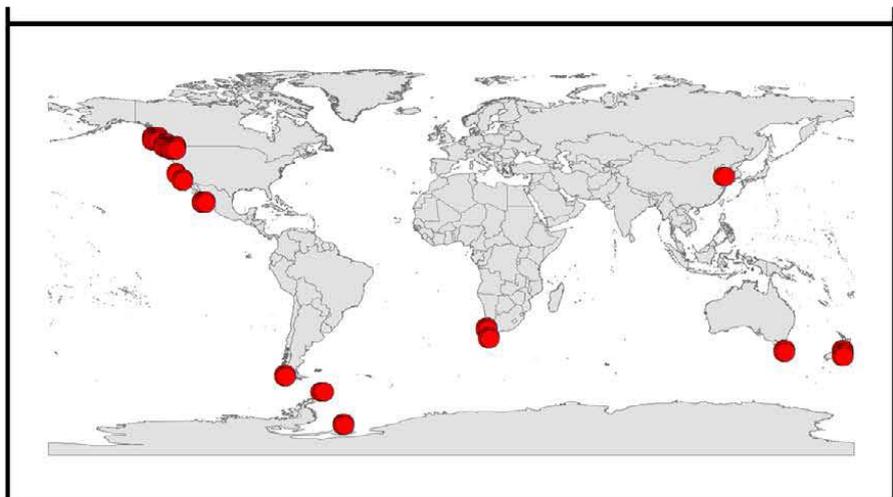


Figure 45 : Enregistrements de présence d'*Anisakis berlandi*, modélisés sous forme de carte de points (12).

*Anisakis simplex C* est majoritairement présent dans l'Hémisphère Sud.

Il est retrouvé au niveau de l'océan Atlantique Sud-Est (Afrique du Sud) chez *Thyrsites atun*, et dans le Pacifique Sud (Nouvelle-Zélande) chez *Parapercis colias* et *Pseudophycis bachus*.

Il a aussi été identifié dans l'océan Pacifique Nord-Est chez *Pseudorca crassidens*, ainsi que dans l'océan Antarctique chez *Mirounga leonine*, qui sont deux de ses hôtes définitifs (173) (186).

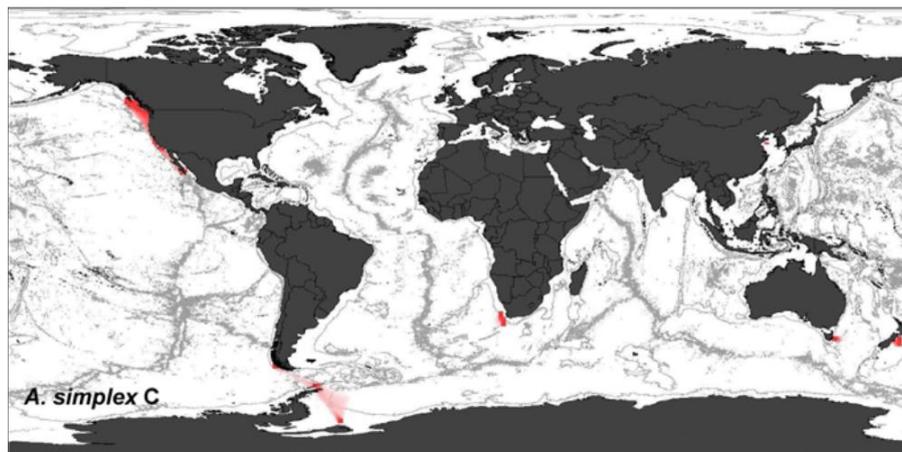


Figure 46 : Modélisation de la répartition d'*Anisakis simplex C* (186).

*Anisakis insigni* est quant à lui retrouvé dans l'océan Atlantique Central (Nord de l'Amérique du Sud) (185).

## 2.2.1 Répartition des espèces du genre *Anisakis* chez trois espèces de poissons présentes dans l'océan Atlantique et la mer Méditerranée

### Répartition d'*Anisakis* spp chez le Merlu commun (*Merluccius merluccius*)

Le Merlu commun (Merlu européen, Colin) est le 7<sup>ème</sup> poisson le plus consommé comme poisson frais par les ménages français, avec 4817 tonnes achetées en 2016. A noter que dans notre enquête 20,8 % des personnes interrogées consomment du Merlu (ou Colin).

C'est un poisson démersal vivant dans les eaux de l'océan Atlantique Nord-Est (de la mer du Nord jusqu'aux côtes africaines), ainsi que dans la mer Méditerranée. Les parasites du genre *Anisakis*, qui ne sont pas pathogènes pour leur hôte *Merluccius merluccius*, sont retrouvés fréquemment et abondamment dans toute cette zone géographique.

*Anisakis pegreffii* a été identifié chez le Merlu au niveau de toutes les zones de prélèvement de la mer Méditerranée (sauf dans le bassin Levantin) et de l'océan Atlantique. C'est l'espèce d'*Anisakis* la plus répandue en Méditerranée. On le retrouve au niveau de la mer Adriatique, Ionienne, Tyrrhénienne centrale et abondamment au niveau de la mer de Ligurie. Ce phénomène semble être lié au fait que cette zone se situe dans la zone maritime protégée du sanctuaire Pelagos (espace maritime faisant l'objet d'un accord entre l'Italie, Monaco et la France pour la protection des mammifères marins qui le fréquentent), où l'on trouve certaines espèces de dauphins faisant partie de ses principaux hôtes définitifs.

Les Merlus provenant du bassin Levantin ne sont infestés que par *Anisakis typica*, qui est une espèce parasitant de nombreux cétacés vivants dans des eaux aux températures chaudes ou des eaux tropicales.

*Anisakis physeteris* est quant à lui très répandu chez le Merlu au niveau de la mer Méditerranée occidentale dans le secteur des îles Baléares. La forte prévalence de cette espèce dans cette zone pourrait être liée à la présence des voies de migrations du grand cachalot *Physeter catodon* qui est un des hôtes définitifs d'*Anisakis physeteris*.

A noter que les Merlus de la mer Méditerranée ne sont pas infestés par *Anisakis simplex* (s.s.), bien que cette espèce soit fortement présente au niveau de l'océan Atlantique Nord-Est. Ce

résultat confirme l'hypothèse selon laquelle il n'y a pas de migration de *Merluccius merluccius* entre la Méditerranée et l'Atlantique.

On observe une co-infection des Merlus par plusieurs espèces d'*Anisakis* au niveau des côtes atlantiques marocaines. En effet, plus de 22 % des poissons examinés étaient parasités par cinq espèces d'*Anisakis* : l'espèce principale étant *Anisakis pegreffii*, suivi d'*Anisakis physeteris*, *Anisakis ziphidarum*, et en moindre proportion *Anisakis brevispiculata* et *Anisakis paggiae*.

*Anisakis pegreffii* et *Anisakis simplex* (s.s.) sont donc les deux espèces les plus répandues, respectivement au niveau de la mer Méditerranée et de l'océan Atlantique, chez le Merlu (187).

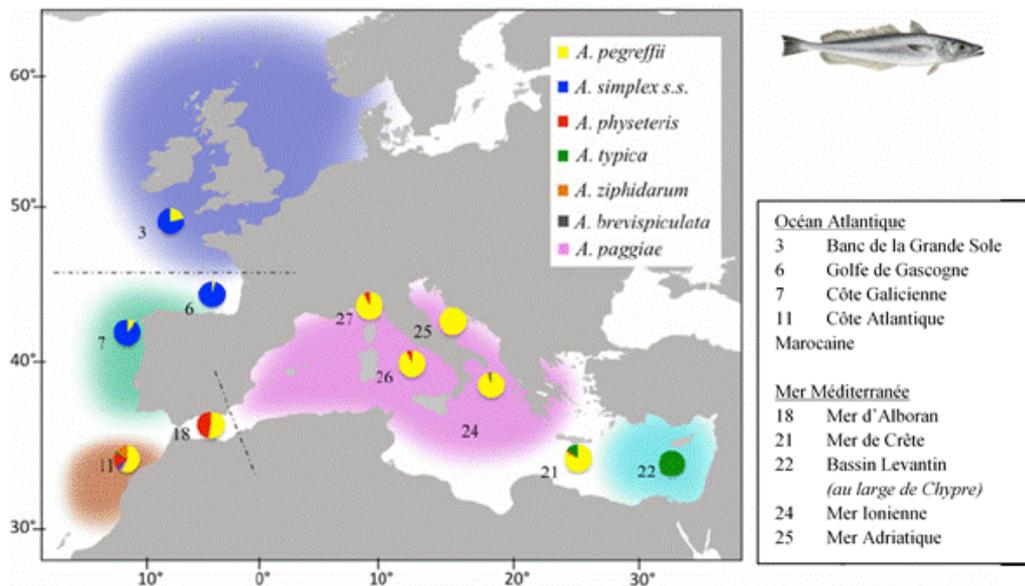


Figure 47 : Carte représentant la répartition des larves d'*Anisakis* spp identifiées génétiquement chez *Merluccius merluccius* au niveau de la mer Méditerranée et de l'océan Atlantique (187).

## Répartition d'*Anisakis* spp chez le Chinchard commun (*Trachurus trachurus*)

*Trachurus trachurus*, couramment appelé Chinchard commun, Caringue, Maquereau anglais ou encore Saurel commun de l'Atlantique, est un petit poisson pélagique vivant dans l'océan Atlantique Nord-Est dans une zone allant de la Norvège aux îles du Cap-Vert, et dans la Méditerranée. Il est caractérisé par une grande capacité migratoire et par une saison de reproduction assez étendue (4-8 mois).

Cinq espèces différentes d'*Anisakis* ont été identifiées chez *Trachurus trachurus* : majoritairement on retrouve *Anisakis simplex* (s.s.) et *Anisakis pegreffii*, et les trois autres espèces *Anisakis physeteris*, *Anisakis typica* et *Anisakis nascettii* dans de faibles proportions.

Dans la Méditerranée (Mer Tyrrhénienne centrale, d'Alboran, Ionienne, Egée) on retrouve exclusivement *Anisakis pegreffii*. De même, pour l'Atlantique Nord-Est (Sud de la Norvège, Mer du Nord, Manche, Ouest et Sud de l'Irlande, et Golfe de Gascogne) avec *Anisakis simplex* (s. s.) qui est le parasite majoritairement présent.

Dans l'océan Atlantique au niveau de la péninsule ibérique et dans la Méditerranée au niveau de la mer d'Alboran, le maquereau est co-parasité par les deux espèces : *Anisakis simplex* (s.s.) et *Anisakis pegreffii* dans des proportions variant entre 25 et 75 % (187).

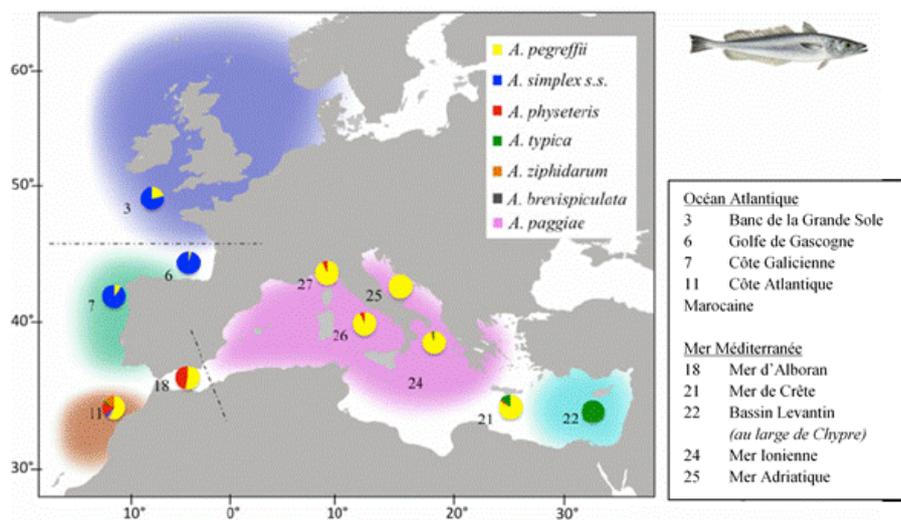


Figure 48 : Carte représentant la répartition des larves d'*Anisakis* spp identifiées génétiquement chez *Trachurus trachurus* au niveau de la mer Méditerranée et de l'océan Atlantique (187).

## Répartition d'*Anisakis* spp chez l'Espadon (*Xiphias gladius*)

L'Espadon, ou *Xiphias gladius*, est un gros poisson pélagique présent dans l'océan Atlantique et la mer Méditerranée. Parmi toutes les espèces d'*Anisakis* existantes six d'entre elles ont été trouvées chez l'Espadon.

Dans la Méditerranée *Anisakis pegreffii* a été trouvé au niveau de la mer Ionienne. Il a également été identifié au niveau de la mer Tyrrhénienne en co-infection avec *Anisakis physeteris*. Alors qu'*Anisakis brevispiculata*, *Anisakis paggiae*, *Anisakis* sp2 et *Anisakis simplex* (s.s.) étaient absents dans ces zones-là.

D'autre part, une forte proportion d'*Anisakis physeteris* a été trouvée dans les eaux de l'Atlantique. Ce dernier cohabite avec *Anisakis simplex* (s.s.) au niveau de l'Atlantique Nord, et avec *Anisakis brevispiculata* au niveau de l'Atlantique Central (187).

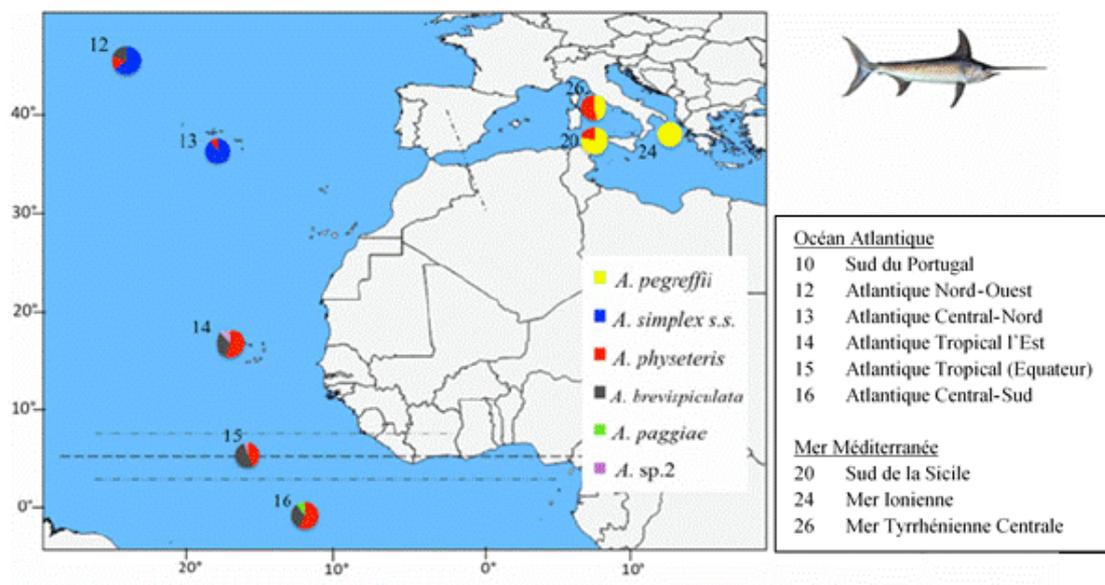


Figure 49 : Carte représentant la répartition des larves d'*Anisakis* spp identifiées génétiquement chez *Xiphias gladius* au niveau de la mer Méditerranée et de l'océan Atlantique (187).

### 2.3 Le genre *Pseudoterranova*

*Pseudoterranova decipiens* (s.s.) est présent au niveau de la région boréale arctique : zone comprenant les eaux de l'Atlantique Nord et du Pacifique Nord.

Au niveau de l'Atlantique Nord-Est on le retrouve entre autres dans la mer de Norvège, la mer Baltique, la mer du Nord et la Manche, chez ses hôtes définitifs le phoque commun (*Phoca vitulina*) et le phoque gris (*Halichoerus grypus*). Il a également été détecté chez la morue de l'Atlantique (*Gadus morhua*) dans les mers de Norvège et Baltique. Ainsi que chez ses autres hôtes paraténiques, au niveau de la mer de Norvège, le sébaste (*Sebastes mentellas*), le brochet (*Brosme brosme*), l'éperlan (*Osmerus eperlanus*) et la plie (ou sole) (*Hippoglossoides platessoides*) (184).

La distribution géographique de *Pseudoterranova krabbei* n'a été enregistré que dans l'océan Atlantique Nord-Est (mer de Norvège, les eaux du sud de l'Islande et la Manche), il semble être absent au niveau de l'océan Atlantique Nord-Ouest.

Il a été identifié au stade adulte chez le phoque gris et le phoque commun, ainsi que chez ses hôtes paraténiques : le lieu noir (*Pollachius virens*), l'églefin (*Melanogrammus aeglefinus*) et le turbot (*Psetta maxima*). Il apparaît également dans des infections mixtes avec *Pseudoterranova decipiens* (s.s.) chez la morue et la plie (ou sole) (184).

*Pseudoterranova bulbosa* quant à lui a été détecté au niveau de l'océan Atlantique Nord-Est (mer de Barents et mer de Norvège) et Nord-Ouest, où les adultes infectent le phoque barbu (*Erignathus barbatus*). Ainsi que chez la plie (ou sole) et le flétan de Groenland (*Reinhardtius hippoglossoides*) (184).

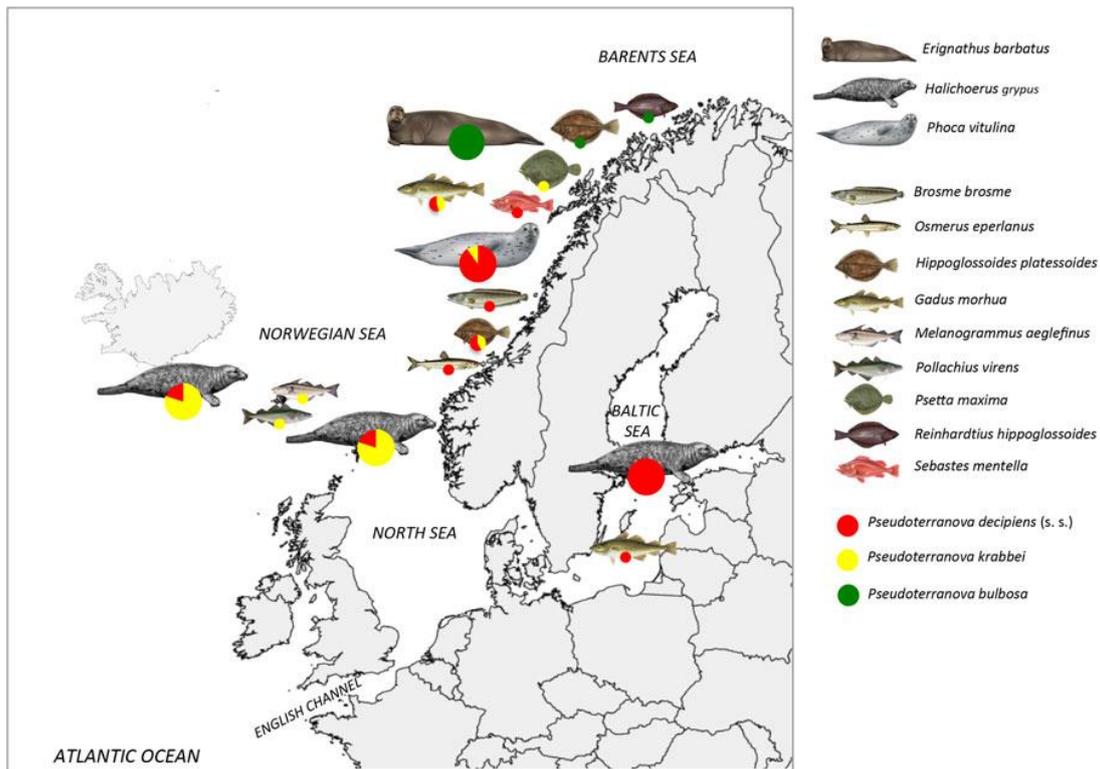


Figure 50 : Carte représentant la répartition des espèces du genre *Pseudoterranova* identifiées génétiquement chez leurs hôtes définitifs (phoques) et quelques-uns de leurs hôtes intermédiaires/paraténiques (poissons) au niveau du Nord-Est de l’océan Atlantique (184).

## 2.4 Le genre *Contracaecum*

*Contracaecum osculatum* (s.s.) est la seule espèce du genre à être présente dans la mer Baltique, chez son hôte paraténique la morue (*Gadus morhua*) et chez son hôte définitif le phoque gris (*Halichoerus grypus*) (184).

*Contracaecum osculatum* sp. A a lui été signalé au niveau d’une zone géographique plus restreinte : la mer de Barents, chez le phoque barbu (*Erignathus barbatus*) (184).

Quant à *Contracaecum osculatum* sp. B, on le retrouve au niveau de l'Atlantique Nord-Est (mer de Barents, mer de Norvège et mer du Nord), chez ses hôtes paraténiques comme la morue, le capelan (*Mallotus villosus*) et le flétan (*Reinhardtius hippoglossoides*). Ainsi que chez le phoque commun (*Phoca vitulina*) et le phoque du Groenland (*Pagophilus groenlandicus*). Il apparait également chez le phoque gris dans des infections mixtes avec *Contracaecum osculatum* (s.s.) et *Contracaecum osculatum* sp. A (184).

A noter également que *Contracaecum osculatum* sp. B a été retrouvé récemment chez le capelan (*Mallotus villosus*) au niveau de la mer de Barents (188).

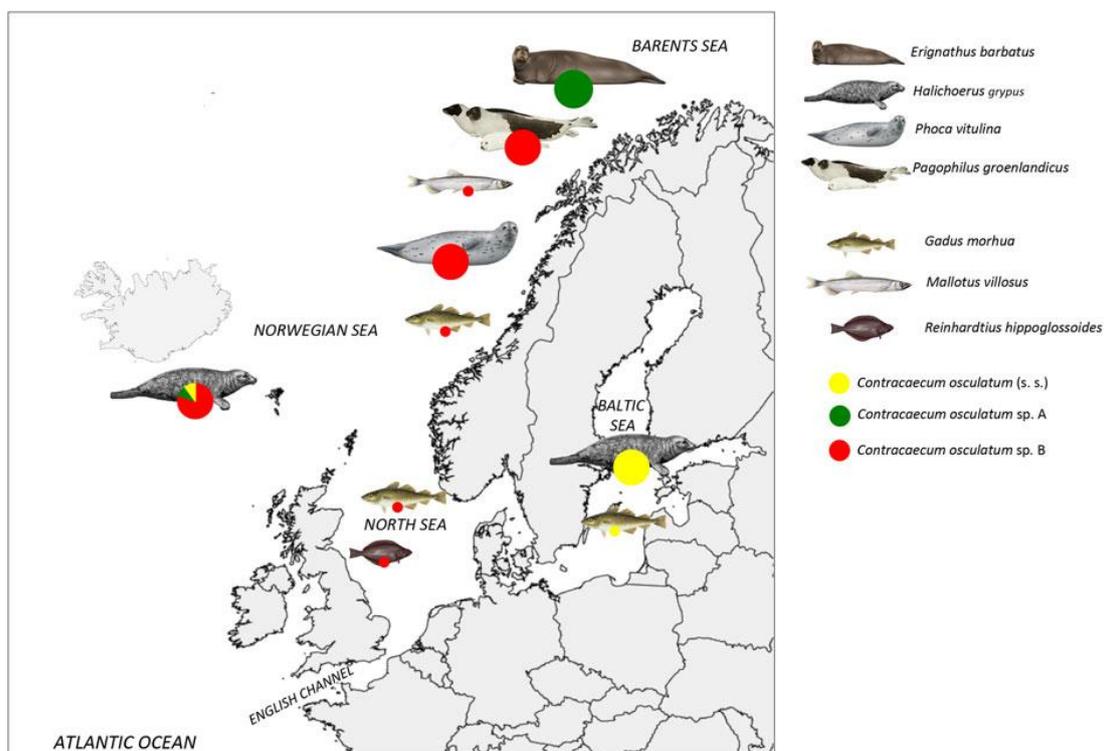


Figure 51 : Carte représentant la répartition des membres de l'espèce *Contracaecum osculatum* (s.l.) identifiées génétiquement chez leurs hôtes définitifs (phoques) et quelques-uns de leurs hôtes intermédiaires/paraténiques (poissons) au niveau du Nord-Est de l'océan Atlantique (184).

## 2.5 Facteurs influençant leur distribution géographique

Toutes les espèces d'Anisakidés n'ont pas la même répartition géographique. Cette distribution dépend d'une large gamme de facteurs : biotiques et abiotiques. Elle est fonction du parasite lui-même, de ses hôtes intermédiaires et définitifs (en grande majorité des poissons), ainsi que des paramètres du milieu extérieur.

Les facteurs biotiques sont des facteurs intrinsèques au poisson : son espèce, son sexe, son âge, sa taille, son poids, la composition de ses muscles, son système immunitaire ou encore son régime alimentaire.

Les facteurs abiotiques sont quant à eux extrinsèques au poisson et au parasite lui-même. Ils correspondent entre autres à la zone géographique, la profondeur des fonds marins, la distance avec les côtes terrestres, la température, la salinité et l'acidité de l'eau, ainsi que la saisonnalité (migration).

### 2.5.1 Facteurs intrinsèques ou biotiques

La distribution des parasites varie selon **l'espèce de poisson** considérée. En effet dans l'Atlantique Nord, 75 espèces de poissons (pélagiques, mésopélagiques et bathypélagiques) et 4 espèces de céphalopodes sont connues comme étant des hôtes du genre *Anisakis*, contre 63 espèces de poissons (surtout des poissons démersaux piscivores) pour le genre *Pseudoterranova* (189).

On remarque une répartition inégale des parasites chez une même espèce de poissons. La probabilité de présence et le nombre de larves présentes dépendent directement de l'**âge** et par conséquent de la **taille** et du **poids** du poisson. En effet au fil des prédations successives le poisson a de plus en plus de probabilité d'être infecté, surtout si ce dernier est un hôte (intermédiaire ou définitif) entrant dans le cycle biologique de plusieurs espèces d'Anisakidés. De plus, comme les larves d'Anisakidés peuvent survivre plusieurs années chez un même hôte, on assiste donc à une accumulation de larves au cours du temps. Les poissons plus âgés ont donc théoriquement une probabilité d'être infecté plus importante et en plus grande quantité par rapport aux jeunes poissons (184) (189).

En ce qui concerne le sexe des poissons, dans la quasi-totalité des études, il n'a aucune influence sur le parasitisme. Par exemple dans son étude de 2015, Klapper a montré que l'infestation des mâles et des femelles était similaire (142 mâles contre 154 femelles) (165) (184).

Une forte **teneur en lipides des muscles** du poisson est un élément favorisant la présence de larves d'Anisakidés. Une étude comparant la distribution d'*Anisakis simplex*, a montré que les parasites étaient plus fréquemment retrouvés dans la chair du sébaste (*Sebastes marinus*) (12,0 %), que dans celle du lieu noir (*Pollachius virens*) et du cabillaud (ou morue) (*Gadus morhua*) (respectivement 0,4 et 3,2 %). Ceci peut s'expliquer par le fait que le sébaste possède un pourcentage plus élevé de matières grasses au niveau de son tissu musculaire (190).

De plus, l'efficacité du système immunitaire du poisson influence également la survie ou non des larves d'Anisakidés (191).

### 2.5.2 Facteurs extrinsèques ou abiotiques

La présence ou non de parasites, dans une zone donnée, dépend également de plusieurs facteurs abiotiques.

On peut noter l'importance des hôtes intermédiaires dans les premières étapes du cycle du parasite. Le développement et la dispersion des œufs excrétés sont principalement influencés par différents paramètres physiques comme la **température**, la **salinité** de l'eau, le **pH** de l'eau ou encore les **courants océaniques**. Les stades de vie des Anisakidés les plus exposés à un impact climatique sont les œufs et les larves libres (12) (192).

Dans son étude, Hojgaard a montré que le temps d'éclosion des œufs d'*Anisakis simplex* varie de façon inverse à la température. Le temps de survie augmente avec la salinité mais diminue avec la température (193).

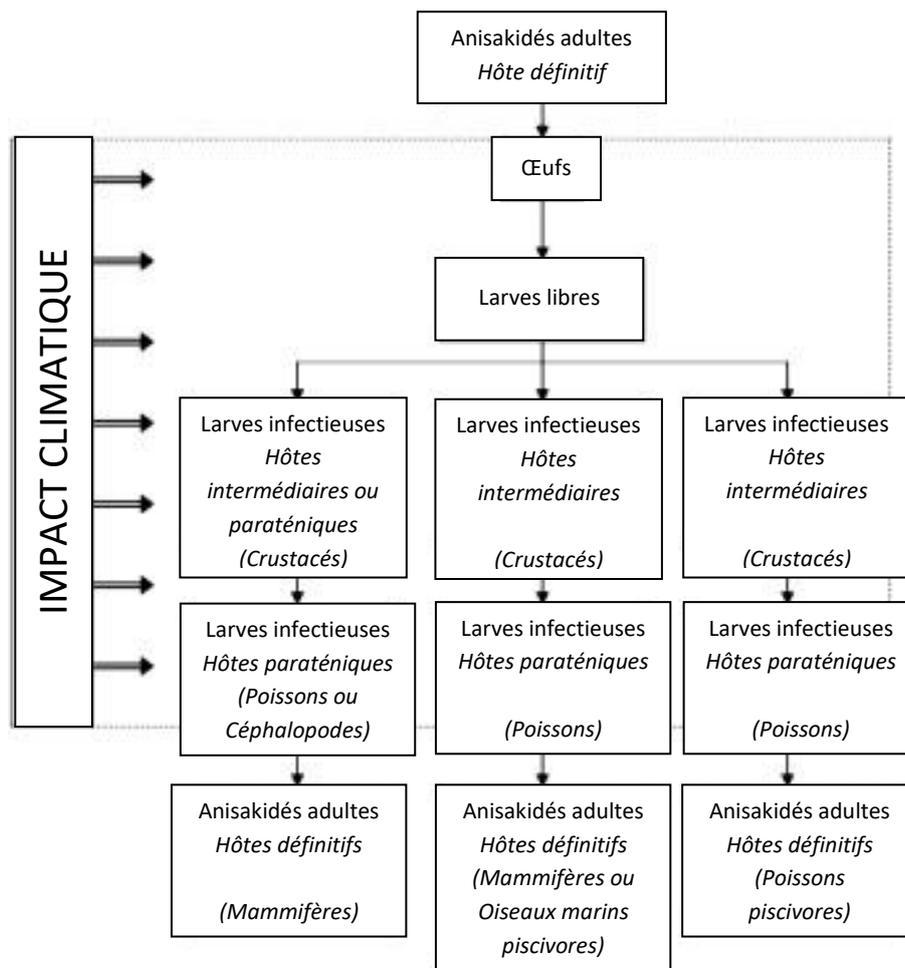


Figure 52 : Impact climatique sur les différents stades de développement des Anisakidés (192).

Les stades larvaires intermédiaires et adultes sont eux directement dépendant des interrelations entre les différentes espèces qui leurs servent d’hôtes intermédiaires et définitifs (transport du parasite, comportement migratoire). Les hôtes définitifs sont quant à eux indispensables pour la reproduction de ce dernier.

La répartition des parasites dépend de la **zone géographique d’observation**. En effet, pour une même espèce de poisson l’infestation est très variable d’une localisation à l’autre (184).

Selon le **relief côtier**, la **distance terrestre** et la **profondeur**, on ne trouve pas les mêmes espèces de poissons (12) (106).

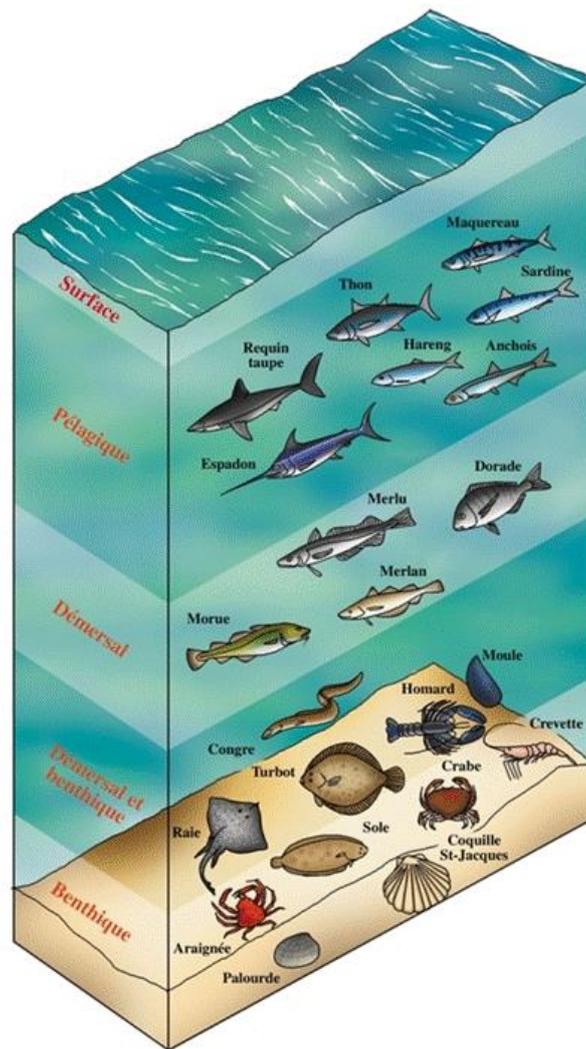


Figure 53 : Schéma représentant les différents niveaux marins et les espèces y vivant (194).

*Anisakis simplex* serait plutôt adapté aux environnements marins **pélagiques** (offshore) à forte salinité.

On note aussi l'importance de la **clarté** de l'eau, celle-ci étant le signe d'une présence plus ou moins importante en phytoplancton (**production primaire**). La présence permanente de nutriments entraîne une accumulation de prédateurs et de proies favorisant ainsi la transmission des parasites jusqu'à l'hôte définitif (195).

La **saison** de pêche est également importante. Par exemple, en mer Baltique les harengs pêchés de juin à octobre ne sont pas infestés, alors que ceux pêchés de novembre à mai sont très infestés. De plus, les œufs sont excrétés toute l'année par les hôtes définitifs, mais en fonction des phénomènes de migration ils ne sont pas toujours excrétés dans le même type de milieu marin (189).

La distance terrestre et la profondeur de l'eau ont plus un effet sur les hôtes définitifs que sur le parasite lui-même. Les **migrations** des espèces entraînent donc la dispersion des parasites (exemple d'*Anisakis physeteris* et des cachalots) et inversement les espèces plutôt associées à la côte montre une présence du parasite le long des habitats côtiers (*Anisakis typica* et les espèces de dauphins *Tursops aduncus* et *Tursops truncatus*) (12).

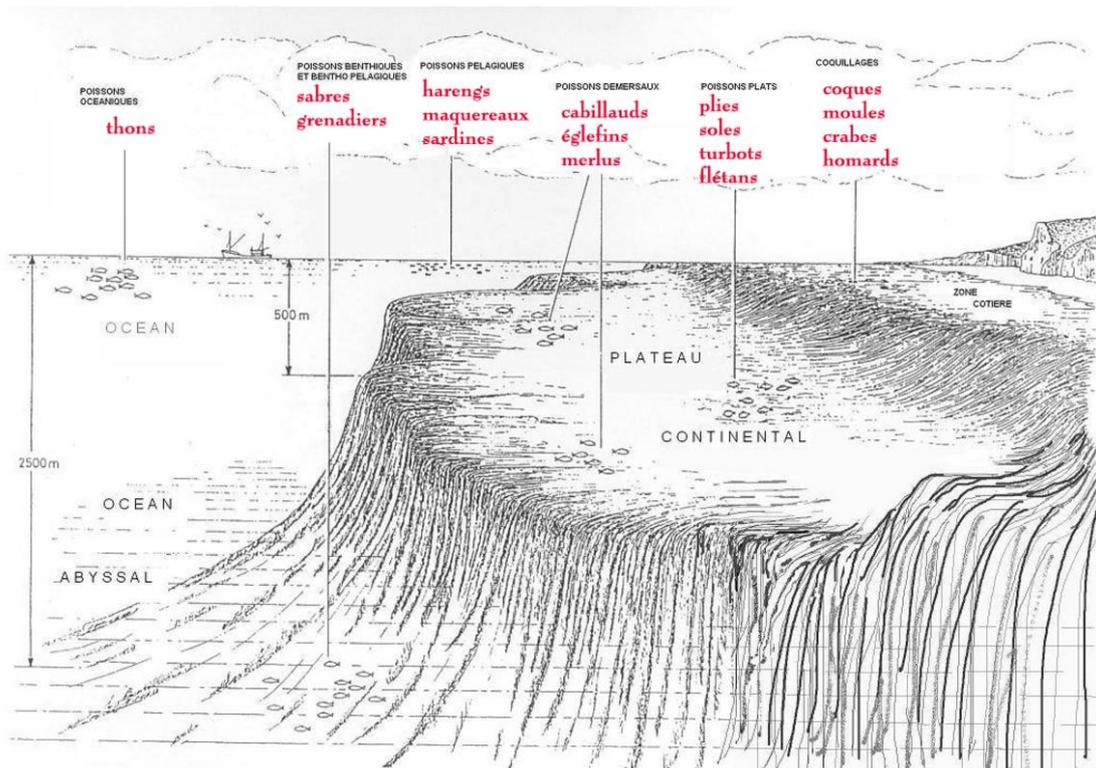


Figure 54 : Répartition géographique des différentes espèces de poissons exploités (196).

**TROISIEME PARTIE :**  
**DONNEES SUR L'ORIGINE DES ESPECES**  
**INFESTEES ET SUR LA CONSOMMATION DE**  
**POISSON**



# **TROISIEME PARTIE : DONNEES SUR L'ORIGINE**

## **DES ESPECES INFESTEES ET SUR LA**

### **CONSOMMATION DE POISSON**

De nombreuses espèces de poissons de mer sont susceptibles d'héberger des larves d'Anisakidés. Cependant un poisson d'origine sauvage et un poisson issu de l'élevage n'ont pas le même risque d'infestation. La provenance géographique du poisson consommé est donc un facteur non négligeable. En effet les Anisakidés sont des parasites cosmopolites, ce qui laisse à penser que plus la consommation de poissons issus de la pêche est importante et plus le risque d'être en contact avec des larves d'Anisakidés est susceptible d'être important.

## **1. Espèces de poissons infestées par des Anisakidés**

### **1.1 Espèces sauvages**

Selon l'EFSA, la contamination des poissons sauvages par les Anisakidés représente un risque pour la santé publique (197). D'après l'ANSES, 15 à 100 % des poissons de mer sont parasités par des larves d'Anisakidés, parfois présentes en grande quantité. Ce pourcentage dépend des espèces et des lieux de capture (41). En France, différentes enquêtes sur l'infestation des poissons de mer les plus consommés ont permis de mettre en évidence un taux d'infestation de l'ordre de 90 % pour les merlus, 80 % pour les anchois, 70 % pour les merlans, 60 % pour les chinchards et 30 % pour les maquereaux (8).

Cependant les données concernant l'infestation des poissons sauvages par les Anisakidés manquent d'harmonisation et ne peuvent être généralisées. En effet, celles-ci reposent en majorité sur des échantillonnages de poissons prélevés localement et au hasard. De plus, les diverses études n'utilisent pas les mêmes méthodologies de détection et d'analyse, les mêmes marqueurs génétiques d'identification des larves... ce qui peut être à l'origine de résultats très différents d'une étude à l'autre.

A noter qu'une liste des produits issus de la pêche ne présentant pas de risque *Anisakis* a été établie par l'AFSSA en 2007 (*Annexe 6*) (189).

## 1.2 Espèces d'élevage

Actuellement en France 6 espèces de poissons marins peuvent être issues de l'élevage :

- Le **bar**, la **daurade royale** et le **maigre** sont élevés dans des bassins à terre le long du littoral en mer du Nord et sur la côte atlantique, et dans de grandes cages flottantes en mer ouverte en mer Méditerranée.
- Le **turbot** est lui aussi élevé dans des bassins à terre, dans une eau n'excédant pas 22°C, sur les côtes atlantiques.
- L'élevage du **saumon** est réalisé dans des cages flottantes au niveau des côtes bretonnes et normandes.
- La **truite** (de mer) : *Oncorhynchus mykiss* et *Salmo trutta* élevée d'abord en eau douce puis dans des cages flottantes en mer. (cf Annexe 5 – *Les différentes espèces de poissons élevées en France*) (198).

Des études réalisées en Norvège, au Danemark, en Ecosse, aux Etats-Unis et au Japon sur des saumons d'élevage ont montré que ces derniers n'étaient pas parasités par des nématodes de la famille des Anisakidés (*Tableau 9 - Recensement de quelques études réalisées sur l'infestation des poissons d'élevage*) (38) (197).

En effet, les poissons d'élevage sont élevés dans des cages flottantes en mer, près des côtes ou dans des bassins à terre. De plus, ils sont nourris avec des aliments secs (granulés extrudés), qui ne peuvent pas contenir de parasites vivants, réduisant ainsi le risque de prédation sauvage. Ces poissons ont donc peu de probabilité d'être en contact avec des larves d'Anisakidés, malgré le fait qu'ils soient élevés dans des zones où la présence de ces larves a déjà été détectée (41) (184) (197).



Figure 55 : cages flottantes d'élevage (197).



Figure 56 : bassins à terre d'élevage (197).

En 2008, une larve d'Anisakidés (*Anisakis simplex*), dont l'espèce n'a pas été identifiée, a été trouvée dans l'intestin d'un saumon au Canada lors d'un contrôle de routine (199).

Des larves d'Anisakidés ont aussi été repérées en Norvège dans des saumons d'élevage en 2013 et en 2016. Dans l'étude de Mo publiée en 2013, sur 100 saumons (50 destinés à la consommation et 50 considérés comme avortons) 10 poissons de la classe des avortons étaient contaminés par des Anisakidés (*Anisakis simplex* et *Hysterothylacium aduncum*). Sur les 75 larves détectées, 53 étaient au niveau des viscères et 22 étaient localisées dans les muscles (200).

L'étude de Levsen de 2016 sur 4184 saumons d'élevage (3525 destinés à la consommation et 659 considérés comme avortons) a montré que 3 avortons étaient parasités, au niveau des viscères, par des larves d'Anisakidés (2 larves d'*Anisakis sp* et 3 larves *Hysterothylacium sp*) (201).

Cette contamination peut être due au fait que des hôtes intermédiaires ou paraténiques plus petits soient passés à travers les faibles mailles des filets. Théorie confirmée par l'étude de Skov, réalisée en 2009, qui a mis en évidence la présence de restes de petits poissons sauvages dans l'estomac de 2 des 166 truites Arc-en-ciel d'élevage étudiées. Poissons sauvages qui sont une source potentielle de contamination (202).

De plus, il existe également un risque lorsque l'élevage repose sur le prélèvement de jeunes poissons sauvages. Les jeunes spécimens capturés peuvent être déjà infectés par des larves d'Anisakidés et à long terme ces larves pourront aller s'encapsuler au niveau de la chair (184).

Selon l'EFSA, au vu des données disponibles et des pratiques d'élevage actuelles, le risque d'infection des saumons atlantique d'élevage par des larves d'Anisakidés est négligeable (197).

Espèces de poissons étudiées	Lieu d'échantillonnage	Nombre total de poissons	Nombre de poissons parasités	Références
Saumon (3 espèces)	Etats-Unis	237	0	Deardorff et Kent - 1989 (203)
Saumon	Norvège	2000	0	Bristow et Berland - 1991 (204)
Filets de Saumon ( <i>Salmo salar</i> )	Ecosse, Norvège	3700	0	Angot et Brasseur - 1993 (205)
Saumon ( <i>Salmo salar</i> L.)	Norvège	1180	0	Lunestad - 2003 (206)
Saumon ( <i>Salmo salar</i> )	Norvège	100 : 50 (destinés à la consommation) 50 (avortons)	0 10	Mo et al - 2014 (200)
Saumon ( <i>Salmo salar</i> )	Norvège	4185 : 3525 (destinés à la consommation) 659 (avortons)	0 3	Levsen et Madge - 2016 (201)
Saumon (2 espèces)	Japon	300	0	Inoue et al - 2000 (207)
Saumon ( <i>Salmo salar</i> )	Canada	894	1	Marty - 2008 (199)
Truite Arc-en-ciel ( <i>Oncorhynchus mykiss</i> )	Danemark	166	0	Skov et al - 2009 (202)
Bar ( <i>Dicentrarchus labrax</i> )	France, Grèce	945	0	AFSSA (Comité National des pêches maritimes et des élevages) - 2008 (189)
	Espagne	259	0	Penalver et al - 2010 (208)
Dorade royale ( <i>Sparus aurata</i> )	Espagne	612	0	Penalver et al - 2010 (208)

**Tableau 9 : Recensement de quelques études réalisées sur l'infestation des poissons d'élevage (d'après Augry - 2012, complété d'après EFSA - 2010) (38) (197).**

Dans notre enquête, 40,1 % des personnes ayant répondu au questionnaire ne connaissent pas l'origine des poissons qu'elles achètent. 5,5 % consomment des poissons sauvages issues de la pêche et 7,2 % des poissons issues de l'élevage. A noter que 47,2 % des personnes interrogées consomment à la fois des poissons sauvages et des poissons d'élevage.

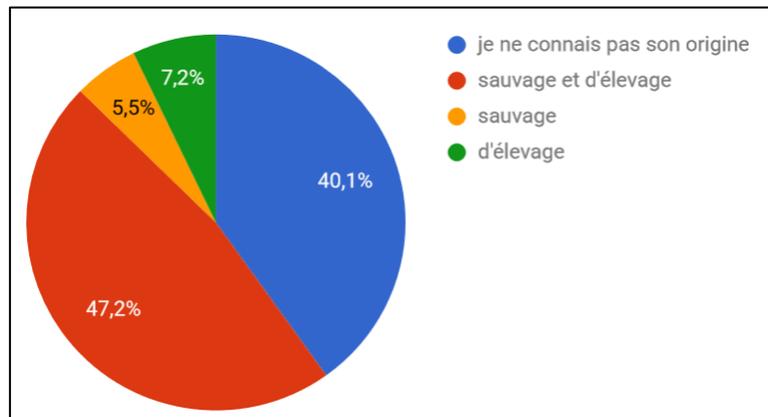


Figure 57 : Graphique représentant l'origine des poissons consommés

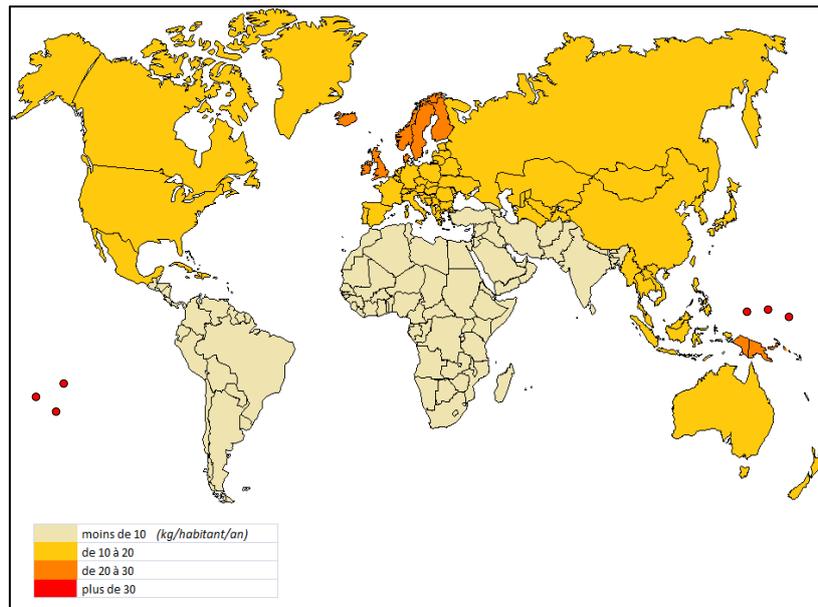
## **2. Données de consommation des produits de la pêche issus de la mer**

### **2.1 Dans le monde**

#### *Consommation mondiale en 1963*

En 1963, les régions les plus consommatrices de poissons étaient l'Europe du Nord, la Mélanésie, avec une consommation supérieure à 20 kg/habitant/an, et la Micronésie et la Polynésie, avec une consommation supérieure à 30 kg/habitant/an.

Les habitants des régions situées au Sud, comme l'Amérique Centrale et du Sud, l'Afrique et l'Asie de l'Ouest et du Sud, consommaient moins de 10 kg/habitant/an (209).

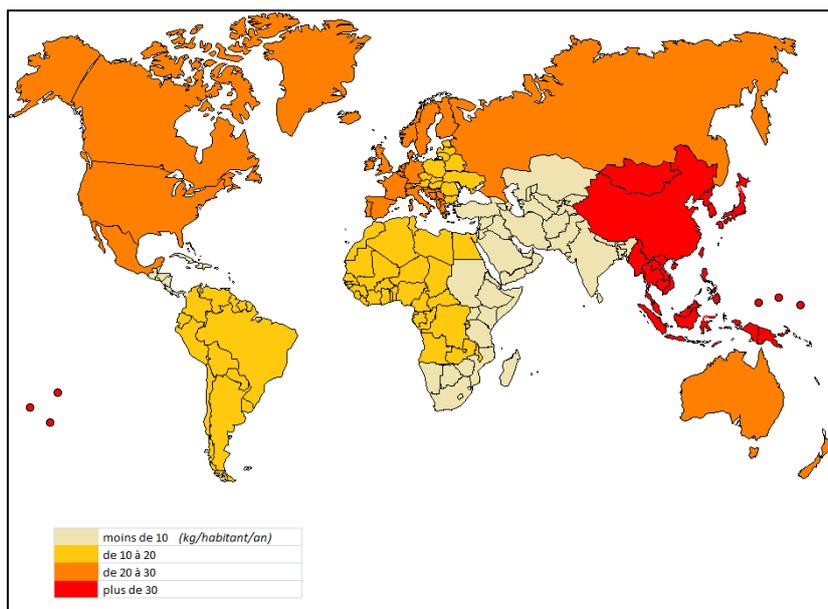


**Figure 58 : Consommation mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 1963**

*(Carte réalisée à partir des données FAO sur la consommation de poissons et de produits de la pêche) (209)*

### ***Consommation mondiale en 2013***

En 2013, les régions consommant le plus de poissons sont l'Amérique du Nord, l'Europe du Nord, de l'Ouest et du Sud, la Russie, l'Australie et la Nouvelle-Zélande, avec une consommation supérieure à 20 kg/habitant/an. Ainsi que l'Asie de l'Est, du Sud-Est et la Mélanésie, avec une consommation supérieure à 30 kg/habitant/an. On retrouve également la Polynésie et la Micronésie avec une consommation respective de 45,91 et 72,46 kg/habitant/an. Les pays consommant le moins de poissons (consommation inférieure à 10 kg/habitant/an) sont situés dans les secteurs suivants : l'Amérique Centrale et les Caraïbes, l'Afrique du Sud et de l'Est, et l'Asie Centrale et du Sud (209).



**Figure 59 : Consommation mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 2013**

*(Carte réalisée à partir des données FAO sur la consommation de poissons et de produits de la pêche) (209)*

### ***Comparaison des données mondiales : évolution en 50 ans***

En 50 ans, la consommation mondiale de produits de la mer (poissons + crustacés) a été multipliée par 2. Elle est passée de 9,51 kg/habitant/an en 1963 à 18,98 kg/habitant/an en 2013. Globalement la consommation américaine de poissons a augmenté ; surtout en Amérique centrale, même si les valeurs restent faibles, où elle est passée de 2,61 en 1963 à 9,09 kg/habitant/an en 2013. On remarque cependant une légère diminution de la valeur au niveau des Caraïbes.

En Europe, la consommation a été multipliée par 1,4 entre 1963 et 2013 ; sont notamment concernées l'Europe de l'Ouest et du Sud.

Entre 1963 et 2013, la consommation Africaine totale a doublé. On peut noter une forte augmentation en Afrique Centrale, en Afrique de l'Ouest et surtout en Afrique du Nord (de 2,79 en 1963 à 13,53 kg/habitant/an en 2013).

L'augmentation la plus forte a eu lieu en Asie, où en 50 ans la consommation a été multipliée par plus de 2,5 : notamment en Asie de l'Est (10,93 à 35,86 kg/habitant/an) et du Sud Est (13,67 à 33 kg/habitant/an).

Les consommations de poissons les plus importantes sont retrouvées pour l'Océanie avec une consommation de 26,87 kg/habitant/an en 2013. A noter les fortes valeurs pour la Micronésie où la consommation est passée de 45,83 en 1963 à 72,46 kg/habitant/an en 2013 (209).

<b>Zone géographique</b>	<b>1963</b>	<b>2013</b>
<b>Amérique</b>	<b>9,29</b>	<b>14,2</b>
Amérique du Nord	13,28	21,61
Amérique Centrale	2,61	9,09
Caraïbes	11,38	8,96
Amérique du Sud	6,12	10,31
<b>Europe</b>	<b>15,28</b>	<b>21,85</b>
Europe de l'Est	13,72	17,08
Europe du Nord	21,28	25,34
Europe du Sud	17,55	29,07
Europe de l'Ouest	13,61	21,45
<b>Afrique</b>	<b>4,96</b>	<b>10,77</b>
Afrique de l'Est	3,85	4,8
Afrique Centrale	8,91	14,08
Afrique du Nord	2,79	13,53
Afrique du Sud	5,31	6,09
Afrique de l'Ouest	6,86	15,25
<b>Asie</b>	<b>8,11</b>	<b>21,43</b>
Asie Centrale	<i>pas de données</i>	2,26
Asie de l'Est	10,93	35,86
Asie du Sud	2,7	6,36
Asie du Sud Est	13,67	33
Asie de l'Ouest	4,23	8
Russie	<i>pas de données</i>	22,93
URSS	16,6	<i>pas de données</i>
<b>Océanie</b>	<b>11,77</b>	<b>26,87</b>
Australie et Nouvelle-Zélande	10,79	25,91
Mélanésie	21,91	33,67
Micronésie	45,83	72,46
Polynésie	33,82	45,91
<b>Monde</b>	<b>9,51</b>	<b>18,98</b>

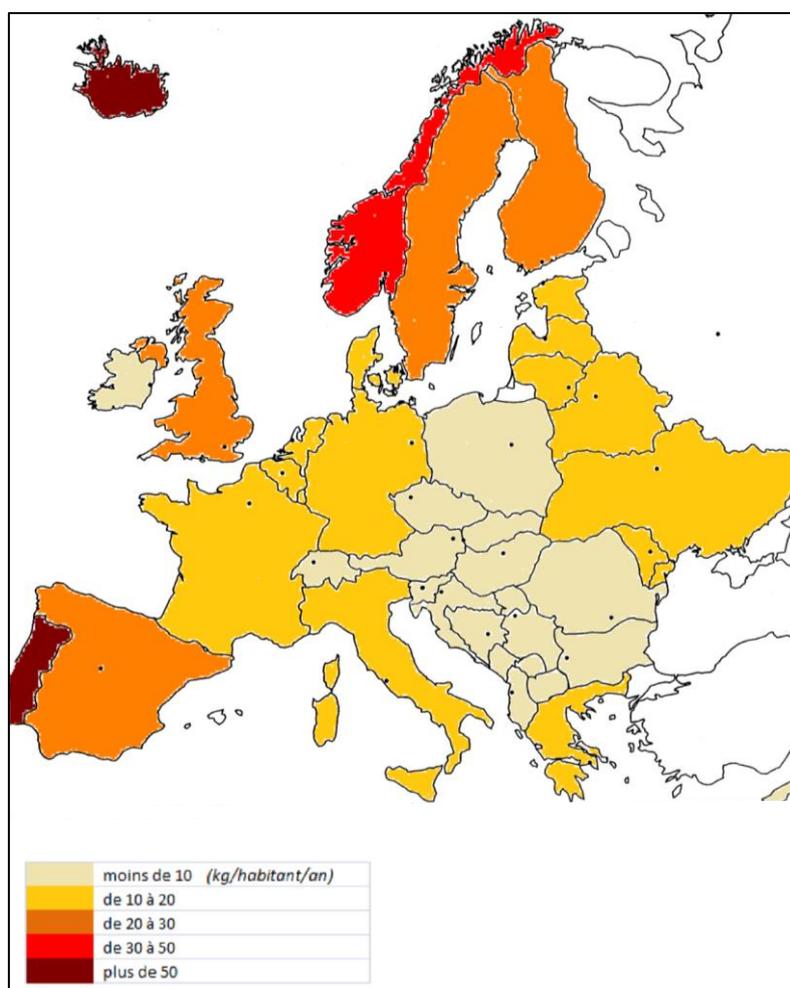
**Tableau 10 : Données sur la consommation mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 1963 et en 2013**

(Tableau réalisé à partir des données FAO sur la consommation de poissons et de produits de la pêche) (209)

## 2.2 En Europe

### *Consommation européenne en 1963*

En 1963, la consommation de poissons est importante au Nord et au Sud-Ouest, avec une forte consommation en Islande et au Portugal (supérieure à 50 kg/habitant/an). A contrario, elle est très faible en Europe centrale avec moins de 10 kg/habitant/an (209).

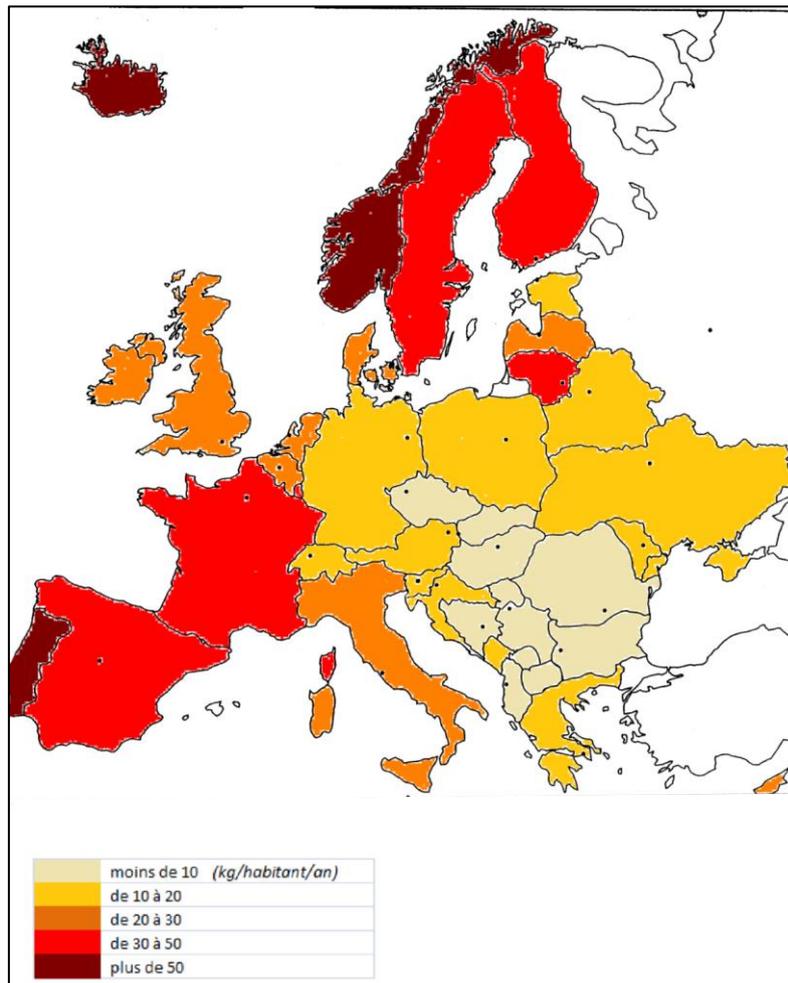


**Figure 60 : Consommation européenne de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 1963**

*(Carte réalisée à partir des données FAO sur la consommation de poissons et de produits de la pêche) (209)*

### ***Consommation européenne en 2013***

En 2013, la consommation est toujours très importante au Nord de l'Europe (dans les pays scandinaves), ainsi qu'à l'Ouest. Parmi les pays les plus consommateurs de poissons (supérieure à 50 kg/habitant/an), on retrouve l'Islande et le Portugal ainsi que la Norvège. Cependant malgré une nette augmentation au Nord et à l'Ouest, la consommation reste toujours faible (moins de 10 kg/habitant/an) en Europe centrale (209).



**Figure 61 : Consommation européenne de poissons, en kilogramme par habitant et par an, en 2013.**

*(Carte réalisée à partir des données FAO sur la consommation de poissons et de produits de la pêche) (209)*

### *Comparaison des données européennes : évolution en 50 ans*

La consommation européenne de produits de la mer (poissons + crustacés) est passée de 15,28 kg/habitant/an en 1963 à 21,85 kg/habitant/an, en 2013. En 50 ans elle a été multipliée par 1,5.

En 2013 comme en 1963, on retrouve une forte consommation (supérieure à la moyenne européenne) : au niveau de l'Europe du Nord (Danemark, Finlande, Islande, Norvège, Suède, Lettonie, Lituanie) et de l'Europe de l'Ouest (Belgique, Espagne, France, Luxembourg, Portugal) (209).

<b>Pays</b>	<b>1963</b>	<b>2013</b>
Albanie	1,69	4,87
Allemagne	10,46	12,56
Autriche	7,18	13,88
Belgique	<b>18,1</b> <i>(données Belgique-Luxembourg)</i>	<b>25,03</b>
Bulgarie	4,09	6,94
Chypre	7,53	21,61
Danemark	<b>18,08</b>	<b>23,16</b>
Espagne	<b>27,5</b>	<b>42,38</b>
Finlande	<b>21,47</b>	<b>36,35</b>
France	<b>19,35</b>	<b>33,48</b>
Grèce	<b>16,87</b>	19,29
Hongrie	2,59	5,09
Irlande	8,12	<b>21,99</b>
Islande	<b>61,9</b>	<b>91,92</b>
Italie	11,37	<b>25,08</b>
Luxembourg	<b>18.1</b> <i>(données Belgique-Luxembourg)</i>	<b>33,79</b>
Malte	10,97	<b>32,56</b>
Norvège	<b>42</b>	<b>52,08</b>
Pays-Bas	13,1	<b>22,11</b>
Pologne	7,61	10,62
Portugal	<b>56,03</b>	<b>53,76</b>

République Tchèque	8,03 <i>(données Tchécoslovaquie)</i>	8,6
Roumanie	3,6	6,22
Royaume Uni	<b>20,14</b>	20,76
Slovaquie	8,03 <i>(données Tchécoslovaquie)</i>	8,65
Suède	<b>25,15</b>	<b>32,01</b>
Suisse	8,6	17,78
Biélorussie	<b>16,6</b> <i>(données URSS)</i>	16,44
Estonie		14,69
Lettonie		<b>23,66</b>
Lituanie		<b>43,64</b>
Moldavie		12,93
Ukraine		17,03
Bosnie-Herzégovine		4,28
Croatie	1,17 <i>(données Yougoslavie)</i>	18,98
Macédoine		5,52
Monténégro		12,22
Serbie		5,8
Slovénie		10,48
<b>Europe</b>		<b>15,28</b>

**Tableau 11 : Consommation de poissons des différents pays européens, en kilogramme par habitant et par an, en 1963 et en 2013**

*(Tableau réalisé à partir des données FAO sur la consommation de poissons et de produits de la pêche) (209)*

*NB : Les données en gras correspondent aux données supérieures à la moyenne européenne de la même année.*

## 2.3 En France

### *Consommation française comparée aux consommations européenne et mondiale de 1961 à 2013*

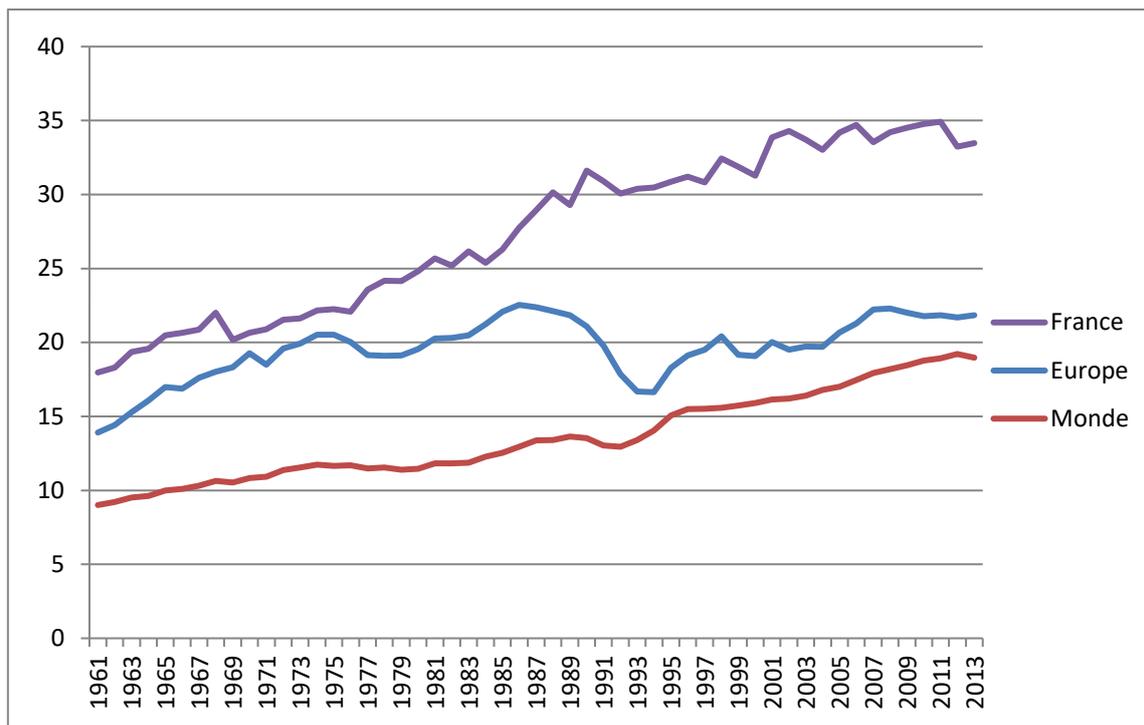
Au cours des 50 dernières années on remarque que les habitudes alimentaires ont changé en France, mais aussi au niveau mondial.

Depuis les années 60, la consommation de poissons en France n'a cessé d'augmenter, passant de 17,97 kg/habitant/an en 1961 à 33,48 kg/habitant/an en 2013. En 50 ans, la consommation a été multipliée par 1,8. Elle a rapidement augmenté dans les années 70 et 80. Puis cette progression a ralenti à partir des années 90. Depuis 2001 la consommation reste assez stable avec des valeurs variant autour d'une moyenne de 34 kg/habitant/an.

Au cours des années, la consommation de poissons en France a augmenté de la même façon que la consommation mondiale. L'aspect de la courbe de la consommation française est sensiblement la même que celle de la consommation mondiale. Les deux courbes sont quasiment parallèles, et varient entre 20 et 35 kg/habitant/an pour la consommation française et entre 10 et 20 kg/habitant/an pour la consommation mondiale.

Alors qu'à contrario la consommation européenne a augmenté jusqu'au début des années 80, puis elle a soudainement diminué fin 80-début 90, avant d'augmenter à nouveau depuis le milieu des années 90. La courbe européenne varie autour d'une moyenne de 20 kg/habitant/an.

A noter tout de même que la consommation de poissons en France est nettement supérieure à la consommation européenne et à la consommation mondiale (209).



**Figure 62 : Consommation française, européenne et mondiale de poissons, en kilogramme par habitant et par an, de 1961 à 2013.**

*(Graphique réalisé à partir des données sur la consommation française, européenne et mondiale issues de la FAO et présentées en Annexe 2) (209)*

Dans notre enquête, 94,0 % des personnes interrogées consomment du poisson ou des produits élaborés à partir de poisson : soit 99,9 % des femmes et 93,4 % des hommes interrogés.

Dans la région Rhône-Alpes on recense les chiffres suivants : pour le département de la Drôme 98,4 % des personnes interrogées consomment du poisson, 95,6 % pour la Loire, 95,1 % pour l'Isère, 94,3 % pour la Savoie, 94 % pour la Haute-Savoie et pour le Rhône, et 89,4 % pour l'Ardèche.

Les personnes interrogées et consommant du poisson sont 0,8 % à en consommer tous les jours, 11,8 % plus de deux fois par semaine, 18,9 % deux fois par semaine, 30,0 % une fois par semaine, 24,6 % une fois tous les 15 jours, 9,5 % une fois par mois et 4,5 % moins d'une fois par mois. En général, les personnes consomment donc une à deux fois par semaine du poisson voire seulement une fois tous les 15 jours (soit 73,5 % des personnes interrogées).

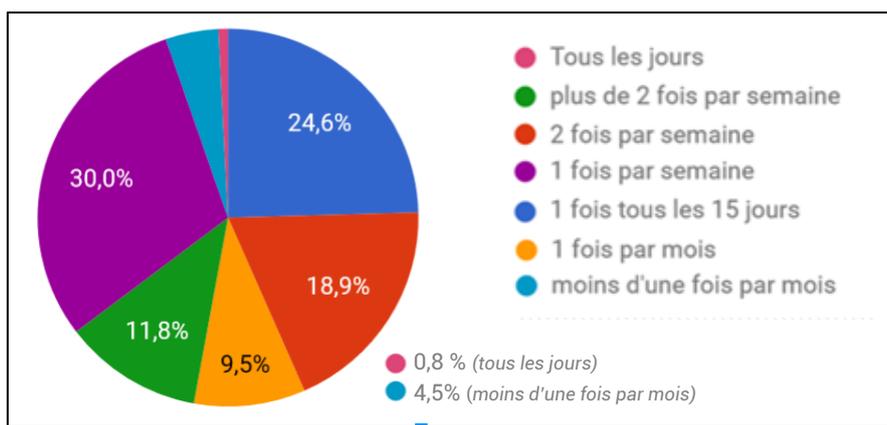


Figure 63 : Graphique représentant la fréquence de consommation générale du poisson

En ce qui concerne la fréquence de consommation, on remarque que les femmes mangent plus souvent du poisson que les hommes : 30,5 % des femmes en mangent plus de 2 fois par semaine contre 12,2 % des hommes. Mais, 62,9 % des hommes en mangent une ou plusieurs fois par semaine contre 52,6 % des femmes.

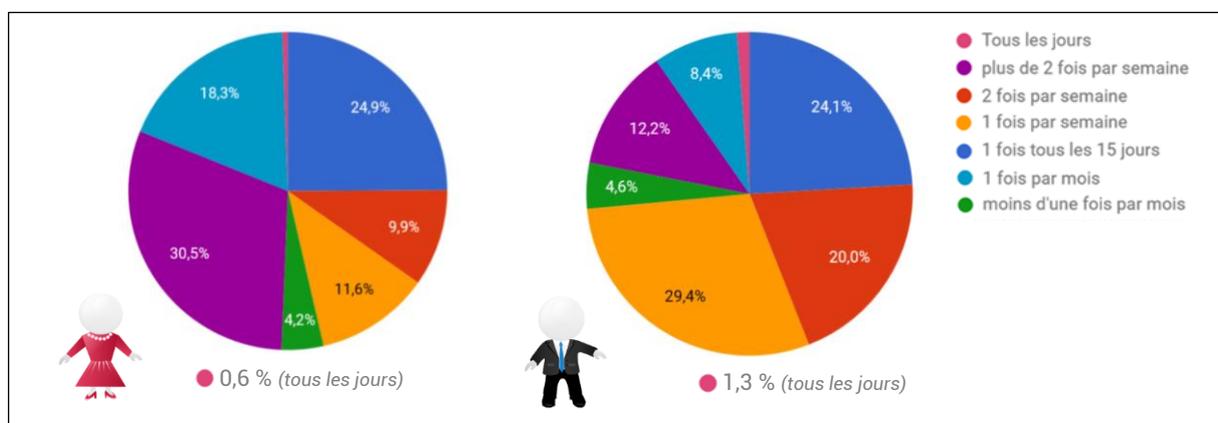


Figure 64 : Graphique représentant la fréquence de consommation du poisson chez les femmes et chez les hommes

61,8 % des personnes interrogées ayant entre 20 et 30 ans en consomment une ou plusieurs fois par semaine : 0,8 % en consomment tous les jours, 12,1 % plus de 2 fois par semaine, 19,1 % 2 fois par semaine et 29,8 % une fois par semaine.

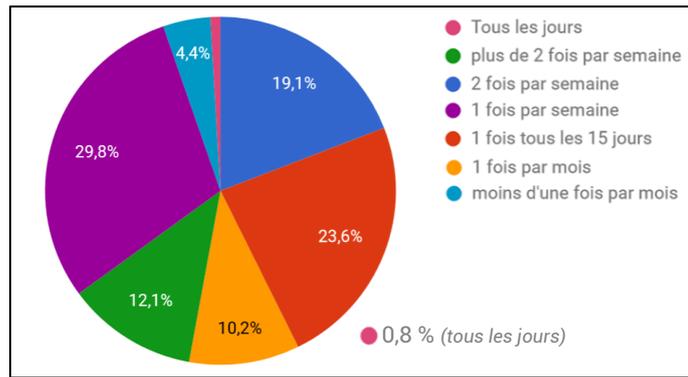


Figure 65 : Graphique représentant la fréquence de consommation chez les 20-30 ans.

En ce qui concerne les lieux de consommation, 96,4 % des personnes interrogées consomment du poisson à leur domicile, 66,3 % au restaurant, 46,2 % quand ils sont invités et 26,7 % en consomment sur leur lieu de travail/d'étude (self, cantine, restaurant universitaire...).

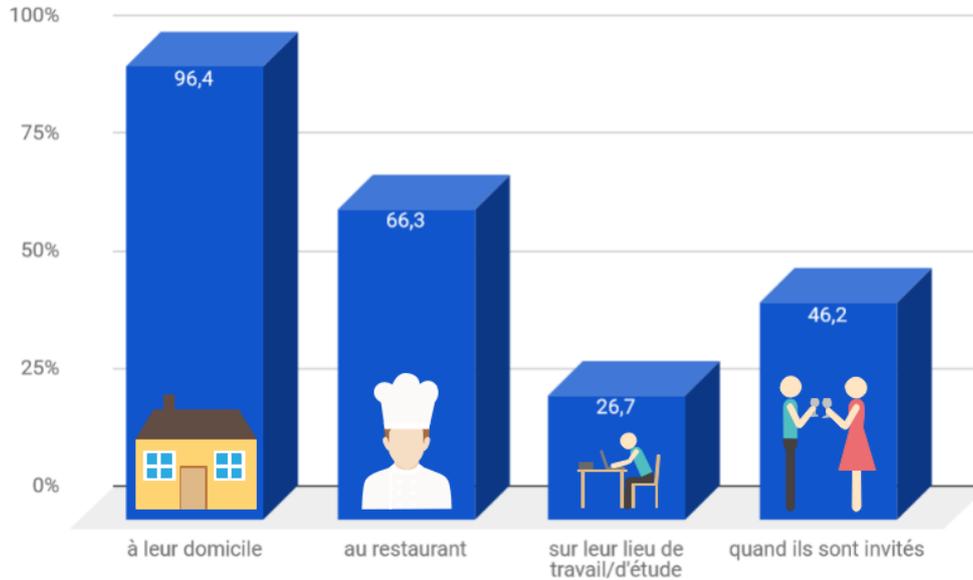


Figure 66 : Graphique représentant les différents lieux de consommation du poisson

### **3. Les différentes espèces de poissons consommées**

En 2016, parmi les 20 espèces de poissons les plus achetées et consommées par les ménages français, on retrouve le thon sous forme de conserve avec un volume de 67766 tonnes. Le maquereau et la sardine, également sous forme de conserves, avec des volumes de plus de 15000 tonnes. On retrouve aussi le saumon frais ou fumé avec des volumes respectifs de 21280 tonnes et 19104 tonnes. Ainsi que le cabillaud frais avec 22358 tonnes (210).

<b>Espèces</b>	<b>Formes</b>	<b>Achats des ménages en 2016 Volume (tonnes) (par forme)</b>	<b>Achats des ménages en 2016 Volume (tonnes) (total)</b>
<b>Thon</b>	<i>Frais</i>	2044	69810
	<i>Conserves</i>	67766	
<b>Saumon</b>	<i>Frais</i>	21280	40384
	<i>Fumé</i>	19104	
<b>Maquereau</b>	<i>Frais</i>	4456	22644
	<i>Fumé</i>	349	
	<i>Conserves</i>	17839	
<b>Cabillaud</b>	<i>Frais</i>	22358	22358
<b>Sardine</b>	<i>Frais</i>	3840	20092
	<i>Conserves</i>	16252	
<b>Truite</b>	<i>Frais</i>	6054	10558
	<i>Fumé</i>	4504	
<b>Lieu Noir</b>	<i>Frais</i>	7448	7448
<b>Merlan</b>	<i>Frais</i>	5278	5278
<b>Baudroie (Lotte)</b>	<i>Frais</i>	4937	4937
<b>Hareng</b>	<i>Fumé</i>	4932	4932
<b>Merlu/Colin</b>	<i>Frais</i>	4817	4817
<b>Limande</b>	<i>Frais</i>	4780	4780
<b>Dorade</b>	<i>Frais</i>	4541	4541
<b>Bar/Loup</b>	<i>Frais</i>	3545	3545
<b>Julienne</b>	<i>Frais</i>	3312	3312
<b>Raie</b>	<i>Frais</i>	3193	3193
<b>Morue</b>	<i>Séchée/Salée</i>	2832	2832
<b>Sole</b>	<i>Frais</i>	2619	2619
<b>Eglefin</b>	<i>Frais</i>	1897	1897
<b>Plie</b>	<i>Frais</i>	1254	1254

**Tableau 12 : Achats des ménages français de poissons pour l'année 2016 (en tonnes).  
Sont évoquées les 20 espèces les plus importantes en volume (210).**

Dans notre enquête, nous avons demandé aux personnes de citer les espèces de poissons qu'elles consommaient le plus. *A noter qu'une même personne ne consomme pas qu'une seule espèce de poissons mais peut en consommer plusieurs.*

Les 3 espèces les plus consommées sont le saumon (83,8 % des personnes interrogées déclarent en consommer), le thon (68,1 %) et le cabillaud (56,2 %). Ces données concordent avec les données sur la consommation des ménages français de 2016 car ce sont la première, la deuxième et la quatrième espèce de poissons les plus consommées.

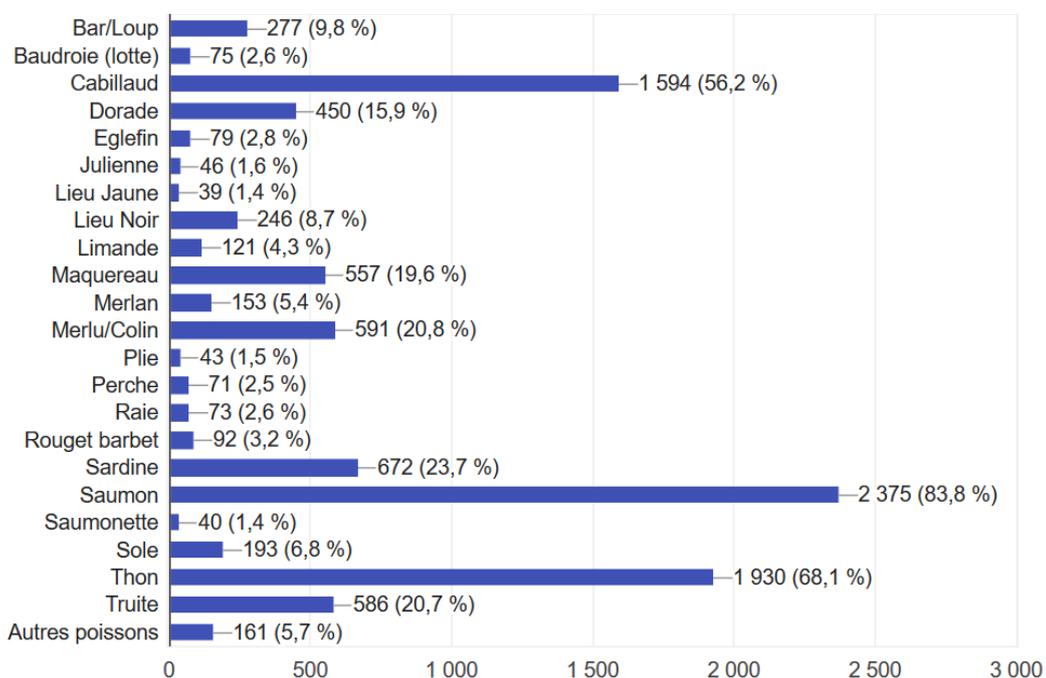


Figure 67 : Graphique représentant les différentes espèces consommées.

Le produit le plus consommé en 2016 par les ménages français est le thon en conserve avec 67.766 tonnes.

Dans notre enquête en ce qui concerne les produits transformés : 39,7 % des personnes interrogées consomment des conserves et 27,4 % des produits traiteurs réfrigérés (type morceaux de poissons sous vide, surimi, sushis...). Les produits frais et les produits surgelés sont consommés respectivement par 84,8 % et 69,2 % des personnes interrogées.

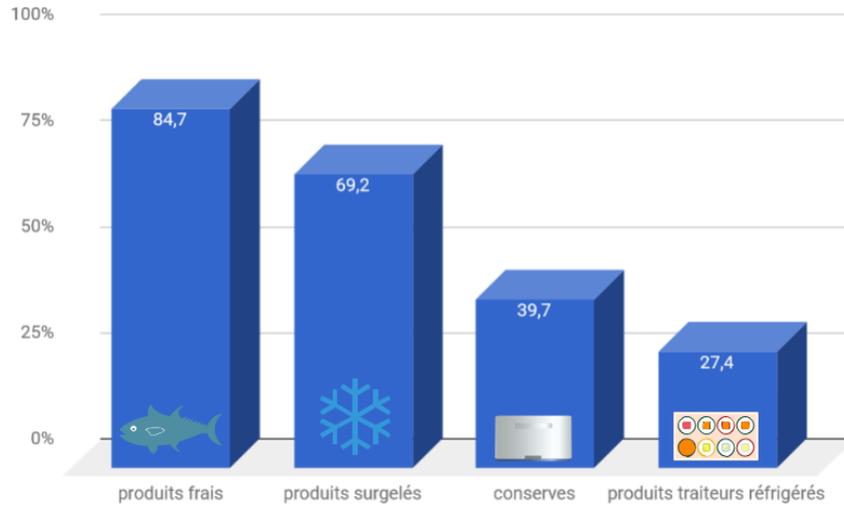


Figure 68 : Graphique représentant les différents types de produits consommés.

En ce qui concerne les lieux d'achats des produits frais, selon l'enquête réalisée par FranceAgriMer pour l'année 2016, 172.257 tonnes sont achetées en grandes et moyennes surfaces, 26.193 tonnes sur les marchés et 17.293 tonnes en poissonnerie.

Ces données sont concordantes avec les résultats de notre enquête où 93,7 % des personnes interrogées et consommant du poisson achètent leurs produits de la mer en grandes et moyennes surfaces (hypermarché, supermarché), 20,3 % au marché et 14,2 % dans une poissonnerie indépendante.

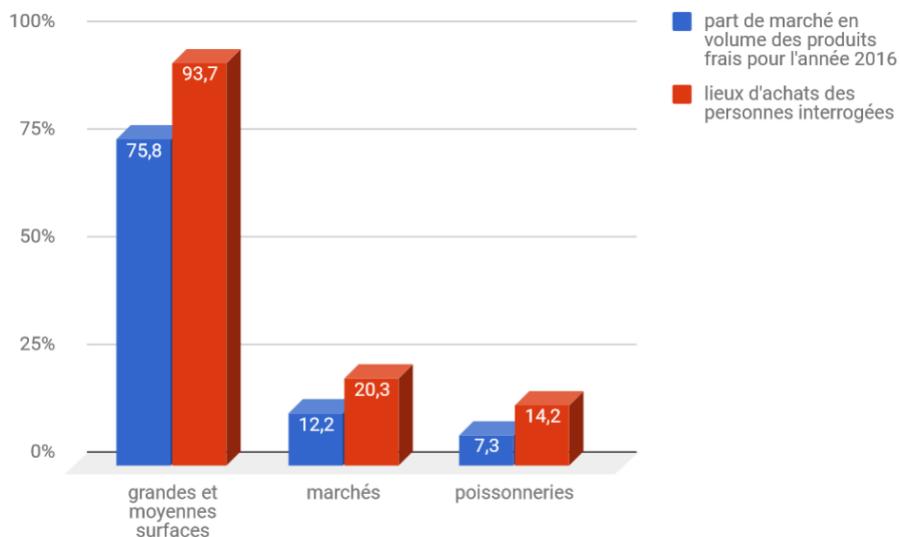


Figure 69 : Graphique représentant les différents lieux d'achats



**QUATRIEME PARTIE :**  
**LE PARASITE DANS LE POISSON**



# **QUATRIEME PARTIE : LE PARASITE DANS LE** **POISSON**

Les larves d'Anisakidés sont des larves visibles à l'œil nu. Il est donc important de connaître la localisation de celles-ci au niveau du poisson afin de pouvoir les détecter et les éliminer facilement.

## **1. Localisation des larves chez les Poissons**

### **1.1 Les sites d'infestation**

Les larves d'Anisakidés peuvent être retrouvées en grande quantité dans les viscères, au niveau des intestins, dans la cavité abdominale ou encapsulées à la surface des organes (foie), ainsi qu'au niveau des muscles (filets).



Figure 70 : Merlan (*Merlangus merlangus*) infesté par des larves d'*Anisakis* sp. (211).

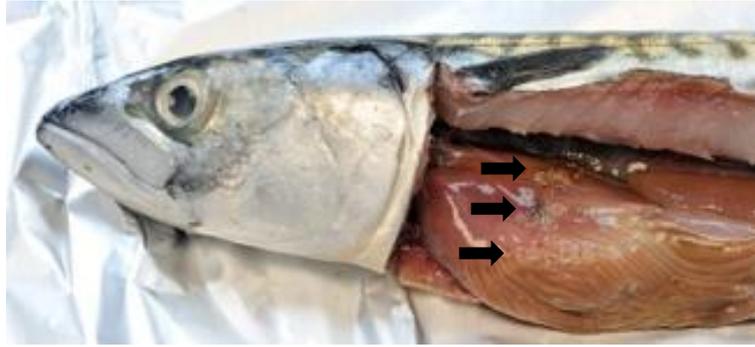


Figure 71 : Maquereau (*Scomber scombrus*) infesté par des larves d'*Anisakis* sp. (212).

Plusieurs études ont montré que les larves sont majoritairement présentes au niveau de la partie antéro-ventrale (viscères). Dans l'étude de Klapper (2015) chez le Sébaste, 95,9 % des larves ont été retrouvées au niveau des filets de la partie ventrale (cavité abdominale) (Figure 72) (165).

Dans son étude, Brooker (2016) a également montré que les parasites étaient retrouvés en majorité dans la cavité viscérale : 74,38 % au niveau ventral et 20,66 % au niveau dorsal (Figure 73) (213).

Cette forte infestation pouvant être dû au fait que les filets de la cavité abdominale sont très proches des viscères.

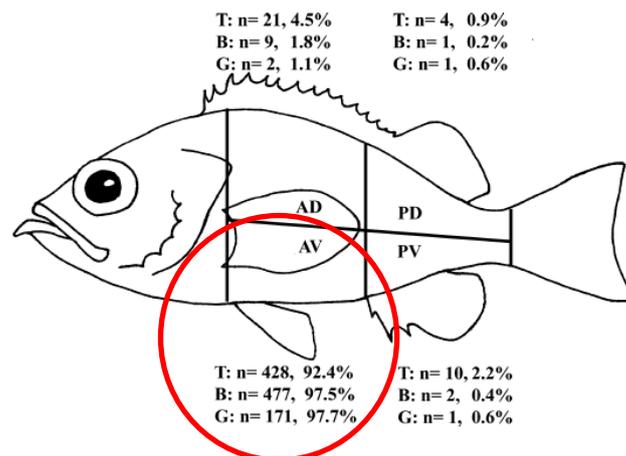


Figure 72 : Distribution des larves d'Anisakidés et taux d'infestation (nombre absolu et relatif de parasites trouvés) chez le Sébaste (*Sebastes mentella*) (165).

Lieux de prélèvement : T = Nord de la mer du Nord ; B = Mer de Barents (île aux Ours) ; G =, Mer d'Irminger (Groenland)

AD : antéro-dorsale, PD : postéro-dorsale, AV : antéro-ventrale, PV : postéro-ventrale.

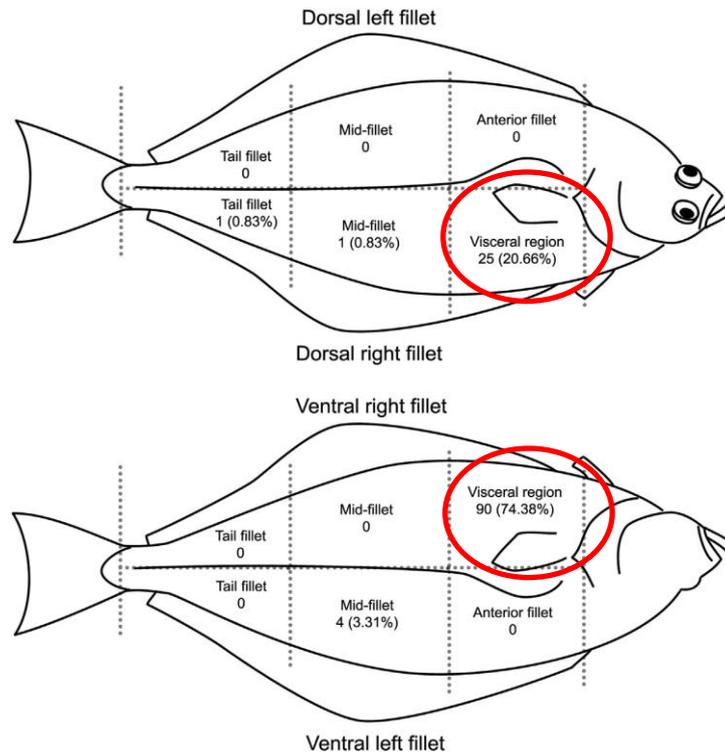


Figure 73 : Distribution d'*Anisakis simplex* chez le Flétan (*Hippoglossus hippoglossus* (L.)) détecté à l'œil nu et au mirage (213).

## 1.2 La migration des larves post-mortem

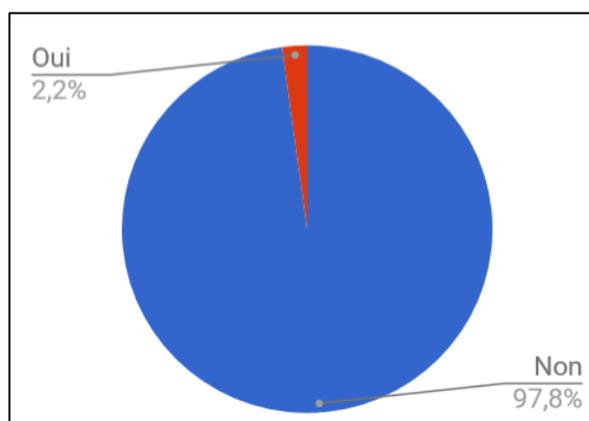
Certains auteurs ont émis l'hypothèse d'une possible migration post-mortem des larves d'Anisakidés, des viscères vers les muscles. L'hypothèse émise est que suite à la mort du poisson, les viscères se dégradent entraînant ainsi une migration des larves vers les muscles. Par exemple dans leur étude de 1975, Smith et Wooten ont montré que le parasitisme au niveau des filets était plus élevé chez les harengs éviscérés 14 h et 37 h après leur capture par rapport à ceux éviscérés immédiatement (214).

Alors qu'en 2011 dans l'étude de Karl sur les saumons d'Alaska, l'intensité du parasitisme de la cavité abdominale et des muscles était sensiblement identique chez les poissons éviscérés immédiatement ou 24 h après la capture (215).

Des études in-vitro sur la migration des larves dans des gels d'agarose ou d'agar ont montré que selon le milieu de migration et l'espèce en question, les larves n'ont pas toutes la même capacité de migration. Par exemple dans un gel d'agar *Anisakis pegreffii* migre mieux qu'*Anisakis simplex*. Alors que si on ajoute du suc gastrique artificiel au milieu d'agar, ou si on réalise la migration dans un gel d'agarose ; cette fois-ci *Anisakis simplex* migre mieux qu'*Anisakis pegreffii*. Cependant ces études ne tiennent pas compte du système immunitaire du poisson qui doit jouer un rôle important vis-à-vis de la migration ou non des larves (145) (216).

La migration des larves dépend donc des paramètres suivants : de l'espèce de parasite, de l'espèce de poisson hôte, de son système immunitaire et de la teneur en matières grasses des muscles (filets) (214).

Notre étude a permis de mettre en évidence le fait que 2,2 % des personnes interrogées ont déjà trouvé des parasites (vers) dans du poisson ou des produits élaborés à partir de poisson.



**Figure 74 : Graphique représentant la présence de parasites dans du poisson ou des produits élaborés à partir de poisson**

## **2. Recherche de larves d'Anisakidés chez différentes espèces de poissons**

L'objectif de cette étude était de montrer qu'il est relativement facile de détecter à l'œil nu des larves d'Anisakidés. Pour cela nous avons observé les viscères et les filets de différentes espèces de poissons, comme pourrait le faire un consommateur dans sa cuisine, à la recherche d'éventuelles larves d'Anisakidés.

Cette observation nous a permis de visualiser l'importance de l'infestation, la localisation et l'aspect des larves d'Anisakidés. Cependant au vu des différents lieux de pêche, du faible nombre d'espèces étudiées et de l'échantillon réduit pour chaque espèce, les résultats obtenus ne sont donc pas significatifs. Mais ils ont permis malgré tout de montrer que l'examen visuel, même réalisé par un œil non averti, est une méthode simple permettant de repérer et d'éliminer un certain nombre de larves présentes.

### **2.1 Matériels et Méthodes**

#### **2.1.1 Matériels**

##### ***Echantillon***

Les poissons étudiés sont des poissons entiers provenant du commerce de détail : soit de poissonnerie artisanale, soit de poissonnerie de grandes ou moyennes surfaces.

Au total 24 poissons issus de 4 espèces différentes ont été échantillonnés.

##### ***Répartition et Lieux d'achats***

La répartition était la suivante :

- 18 sardines – *Sardina pilchardius*
- 2 rougets – *Mullus surmuletus*
- 2 maquereaux – *Scomber scombrus*
- 2 dorades grises – *Spondylionosoma cantharus*

Espèces		Lieux d'achats	
		Poissonnerie artisanale	Grande ou Moyenne Surface
Sardine		9	9
Rouget		1	1
Maquereau		1	1
Dorade grise		1	1

**Tableau 13 : Répartition du nombre de spécimens de chaque espèce en fonction du lieu d'achat**

### *Origine géographique*

Espèces		Origine géographique
Sardine	Echantillon A	Atlantique Nord (Bretagne)
	Echantillon B	Atlantique Nord (Golfe de Gascogne)
Rouget	Echantillon A	Méditerranée (Grau du Roi)
	Echantillon B	Atlantique Centre-Est
Maquereau	Echantillon A	Atlantique Nord (Bretagne)
	Echantillon B	Atlantique Nord-Est
Dorade grise	Echantillon A	Atlantique Nord (Loctudy)
	Echantillon B	Atlantique Nord-Est

**Tableau 14 : Origine géographique des différentes espèces étudiées**  
(données obtenues à partir de l'emballage ou communiquées par le vendeur)

### 2.1.2 Méthodes

Observation à l'œil nu des viscères et des filets.



Figure 75 : Observation des viscères et des filets des différents poissons

## 2.2 Résultats

Le tableau suivant représente la présence ou non d'Anisakidés ainsi que le nombre de larves détectées à l'œil nu dans chaque échantillon.

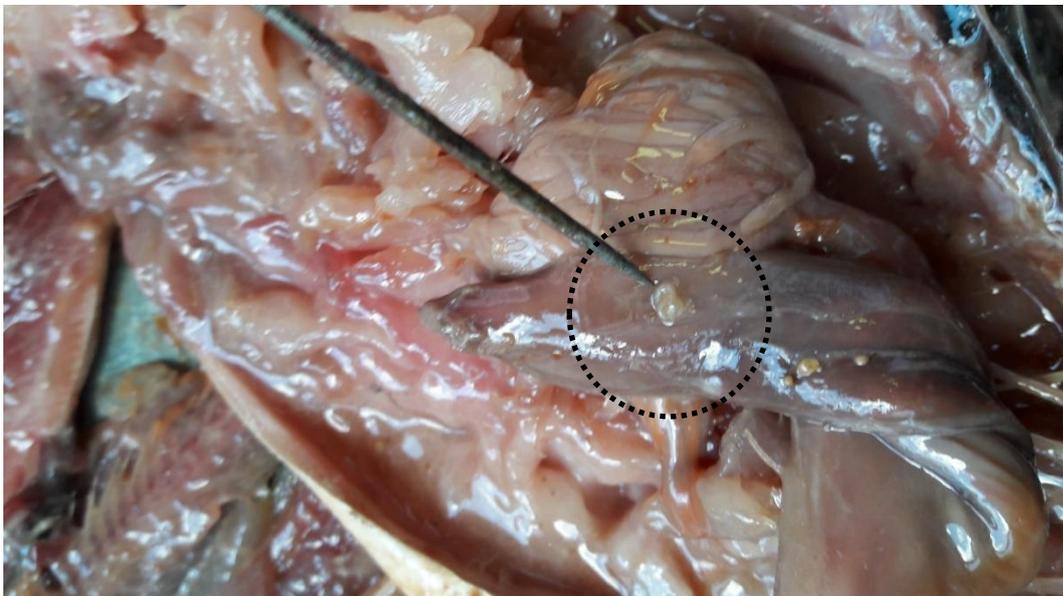
<b>Espèces</b>	<b>Echantillon A</b>	<b>Echantillon B</b>
Sardine	0	0
Rouget	0	0
Maquereau	12	2
Dorade grise	0	0

Tableau 15 : Nombre de larves d'Anisakidés détectées

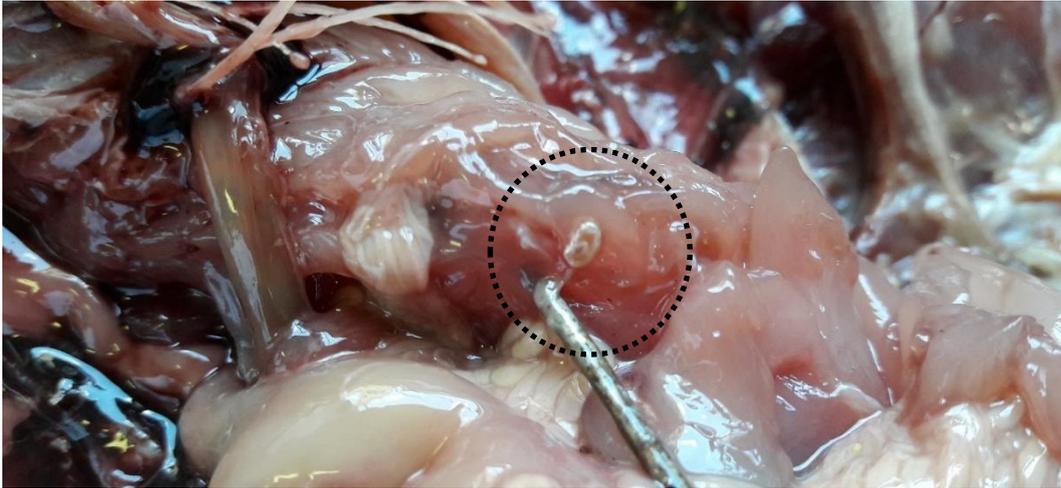
Les larves trouvées dans les maquereaux sont des larves de couleur blanche, mesurant en moyenne 2 cm de long. Ces larves étaient localisées au niveau des viscères et de la chair dans la zone antéro-ventrale du poisson.



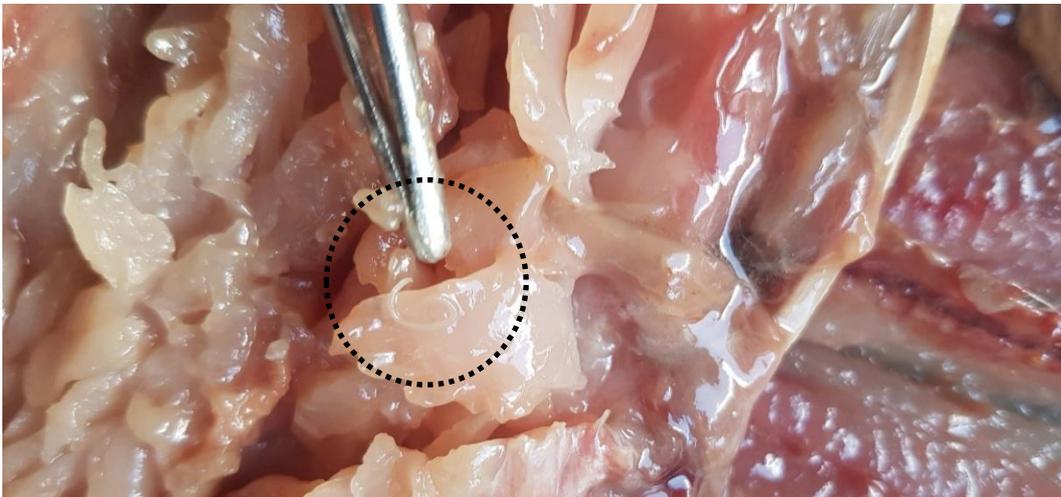
**Figure 76 : Localisation des larves d'Anisakidés chez le Maquereau**



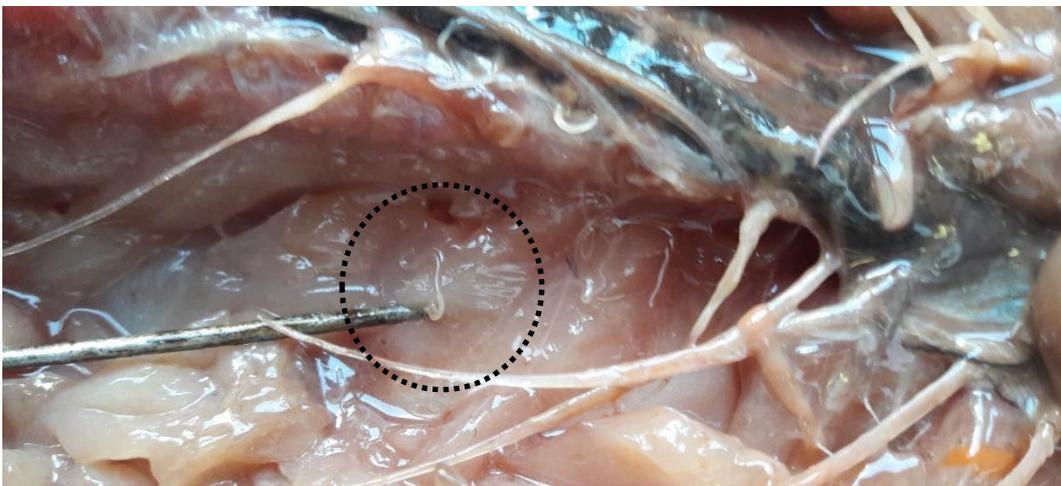
**Figure 77 : Larve d'Anisakidés localisée au niveau des viscères**



**Figure 78 : Larve d'Anisakidés enkystée**



**Figure 79 : Larve d'Anisakidés présente au niveau de la chair.**



**Figure 80 : Larve d'Anisakidés présente au niveau de la chair.**



Figure 81 : Larves d'Anisakidés observées chez le Maquereau (*échantillon A*)



Figure 82 : Larve d'Anisakidés



Figure 83 : Larve d'Anisakidés observée au microscope

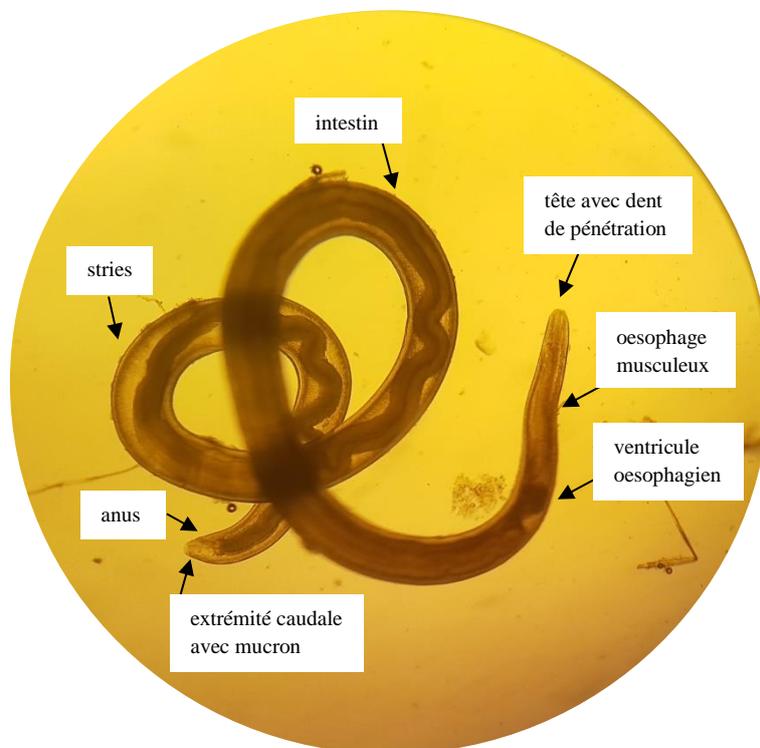


Figure 84 : Larve d'Anisakidés observée au microscope



**CINQUIEME PARTIE :**  
**PROPHYLAXIE DES RISQUES**



# **CINQUIEME PARTIE : PROPHYLAXIE DES RISQUES**

Avec l'émergence de nouvelles habitudes alimentaires comme la consommation de poissons crus ou peu cuits, un certain nombre de mesures de prophylaxie doivent être mises en œuvre, de la pêche ou de l'élevage jusqu'à l'assiette du consommateur, afin de diminuer le risque parasitaire.

Ces différentes mesures de prévention reposant sur la détection, l'élimination et la destruction des larves d'Anisakidés, constituent donc un enjeu de santé publique important et représente un impact économique non négligeable pour la filière Pêche.

## **1. Méthodes de détection du parasite**

### **1.1 Inspection visuelle**

L'inspection à l'œil nu, du poisson entier ou en morceaux, permet de détecter les éventuels parasites présents à la surface des organes ou des filets. Elle permet de détecter 66 à 100 % des larves présentes au niveau des viscères et 45 à 83 % de celles présentes au niveau des muscles (d'après une étude réalisée chez le hareng, le merlu et le maquereau) (217).

L'efficacité de cette méthode dépend :

- De la morphologie de la larve (de sa taille, de sa couleur)
- De sa localisation : la larve est plus facile à détecter quand elle est localisée à la surface des viscères plutôt que si elle est enkystée au niveau des muscles.
- De la qualification de l'opérateur

Cette méthode peu onéreuse n'affecte pas la qualité du filet mais il s'agit d'une opération fastidieuse pour l'œil de l'opérateur. L'examen visuel permet surtout de repérer les larves localisées en surface, c'est pourquoi il doit donc être associé à d'autres techniques de détection (197).



**Figure 85 : Larves de *Pseudoterranova* encapsulées au niveau des queues de lotte (218).**  
*Les larves ressemblent à des ronds rouges sur la chair*

## **1.2 Transillumination**

Cette méthode nécessite l'utilisation d'une table de mirage, où les filets frais ou congelés sont observés sur les deux faces par rétroéclairage. Les larves qui sont enkystées dans le filet apparaissent alors sous forme de tâches opaques. Une fois détectées elles pourront être facilement retirées à l'aide d'une pince ou d'un bistouri (219).

A noter qu'un opérateur expérimenté peut examiner jusqu'à 300 filets par heure.



**Figure 86 : Table de mirage manuelle (Arbor technologies) (220).**

La sensibilité de cette méthode est fonction :

- Des caractéristiques du filet : son épaisseur, sa pigmentation, si la peau est présente ou non, sa teneur en matières grasses
- De la morphologie de la larve (de sa taille, de sa couleur)
- Egalement de la qualification de l'opérateur

Cette technique nécessite un éclairage suffisant pour la détection optimale des larves. Elle a été démontrée efficace pour des filets d'épaisseur maximum de 2,5 cm, au-delà la détection n'est pas maximale. Malgré ses défauts de sensibilité, cette méthode est simple, relativement peu onéreuse et n'entraîne pas de dégradation du produit (197) (217) (221).

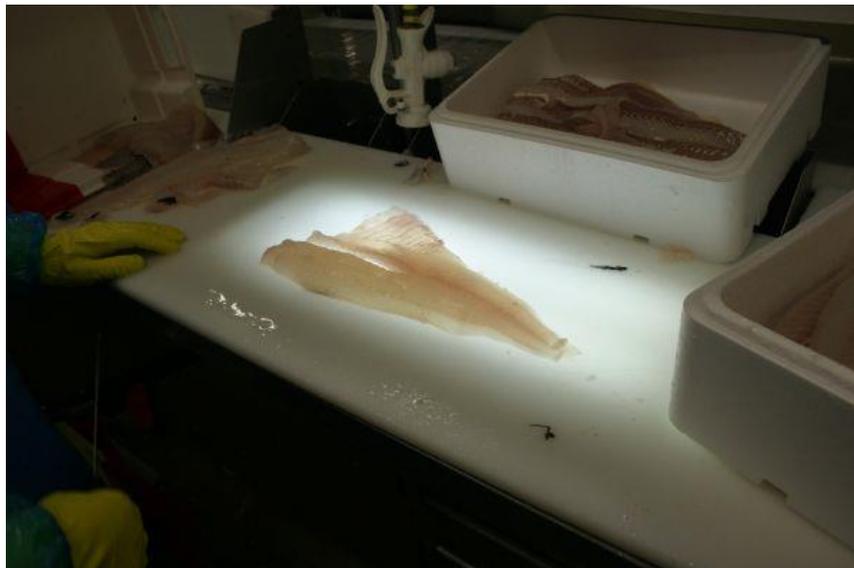


Figure 87 : Détection des larves d'Anisakidés en industrie sur table de mirage classique (222).

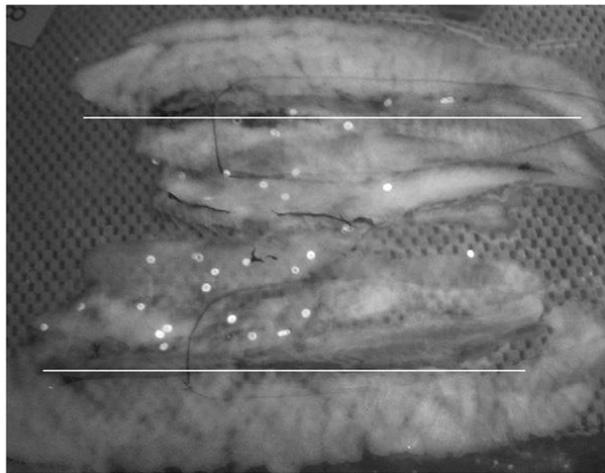
### **1.3 Examen à l'œil nu après découpe**

Le filet est découpé en fragments d'environ 5 à 20 mm avant l'examen à l'œil nu. C'est une méthode qui est très efficace mais qui détruit totalement l'intégrité du filet, c'est pourquoi elle n'est utilisée qu'en laboratoire lors des contrôles (197) (217) (219).

#### 1.4 Méthode par écrasement (« pressing method »)

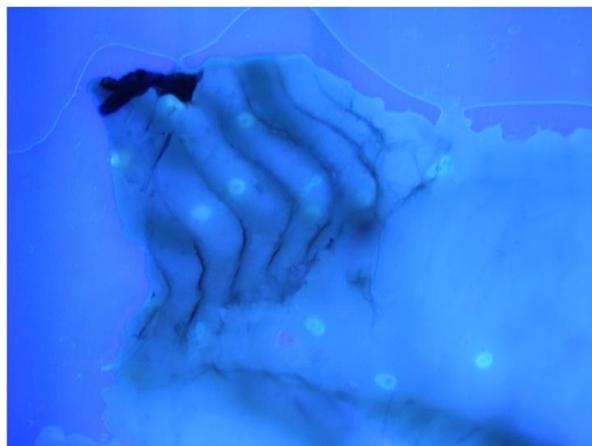
Les filets ou les viscères sont mis à l'intérieur de sacs plastiques transparents puis sont ensuite écrasés avant d'être congelés. On observe ensuite l'échantillon à la lumière ultra-violette. Les larves d'*Anisakis simplex* acquièrent une propriété fluorescente et apparaissent sous forme de points fluorescents.

Cette technique, très efficace, est uniquement utilisée en laboratoire dans les études scientifiques car elle détruit entièrement le filet (104) (197).



**Figure 88 : Filets de poissons congelés observés sous lumière ultra-violette (104).**

*Les larves d'Anisakis apparaissent comme des tâches fluorescentes. Les lignes droites marquent la limite approximative entre la partie ventrale et dorsale du poisson*



**Figure 89 : Larves encapsulées d'*Anisakis*, dans un filet de morue, apparaissant sous forme des tâches fluorescentes sous la lumière ultra-violette (218).**

## 1.5 Digestion artificielle

Cette méthode consiste à découper le poisson en morceaux et à les plonger dans un « suc gastrique artificiel » (solution d'acide chlorhydrique, de pepsine), à pH 2 et à 38°C, jusqu'à digestion complète. Puis on procède ensuite à une étape de lavage. On obtient ainsi un sédiment contenant des larves vivantes ou mortes.

Cette technique qui permet de détecter 100% des larves est coûteuse, longue et compliquée, de plus elle entraîne la destruction complète de l'échantillon étudié (219).

## 1.6 Comparaison des méthodes de détection

L'efficacité de la détection des larves dépend de la méthode utilisée, du parasite recherché et de l'espèce de poisson (teneur en matières grasses). Actuellement la méthode de transillumination (table de mirage) est la méthode de référence.

Dans leur étude réalisée de 2005 à 2007, Petrie et Wootten ont comparé 3 méthodes de détection : l'inspection visuelle, la transillumination (table de mirage) et l'examen à l'œil nu après découpe (218).

		<i>Anisakis</i>		<i>Pseudoterranova</i>	
		N	%	N	%
<b>Flancs</b>	<b>V</b>	93	8,8	149	30,1
	<b>V + T</b>	795	75,5	377	76,2
	<b>V + T + D</b>	1052	100	495	100
<b>Filets</b>	<b>V</b>	6	15,4	132	33,8
	<b>V + T</b>	13	33,3	209	53,6
	<b>V + T + D</b>	39	100	390	100

*V = inspection visuelle ; T = transillumination (table de mirage) ; D = examen à l'œil nu après découpe*

**Tableau 16 : Nombres et pourcentages de larves d'*Anisakis* et de *Pseudoterranova* détectées par les 3 méthodes de détection au niveau des flancs et des filets chez le cabillaud (*Gadus morhua*) (218).**

On constate que chez le cabillaud, l'inspection visuelle ne permet de détecter qu'un faible nombre de larves d'*Anisakis* dans les flancs (8,8 %) et les filets (15,4 %). Concernant les larves de *Pseudoterranova*, l'inspection visuelle permet de repérer près de 1/3 des larves présentes dans les flancs et les filets. La combinaison de l'inspection visuelle et de la technique de transillumination améliore fortement la détection des larves dans les flancs (218).

## **2. Méthodes d'identification du parasite**

### **2.1 Identification morphologique**

Comme nous l'avons vu précédemment, les caractères morphologiques des larves L3 permettent une identification des Anisakidés au niveau du genre, mais ceux-ci sont insuffisants pour distinguer les espèces entre elles. (*cf Tableau 3 : Tableau comparatif des larves de stade 3 (L3) des Anisakidés*)

### **2.2 Identification par les méthodes biochimiques**

#### **La méthode MEE ou MLEE (*Multilocus Enzyme Electrophoresis*)**

Cette méthode qui est aussi appelée typage iso enzymatique, est basée sur la mobilité des enzymes intracellulaires extraites de l'échantillon à analyser. Les enzymes sont ensuite séparées, sur un gel d'électrophorèse horizontal et en conditions non dénaturantes, selon leur charge électrique, leur poids moléculaire et leur conformation spatiale.

Elle a notamment permis d'identifier de nouvelles espèces et ainsi d'établir plus précisément la phylogénie des Anisakidés (171) (223).

### **La méthode ELISA (*Enzyme Linked Immunosorbent Assay*)**

Cette méthode qui est un dosage immuno-enzymatique sur un support solide permet la détection rapide des larves d'*Anisakis* et de *Pseudoterranova* dans les produits de la pêche ou chez les patients. La limite de détection est de cinq parasites par kilo de poisson.

C'est une méthode simple, rapide, peu coûteuse, compétitive et directe, cependant elle n'est pas utilisée en pratique dans l'agroalimentaire. De plus, si l'antigène parasitaire cible n'est pas connu, cette méthode n'est pas réalisable (224).

## **2.3 Identification par les méthodes moléculaires**

### **La méthode PCR (*Polymerase Chain Reaction*)**

La PCR est une technique moléculaire qui permet la détection, la quantification et l'identification des Anisakidés dans l'échantillon étudié (poisson entier, filets, frais ou congelés...). Elle utilise un marqueur moléculaire (mtDNA cytb, COX2, COX1, IsrRNA, ITS1 ou encore ITS2), différent selon les études.

C'est une méthode coûteuse qui est très spécifique et sensible. Elle est utilisée lors des contrôles qualité sur les produits commercialisés, ainsi que pour la traçabilité des allergènes, ou dans des études spécifiques réalisées par des laboratoires spécialisés (60) (225).

### **3. Méthodes d'élimination du parasite**

#### **3.1 Élimination des parasites**

##### **Eviscération précoce**

L'éviscération doit être réalisée le plus tôt possible. Certains professionnels éviscèrent les poissons, juste après leur capture, directement à bord du bateau. Cette pratique permettrait d'éviter la migration des larves d'Anisakidés des viscères vers la chair du poisson. Cependant elle n'élimine pas les larves déjà présentes au niveau des filets.

A noter que le rejet des viscères contaminés en mer peut augmenter l'abondance des parasites chez les autres poissons ou autres mammifères marins qui ont la possibilité de s'en nourrir (87).

##### **Filetage/Parage**

L'élimination des larves d'Anisakidés peut également être réalisée lors de la découpe du poisson (filetage).

Lors du parage, les parties du filet proches des viscères sont découpées afin d'éliminer les éventuelles larves qui auraient pu migrer, réduisant ainsi fortement le risque parasitaire.

Il existe 4 techniques de parage :

- Le **filet « standard »** où le filet reste entier
- Le « **filet paré** » où la moitié du flanc est découpée. Selon les études, il permet d'obtenir une densité au kilo qui peut s'élever jusqu'à 3,7 larves
- Le « **filet sans flanc** » où la totalité du flanc est enlevée
- Le « **filet sans arêtes** » où toute la partie du filet pouvant contenir des larves est ôtée

**Les découpes « filet sans flanc » et filets sans arêtes »** sont les méthodes les plus efficaces.

La densité observée de larves au kilo est toujours inférieure à 1.

Cependant elles présentent deux inconvénients majeurs : tout d'abord d'un point de vue visuel (commercial) ces découpes sont peu attrayantes. De plus, d'un point de vue économique elles entraînent une grande perte de matière et donc un surcoût important (219) (226).

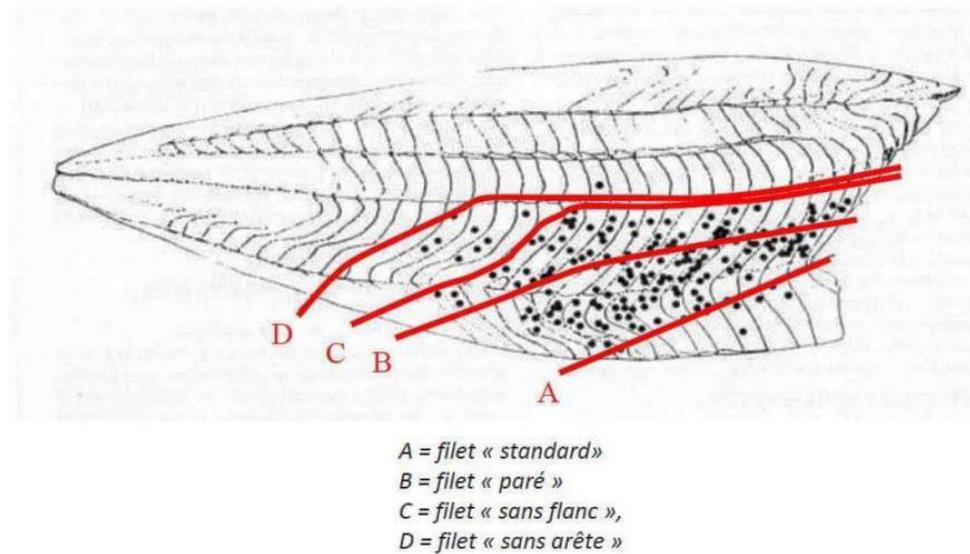


Figure 90 : Technique de parage d'un filet (226).

*Les points noirs représentent la distribution théorique des kystes d'Anisakidés*

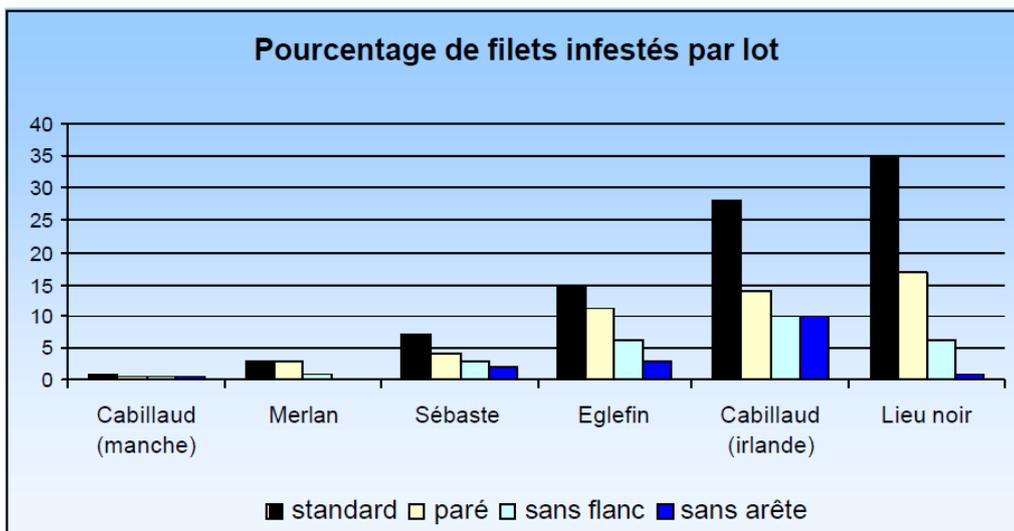


Figure 91 : Pourcentage de filets infestés par lot (219).

## **L'élimination manuelle**

Lors de la réalisation de carpaccio ou de sashimi, spécialités consommées crues, une observation minutieuse du filet permet d'ôter manuellement les larves éventuellement présentes.

Cependant cette technique est longue et coûteuse, et dépend de l'espèce de poisson et de l'épaisseur du filet (226).

## **3.2 Traitements physiques**

### **3.2.1 Congélation**

Cette méthode permet non seulement de conserver les aliments mais également d'éliminer les parasites présents. Il s'agit du traitement de référence pour la destruction des larves de nématodes. Elle peut être appliquée aux différentes étapes de la transformation du produit. L'efficacité de cette méthode dépend de la température appliquée ainsi que du temps d'application. Lors de la congélation d'un poisson entier, la peau se congèle en premier, suivie des filets, puis des viscères.

Dans ses recommandations de 2001, la FDA conseille une congélation pendant au moins 7 jours à -20°C ou pendant 15h à -35°C, ou une congélation à -35°C et un stockage à -20°C pendant au moins 24h (227) (228).

Alors que le Règlement Européen n°853/2004 modifié, du 29 avril 2004 impose un traitement par congélation à une température d'au moins -20°C, en tous points du produit, pendant un minimum de 24h. Sauf pour les espèces de poissons où des données épidémiologiques montrent que les risques d'infestation des lieux de pêche par les larves d'Anisakidés sont nulles (197).

Cette différence entre ces deux textes réglementaires est due au fait que la FDA prend en compte la durée totale de stockage alors que la réglementation européenne se base sur la durée de congélation une fois la température au cœur du produit atteinte.

Le temps nécessaire pour atteindre la température voulue au cœur du produit à congeler dépend de plusieurs paramètres. Il est fonction de l'espèce de poisson, de l'épaisseur et de la masse du produit, ainsi que de sa teneur en matières grasses.

Par exemple concernant la masse, Wharton et Aalders ont observé que pour congeler une boîte contenant 10kg de poissons (Blue cod "*Parapercis colias*" et Camarde de Nouvelle-Zélande "*Peltorhamphus novaezeelandiae*"), une durée de 5h était nécessaire pour geler les poissons et une durée de plus de 15h pour atteindre la température ambiante du congélateur (entre -35°C et -38°C).

Même constat avec une boîte contenant 20kg de poissons (gutté monkfish "*Kathetostoma giganteum*"). Après une durée de 28h, la température ambiante du congélateur (entre -35°C et -38°C) n'était toujours pas atteinte dans toutes les parties du poisson. La température minimale atteinte, au bout de 28h, était seulement de -23°C (229).

D'après l'étude d'Adams, la survie des larves d'*Anisakis simplex* est directement liée à l'épaisseur ou au poids du filet, ainsi qu'aux températures de congélation. Il a montré qu'une congélation à -15°C pendant 96h était nécessaire pour éliminer toutes les larves d'*Anisakis simplex* présentes dans les filets des poissons étudiés (Plie à grande bouche "*Atheresthes stomia*") (230).

Dans leur étude Wharton et Aalders ont montré également que quelques larves L3 d'*Anisakis* ont survécu à une congélation de -10°C pendant 4h et à -5°C pendant 5h. Cependant, 100% des larves sont tuées lorsque l'on atteint une température inférieure à -15°C (au cœur du produit). L'hypothèse retenue est que le parasite produirait du tréhalose, un sucre qui peut agir comme cryoprotecteur, lui permettant ainsi de survivre temporairement à des faibles températures (229).

Au vu du temps nécessaire pour que toutes les parties du poisson soient à la température désirée et de la résistance des larves, il est donc essentiel de congeler à une température suffisamment basse. De plus, la congélation doit être suivie d'une période de stockage à l'état congelé afin d'écartier tout risque sanitaire.

A noter cependant qu'il existe une thermostabilité des antigènes des larves d'Anisakidés. La congélation ne détruit pas ces allergènes et ne permet donc pas de lutter contre les risques d'allergie (189).

### 3.2.2 Cuisson

Afin d'éliminer toutes les larves présentes dans le produit, la réglementation européenne préconise une cuisson à cœur à une température supérieure à 60°C, pendant 1 minute. La durée totale de cuisson dépend de l'épaisseur ainsi que de la texture du produit (189).

Pour un filet d'épaisseur 3 cm, une cuisson à 60°C ou plus pendant 10 minutes est nécessaire afin de s'assurer que toutes les larves soient détruites (231).

Dans l'étude menée par Sanja Vidaček, des larves d'*Anisakis simplex* au stade L3 ont été exposées à une cuisson traditionnelle à une température de 94°C pendant 3 minutes et d'autres à une cuisson micro-ondes (900W), utilisé à puissance maximale, pendant 30 secondes. La température finale des échantillons était en moyenne de 86°C pour la méthode de chauffage conventionnelle et de 68°C pour ceux traités par micro-ondes. La chaleur a entraîné des modifications de la cuticule et de la forme des larves. Dans les deux cas, toutes les larves ont été détruites. Ces deux températures sont donc considérées comme suffisantes pour tuer les larves d'Anisakidés (232).

La FDA recommande que les produits de pêches soient cuits selon les méthodes classiques à une température interne de 63°C ou de micro-ondes à une température interne de 74°C (233).

L'EFSA considère la congélation et la cuisson comme des traitements de référence garantissant (dans des conditions bien définies) la destruction des larves. Cependant, comme pour la congélation, certains allergènes d'Anisakidés sont thermostables. Ils ne sont donc pas dénaturés par la chaleur, leur antigénicité est préservée et ils sont donc susceptibles d'entraîner une réaction allergique (197).

### 3.2.3 Fumage

Il s'agit d'un procédé où le poisson est exposé à la fumée de feu de bois ou de matières végétales. Les deux procédés majoritairement utilisés sont : le fumage à chaud et le fumage à froid. Mais il existe d'autres techniques comme : le fumage par fumée liquide (plutôt utilisé pour les viandes), le fumage électrostatique (technique qui n'est pas utilisée en France), le boucanage (méthode traditionnelle) (197) (234).

#### *Fumage à chaud*

Le produit reste quelques heures à une température moyenne de 70-80°C. Cette technique permet de tuer toutes les larves d'Anisakidés présentes dans le poisson (189) (197).

#### *Fumage à froid*

Le fumage à froid est la technique la plus utilisée en France. Elle consiste à exposer le produit à une certaine température pendant une durée de quelques heures à plusieurs jours. La température utilisée dépend du produit et de l'espèce concernée, mais elle n'excède pas 40°C.

Cependant, les faibles températures atteintes lors du fumage à froid ne permettent pas de tuer tous les parasites présents. Par conséquent les produits subissant un fumage à froid ou au goût de fumée (par injection d'arôme) doivent subir une congélation préalable ou ultérieure à ce processus afin de garantir la mortalité des larves d'Anisakidés (189).

### 3.2.4 Irradiation (Ionisation)

Cette méthode consiste à exposer les aliments à des rayons ionisants.

Des études ont montrées que les larves d'*Anisakis simplex* étaient très résistantes aux doses d'irradiation de 2 kGy ou 10 kGy. Une autre étude a révélé que pour tuer ces larves (présentes dans du hareng salé) des doses de 6 à 10 kGy étaient nécessaires.

Les doses d'irradiation utilisées ici sont élevées car l'anisakidose est due à l'infestation par des larves L3 d'Anisakidés qui sont directement infestantes. Pour les autres parasites on utilise des doses moindres car c'est le ver adulte qui est infestant. L'irradiation permet donc de bloquer le développement de ces larves vers le stade « adulte ».

En France cette méthode est interdite pour les poissons et coquillages, car la dose nécessaire (supérieure à 10kGy) altère les propriétés organoleptiques provoquant des modifications de l'aspect, de l'odeur et du goût des produits. Cette méthode n'est donc pas considérée comme un traitement assainissant (189) (227).

### 3.2.5 Hautes pressions hydrostatiques

Le traitement par hautes pressions (HPP : High Pressure Processing), ou « Pascalisation », est un procédé qui consiste à soumettre des produits alimentaires à des pressions très élevées, dans le but de réduire le nombre de micro-organismes pathogènes présents et ainsi, d'améliorer leur conservation. Il faut une pression de 200MPa pendant 10 minutes à une température comprise entre 0 et 15°C pour tuer les larves d'*Anisakis simplex*, ou une pression minimale de 140MPa si le temps de traitement est de 60 minutes.

A noter que pour éliminer les larves, les cycles de compression-décompression appliqués pendant une durée déterminée sont plus efficaces qu'un traitement par pression unique pendant une durée identique.

L'inconvénient de cette méthode sur les produits de pêche crus est l'altération de certaines de leurs propriétés organoleptiques (modification de la couleur et de l'apparence du filet). Du point de vue commercial cette méthode n'est donc pas très intéressante pour l'industrie alimentaire. Cependant si on l'applique aux produits transformés (fumés ou marinés) cela n'entraîne pas d'altération de ces propriétés, car les tissus ont déjà été modifiés (189) (197).

Une étude réalisée sur des maquereaux (*Scomber scombrus*), soumis à une pression de 300MPa pendant 5 minutes, montre que le traitement par haute pression permet d'éliminer toutes les larves du genre *Anisakis*. Ici les poissons n'ont subi aucune dégradation de leurs propriétés organoleptiques qui pourraient compromettre leur commercialisation, mais on note tout de même une modification de la couleur de la chair.

Comme ce traitement par hautes pressions n'entraîne pas d'altération de la cuticule externe du parasite, il est probable qu'il n'y ait pas ou peu de libération d'antigènes. Cependant il ne supprime pas totalement le risque allergique (235).

L'utilisation de cette technique est encore en phase expérimentale, on ne peut donc pas le considérer comme un traitement assainissant efficace. Des études supplémentaires sont nécessaires afin d'évaluer la validité de ce procédé.

### **3.2.6 Séchage**

Le séchage consiste à diminuer l'humidité présente dans les produits de pêche afin d'assurer leur conservation. Il peut être naturel (exposition du produit à l'air libre) ou mécanique (où la circulation d'air, la température et le taux d'humidité sont contrôlés).

Actuellement aucune donnée n'a montré l'efficacité du séchage dans l'inactivation ou l'élimination des parasites présents dans les produits de pêche (197).

### **3.2.7 Courant électrique basse tension**

Cette méthode consiste à appliquer un courant électrique à basse tension dans un bain d'électrolytes contenant des poissons : soit un gros poisson (thon...) soit plusieurs petits poissons (sardines, anchois...). Les décharges électriques inactivent les larves d'Anisakidés sans altérer la qualité du produit. Néanmoins son efficacité n'a pas encore été prouvée ; cette méthode, qui pourrait s'avérer très utile, reste donc à développer (197).

### 3.2.8 Tableau récapitulatif des méthodes de traitement physique

	<b>Paramètres</b>	<b>Efficacité sur les larves d'Anisakidés</b>
<b>Congélation</b>	<b>EFSA:</b> -20°C, 24heures. <b>FDA :</b> > 7 jours à -20°C ; ou -35°C, 15 heures ; ou congélation -35°C + stockage -20°C, 24 heures.	Traitement de référence
<b>Cuisson</b>	<b>EFSA :</b> 60°C, 1 minute <b>FDA :</b> 70°C micro-ondes	Traitement de référence
<b>Fumage :</b> - à chaud - à froid	<b>EFSA :</b> 70-80°C, quelques heures <b>EFSA :</b> < 40°C, quelques heures à plusieurs jours	Efficace Ne permet pas de détruire tous les parasites
<b>Irradiation</b>	<b>FDA :</b> dose > 10kGy	Interdite en France
<b>Hautes pressions</b>	<b>EFSA :</b> 200MPa, 10 minutes, 0-15°C ; ou 140MPa, > 60 minutes.	Efficace, mais altère les caractères organoleptiques
<b>Séchage</b>	-	Efficacité non prouvée
<b>Courant électrique</b>	-	Efficacité non prouvée

Tableau 17 : Comparaison des différentes méthodes de traitements physiques (197) (227) (228).

### 3.3 Traitements chimiques

#### 3.3.1 Salage

Le salage, ou encore appelé salaison, désigne une méthode de conservation de la nourriture utilisant du sel permettant ainsi de stabiliser le produit.

Il existe 3 méthodes de salages :

- Au sel sec : en ajoutant le sel directement sur le poisson, puis en l'égouttant.  
Cette technique est utilisée pour les produits à forte valeur ajoutée (exemple : caviar, saumon, truite...) ou des produits traditionnels (exemple : filets de hareng).
- A partir d'une saumure : on immerge le poisson dans une saumure (mélange eau + sel dans certaines proportions) pendant un temps donné, puis on l'égoutte.  
Les saumures ont pour avantages d'être des méthodes faciles d'utilisation et peu onéreuses.
- Par injection : injection de la saumure dans les différentes parties de la chair du poisson.  
(189) (236)

Les larves d'Anisakidés sont plus ou moins sensibles au sel, cela dépend des concentrations en sel ainsi que de la durée totale de stockage.

Une étude menée sur le hareng a montré que toutes les larves d'Anisakidés sont éliminées après un stockage, de minimum 28 jours, dans une saumure à 6,3% de sel et 3,7% d'acide acétique (197).

Les professionnels estiment que les harengs entiers ou en filets sont salés à cœur après 11 jours de salage au sel sec (en utilisant 30 à 50 kg de sel pour 100 kg de hareng).

Dans son étude de 2005 sur la destruction des larves d'*Anisakis simplex* dans le hareng salé au sel sec, dans des conditions industrielles, le CEVPM français a montré que le temps de contact minimum afin d'éliminer tous les parasites présents était d'environ 20 jours.

Un délai de 2 à 6 jours de contact avec le sel est nécessaire afin d'atteindre la saturation maximale dans toutes les parties du poisson. Et 5 à 14 jours supplémentaires sont nécessaires pour détruire tous les parasites présents. Les résultats de cette étude sont cohérents avec la norme NF 45-067 de 1996 sur la préparation des filets de harengs fumés, qui indique un temps de contact de 21 jours en saumure saturée (237).

Ainsi, on estime que les conditions suivantes sont nécessaires afin d'éliminer tous les parasites présents :

- Soit 21 jours de contact avec du sel sec ou une saumure saturée,
- Soit 21 jours de stockage en saumure, une fois atteint le taux de sel de 20 % dans la phase aqueuse des tissus du poisson ; ou 28 jours de stockage en saumure si le taux atteint est de 15 %.

A noter que ces conditions ne sont utilisées qu'en transformation traditionnelle, c'est-à-dire pour de faibles volumes de production.

Comme le processus de salage est une méthode efficace vis-à-vis de la destruction des larves d'Anisakidés, les produits utilisant ce processus pourraient donc faire l'objet d'une dérogation concernant l'obligation de congélation préalable (189).

### **3.3.2 Marinage**

D'après la définition de l'AFSSA, le marinage consiste en une acidification du produit, issu de la mer, par contact avec une saumure légère (non saturée), éventuellement aromatisée ou sucrée, acidifiée par le vinaigre ou un acide organique autorisé en usage alimentaire (= substances énumérées dans l'annexe III-A de l'arrêté du 2 octobre 1997, exemple : l'acide acétique).

La saumure peut éventuellement être additionnée à d'autres condiments comme l'huile d'olive, l'oignon, le jus de citron, le vin, la sauce soja... (189).

Les Anisakidés sont en général résistants aux conditions classiques de marinage (conditions retenues pour des raisons économiques et organoleptiques) notamment à cause des durées de contact trop courtes. Ainsi, on remarque une prévalence élevée de l'Anisakidose à Madrid, car la préparation traditionnelle des anchois marinés au vinaigre ne permet pas de tuer toutes les larves d'Anisakidés.

Le marinage est donc une méthode plus ou moins efficace. La viabilité des larves d'Anisakidés dépend surtout de la concentration en sel, ainsi que de la concentration en acide acétique et du temps de contact entre le produit et la marinade. Plus le taux de sel augmente et plus la survie

des Anisakidés diminue. Le taux de graisse du poisson influence également le temps de marinage : plus le poisson est gras et plus le temps de marinage sera long.

<b>Marinade utilisée</b>	<b>Durée de contact</b>	<b>Poisson</b>	<b>Année de l'étude</b>
<p><u>Méthode allemande</u> : 14% de sel + 7% d'acide acétique et de peroxyde d'hydrogène, à 3°C. (<i>ration poisson/saumure = 1,5 pour 1</i>)</p> <p><i>NB : Actuellement cette méthode n'est pas utilisée en France car l'utilisation du peroxyde d'hydrogène est interdite (Arrêté du 19 octobre 2006).</i></p>	5 semaines	Hareng (filets)	1995
<p>Méthode danoise : utilisant deux marinades. 10% de sel, à 12°C, pendant 17 heures (<i>ration poisson/saumure = 2 pour 1</i>) Puis 10% de sel + 5% d'acide acétique, 3°C (<i>ration poisson/saumure = 1,8 pour 1</i>)</p>	17 heures + 6 semaines	Hareng (filets)	1995
12% de sel + 10% d'acide acétique, à 4°C	5 jours	Anchois (filets)	2005
12% de sel + 6% d'acide acétique, à 4°C	13 jours	Anchois (filets)	2005

**Tableau 18 : Conditions de marinage efficaces sur les larves d'*Anisakis simplex* présents dans les produits de pêche (189) (197).**

Les produits marinés ne subissent pas de traitements thermiques au préalable. Toutefois si la méthode utilisée n'est pas efficace pour éliminer toutes les larves d'Anisakidés, la réglementation prévoit une étape de congélation du produit au préalable.

A noter également que des antigènes peuvent encore être présents dans le produit fini (189) (197).



## CONCLUSIONS

Les Anisakidés sont des parasites importants de part leur répartition cosmopolite et leur présence chez des espèces fréquemment consommées par l'Homme (Poissons et Céphalopodes) ; Pourtant ce risque parasitaire reste assez méconnu. Dans notre enquête 92,2 % des personnes interrogées n'ont jamais entendu parler du parasite *Anisakis*.

Avec l'émergence de nouvelles habitudes alimentaires (consommation de poisson cru) ces parasites posent aujourd'hui un réel problème de santé publique.

Bien que chaque année peu de cas d'Anisakidose soient déclarés en France cette parasitose semble faire parler de plus en plus d'elle. A noter que le nombre de cas recensés est probablement sous-estimé car cette maladie parasitaire présente un tableau clinique complexe et reste encore assez peu connu du grand public. Dans notre enquête seulement 7,5 % des personnes interrogées avaient déjà entendu parler de cette parasitose.

Au vu du taux de parasitisme de certaines espèces de poissons il semble donc quasi-impossible de proposer au consommateur un produit ne présentant aucun risque parasitaire. C'est ce que nous avons pu constater lors de l'examen au laboratoire à l'œil nu et au microscope, de quelques espèces de poissons entiers que nous avons acheté dans la région.

Nos échantillons de maquereaux étaient tous deux infestés par des larves d'Anisakidés.

Un contrôle des poissons pêchés et l'application de mesures d'hygiène permettant la destruction des larves avant la consommation doivent donc être systématiques. Les mesures de prévention sanitaire, visant à éliminer les larves présentes, sont réglementées au niveau européen (éviscération précoce, contrôle visuel et découpe des filets). Mais la prévention de ce risque repose également sur des méthodes de prophylaxie individuelle, qui sont des mesures simples et efficaces (congélation et cuisson).

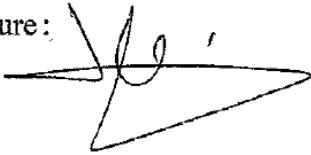
Bien que l'Homme ne soit qu'un hôte accidentel, l'Anisakidose humaine est une impasse parasitaire que les professionnels de la filière Pêche ainsi que les professionnels de la santé se doivent de connaître. En effet devant un consommateur inquiet, il faut dédramatiser la situation et lui enseigner les méthodes simples de prophylaxie, afin que ce dernier ne se détourne pas d'un produit dont les bienfaits pour la santé ne sont plus à prouver.

En résumé, même si la prévalence de cette parasitose est assez mal connue, le nombre de cas observés semble être relativement faible par rapport à la quantité de poisson consommée chaque jour dans le monde.

**Le Président de la thèse,**

Nom : AZZOUZ-MAACHÉ  
Jamm

Signature:



Vu et permis d'imprimer, Lyon, le **20 NOV. 2017**

Vu, la Directrice de l'Institut des Sciences  
Pharmaceutiques et Biologiques, Faculté de Pharmacie

Pour le Président de l'Université Claude Bernard Lyon 1,



**Professeure C. VINCIGUERRA**

## **ANNEXES**

Annexe 1 : « Enquête sur la consommation de poissons auprès de la population française » -  
QUESTIONNAIRE

Annexe 2 : « Enquête sur la consommation de poissons auprès de la population française » -  
FICHE D'INFORMATION SUR LES PARASITES DE POISSONS (disponible à la fin du  
questionnaire)

Annexe 3 : Classification taxonomique complète du World Register of Marine Species

Annexe 4 : Données de poissons sur la consommation française, européenne et mondiale  
issues de la FAO

Annexe 5 : Les différentes espèces de poissons élevées en France

Annexe 6 : Liste des principaux produits de la pêche salés, fumés et/ou marinés – AFSSA –  
Saisine n°2007-SA-0379

# **Annexe 1 : « Enquête sur la consommation de poissons auprès de la population française » - QUESTIONNAIRE**

## **1/ Vous êtes :**

- un Homme
- une Femme

## **2/ Age :**

- 20-30 ans
- 31-40 ans
- 41-50 ans
- 51-60 ans
- 61-70 ans
- Autre, précisez :

## **3/Département :**

- 01 : Ain
- 02 : Aisne
- 03 : Allier
- 04 : Alpes-de-Haute-Provence
- 05 : Hautes-Alpes
- 06 : Alpes-Maritimes
- 07 : Ardèche
- 08 : Ardennes
- 09 : Ariège
- 10 : Aube
- 11 : Aude
- 12 : Aveyron
- 13 : Bouches-du-Rhône
- 14 : Calvados
- 15 : Cantal
- 16 : Charente
- 17 : Charente-Maritime
- 18 : Cher
- 19 : Corrèze
- 2A : Corse-du-Sud
- 2B : Haute-Corse
- 21 : Côte-d'Or
- 22 : Côtes-d'Armor
- 23 : Creuse
- 24 : Dordogne

25 : Doubs  
26 : Drôme  
27 : Eure  
28 : Eure-et-Loir  
29 : Finistère  
30 : Gard  
31 : Haute-Garonne  
32 : Gers  
33 : Gironde  
34 : Hérault  
35 : Ille-et-Vilaine  
36 : Indre  
37 : Indre-et-Loire  
38 : Isère  
39 : Jura  
40 : Landes  
41 : Loir-et-Cher  
42 : Loire  
43 : Haute-Loire  
44 : Loire-Atlantique  
45 : Loiret  
46 : Lot  
47 : Lot-et-Garonne  
48 : Lozère  
49 : Maine-et-Loire  
50 : Manche  
51 : Marne  
52 : Haute-Marne  
53 : Mayenne  
54 : Meurthe-et-Moselle  
55 : Meuse  
56 : Morbihan  
57 : Moselle  
58 : Nièvre  
59 : Nord  
60 : Oise  
61 : Orne  
62 : Pas-de-Calais  
63 : Puy-de-Dôme  
64 : Pyrénées-Atlantiques  
65 : Hautes-Pyrénées  
66 : Pyrénées-Orientales  
67 : Bas-Rhin  
68 : Haut-Rhin  
69 : Rhône  
70 : Haute-Saône  
71 : Saône-et-Loire  
72 : Sarthe  
73 : Savoie  
74 : Haute-Savoie

75 : Paris  
76 : Seine-Maritime  
77 : Seine-et-Marne  
78 : Yvelines  
79 : Deux-Sèvres  
80 : Somme  
81 : Tarn  
82 : Tarn-et-Garonne  
83 : Var  
84 : Vaucluse  
85 : Vendée  
86 : Vienne  
87 : Haute-Vienne  
88 : Vosges  
89 : Yonne  
90 : Territoire de Belfort  
91 : Essonne  
92 : Hauts-de-Seine  
93 : Seine-Saint-Denis  
94 : Val-de-Marne  
95 : Val-d'Oise  
971 : Guadeloupe  
972 : Martinique  
973 : Guyane  
974 : La Réunion  
976 : Mayotte  
Autre

**4/ Consommez-vous du poisson et/ou des produits élaborés à partir de poisson ?**

I\_\_I oui

I\_\_I non

**5/ A quelle fréquence consommez-vous du poisson ?**

Tous les jours  
plus de 2 fois par semaine  
2 fois par semaine  
1 fois par semaine  
1 fois tous les 15 jours  
1 fois par mois  
moins d'une fois par mois

**6/ Où achetez-vous vos produits de la mer ?**

*(plusieurs réponses possibles)*

Grandes et Moyennes surfaces  
Marché  
Poissonnerie indépendante

Autre, précisez :

**7/ Où consommez-vous du poisson ?** (*plusieurs réponses possibles*)

à la maison  
au restaurant  
sur votre lieu de travail  
quand vous êtes invités  
Autre, précisez :

**8/ Quels types de produits consommez-vous ?** (*plusieurs réponses possibles*)

des produits frais  
des produits traiteurs réfrigérés  
des produits surgelés  
des conserves  
Autre, précisez :

**9/ Quel(s) origine(s) ont les poissons que vous consommez ?**

sauvage  
d'élevage  
sauvage et d'élevage  
je ne connais pas son origine

**10/ Citez les poissons que vous consommez le plus :** (3 réponses maximum)

Bar/Loup  
Baudroie (lotte)  
Cabillaud  
Dorade  
Eglefin  
Julienne  
Lieu Jaune  
Lieu Noir  
Limande  
Maquereau  
Merlan  
Merlu/Colin  
Plie  
Perche  
Raie  
Rouget barbet  
Sardine

Saumon  
Saumonette  
Sole  
Thon  
Truite  
Autres poissons

**11/ De quelle(s) manière(s) le consommez-vous ?** (3 réponses maximum)

Au four  
Poêlé  
Poché/court bouillon  
Friture et beignet  
Mariné (cru ou cuit)  
En croûte de sel  
A la plancha  
Papillote  
Vapeur  
Carpaccio  
Tartare  
Au micro-ondes  
Autre, précisez :

**12 / Avez-vous déjà ressenti l'un de ces symptômes après avoir mangé du poisson ?**

*(plusieurs réponses possibles)*

Nausées  
Vomissements  
Diarrhées  
Constipation  
Douleurs abdominales  
Urticaire  
Autre : *(précisez)*  
Non je n'ai jamais ressenti l'un de ces symptômes

**13 / Avez-vous déjà trouvé des parasites (vers) dans du poisson ou des produits élaborés à partir du poisson ?**

Oui  
Non

**14 / Avez-vous déjà entendu parler du parasite « Anisakis » ?**

Oui  
Non

**15 / Avez-vous déjà entendu parler de la maladie parasitaire « Anisakidose » (aussi appelée « Anisakiase ») ?**

Oui  
Non

**16 / Vous-même, avez-vous déjà eu la maladie parasitaire Anisakidose ?**

Oui  
Non

## Annexe 2 : « Enquête sur la consommation de poissons auprès de la population française » - FICHE D'INFORMATION SUR LES PARASITES DE POISSONS (disponible à la fin du questionnaire)

# LES PARASITES DES POISSONS

## Ce que vous devez retenir :

De nombreuses espèces de poissons de mer sont concernées (*les poissons tropicaux comme les poissons des mers tempérées et froides*), ainsi que les céphalopodes comestibles (*pieuvres, seiches, calmars...*).

Les parasites peuvent être présents dans toutes les parties du poisson comme les viscères, la peau, les filets.... Ils peuvent infecter l'homme si le poisson n'a pas été suffisamment congelé ou cuit correctement.

Ils peuvent entraîner des troubles gastro-intestinaux survenant quelques heures après l'ingestion de poisson parasité. (Quelques cas de réactions allergiques, allant de l'urticaire au choc anaphylactique, ont également été recensés).

## CONSEILS DE PREVENTION



**NETTOYEZ et VIDEZ**  
le poisson avant de le consommer ou de le congeler



**CONGELEZ**  
le poisson (filet) à -20°C pendant 7 jours, surtout si vous le consommez cru !



**CUISEZ**

à cœur le poisson que vous consommez. *La chair ne doit pas être rose à l'arête.*  
(par exemple pour un filet d'épaisseur 3 cm la cuisson doit être de 10 minutes à 60°C)



**CONSOMMIEZ**

les filets de poisson plutôt que les viscères (*foie, œufs...*)

## Exemple de parasites

Les larves d'*Anisakidés* sont retrouvées dans la cavité abdominale, les viscères ou les filets sous formes de vers. Elles mesurent de 1 à 6 cm de long



Photos de larves d'*Anisakis*



- .....
- ..... Species [Anisakis similis](#) Baird, 1853 accepted as [Anisakis pegreffii](#) Campana-Rouget & Biocca, 1955
- .....
- ..... Species [Anisakis simplex](#) Davey, 1971
- .....
- ..... Species [Anisakis simplex](#) (Rudolphi, 1809)
- .....
- ..... Species [Anisakis simplex A](#) (Rudolphi, 1802) accepted as [Anisakis pegreffii](#) Campana-Rouget & Biocca, 1955
- .....
- ..... Species [Anisakis simplex C](#) Nascetti, Paggi, Orecchia, Smith, Mattiucci & Bullini, 1986
- .....
- ..... Species [Anisakis skrjabini](#) Mozgovoi, 1949 accepted as [Anisakis physeteris](#) (Baylis, 1923)
- .....
- ..... Species [Anisakis tridentata](#) Kreis, 1939 accepted as [Anisakis simplex](#) Davey, 1971
- .....
- ..... Species [Anisakis tursiopsis](#) Cruz, 1946 accepted as [Anisakis typica](#) (Diesing, 1860)
- .....
- ..... Species [Anisakis typica](#) (Diesing, 1860)
- .....
- ..... Species [Anisakis ziphidarum](#) Paggi, Nascetti, Webb, Mattiucci, Cianchi & Bullini, 1988



Genus [Terranova](#) Leiper & Atkinson, 1914 (10)

- .....
- ..... Species [Terranova aetoplatea](#) (Luo, 2001) Li, Gibson & Zhang, 2016
- .....
- ..... Species [Terranova amoyensis](#) Fang & Luo, 2006
- .....
- ..... Species [Terranova antarctica](#) (Leiper & Atkinson, 1914)
- .....
- ..... Species [Terranova brevicapitata](#) (Linton, 1901)
- .....
- ..... Species [Terranova caballeroi](#) Diaz-Ungria, 1967
- .....
- ..... Species [Terranova chiloscyllii](#) Johnston & Mawson, 1951
- .....
- ..... Species [Terranova galeocerdonis](#) (Thwaites, 1927)
- .....
- ..... Species [Terranova ginglymostomae](#) Olsen, 1952
- .....
- ..... Species [Terranova pristis](#) (Baylis & Daubney, 1922)
- .....
- ..... Species [Terranova rochalimai](#) (Pereira, 1935)
- .....
- ..... Species [Terranova scoliodontis](#) (Baylis, 1931) Johnston & Mawson, 1945



Tribe [Contraeacinae](#) Mozgovoi & Shakhmatova, 1971 (61)



Genus [Contraeacum](#) Railliet & Henry, 1912 (57)

- .....
- ..... Species [Contraeacum amoyense](#) Hsu, 1933 accepted as [Hysterothylacium amoyense](#) (Hsü, 1933)
- .....
- ..... Species [Contraeacum amoyensis](#) Hsu, 1933 accepted as [Hysterothylacium amoyense](#) (Hsü, 1933)
- .....
- ..... Species [Contraeacum anasi](#) Mawson, 1956
- .....
- ..... Species [Contraeacum andersoni](#) VEVERS, 1923
- .....
- ..... Species [Contraeacum antarcticum](#) Johnston, 1937 accepted as [Contraeacum osculatum](#) (Rudolphi, 1802)
- .....
- ..... Species [Contraeacum arii](#) accepted as [Hysterothylacium arii](#) (Yamaguti, 1954)
- .....
- ..... Species [Contraeacum assi](#) Parukhin, 1973 accepted as [Hysterothylacium assi](#) (Parukhin, 1973)
- .....
- ..... Species [Contraeacum australe](#) Garbin, Mattiucci, Paoletti, González-Acuña & Nascetti, 2011
- .....
- ..... Species [Contraeacum bancrofti](#) (Johnston & Mawson, 1941)
- .....
- ..... Species [Contraeacum baylisi](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Hysterothylacium baylisi](#) (Yamaguti, 1941)
- .....
- ..... Species [Contraeacum biccaci](#) Mattiucci, Paoletti, Olivero-Verbel, Baldiris, Arroyo-Salgado & Garbin, 2008
- .....
- ..... Species [Contraeacum bubakii](#) Akram, 1996
- .....
- ..... Species [Contraeacum caballeroi](#) BRAVO HOLLIS, 1939
- .....
- ..... Species [Contraeacum ceylanicum](#) (Linstow, 1904)
- .....
- ..... Species [Contraeacum chaunaxi](#) Olsen, 1952 accepted as [Hysterothylacium chaunaxi](#) (Olsen, 1952)

.....  
Species [Contraecum chubutensis](#) Garbin, Diaz, Cremonte & Navone, 2008  
.....  
Species [Contraecum clelandi](#) Johnston & Mawson, 1941  
.....  
Species [Contraecum coillae](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Hysterothylacium coillae](#) (Yamaguti, 1941)  
.....  
Species [Contraecum collare](#) (Cobb, 1929)  
.....  
Species [Contraecum cyclopteri](#) Kreis, 1952 accepted as [Hysterothylacium cyclopteri](#) (Kreis, 1952)  
.....  
Species [Contraecum diomedae](#) (Linstow, 1888) accepted as [Anisakis diomedae](#) (Linstow)  
.....  
Species [Contraecum enganum](#) Baylis & Daubney, 1922  
.....  
Species [Contraecum engraulisi](#) Gupta & Srivastava, 1984  
.....  
Species [Contraecum epinepheli](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Hysterothylacium epinepheli](#) (Yamaguti, 1941)  
.....  
Species [Contraecum equulai](#) Gupta & Srivastava, 1984  
.....  
Species [Contraecum erraticum](#) Johnston & Mawson, 1940  
.....  
Species [Contraecum eudyptes](#) Johnston & Mawson, 1953  
.....  
Species [Contraecum eudyptulae](#) (Johnston & Mawson, 1942)  
.....  
Species [Contraecum fagerholmi](#) D'Amelio, Cavallero, Dronen, Barros & Paggi, 2012  
.....  
Species [Contraecum filliforme](#) (Stossich, 1904)  
.....  
Species [Contraecum fortalezae](#) Klein, 1973 accepted as [Hysterothylacium fortalezae](#) (Klein, 1973)  
.....  
Species [Contraecum gibsoni](#) Mattiucci, Paoletti, Solorzano & Nascetti, 2010  
.....  
Species [Contraecum gracile](#) Yamaguti, 1935 accepted as [Hysterothylacium gracile](#) (Yamaguti, 1935)  
.....  
Species [Contraecum gypsophocae](#) Johnston & Mawson, 1941 accepted as [Contraecum osculatum](#) (Rudolphi, 1802)  
.....  
Species [Contraecum hagedashiae](#) SANDGROUND, 1933  
.....  
Species [Contraecum haliaeti](#) Baylis & Daubney, 1923  
.....  
Species [Contraecum hapalogenyos](#) Yamaguti, 1961 accepted as [Hysterothylacium hapalogenyos](#) (Yamaguti, 1961)  
.....  
Species [Contraecum heardi](#) Mawson, 1953  
.....  
Species [Contraecum himeu](#) Yamaguti, 1941  
.....  
Species [Contraecum histiophori](#) Yamaguti, 1935 accepted as [Hysterothylacium histiophori](#) (Yamaguti, 1935)  
.....  
Species [Contraecum ilishae](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Hysterothylacium ilishae](#) (Yamaguti, 1941)  
.....  
Species [Contraecum incurvum](#) Johnston & Mawson, 1943 accepted as [Hysterothylacium incurvum](#) (Rudolphi, 1819)  
.....  
Species [Contraecum legendrei](#)  
.....  
Species [Contraecum longispiculum](#) Fujita, 1940 accepted as [Hysterothylacium longispiculum](#) (Fujita, 1940)  
.....  
Species [Contraecum macquariae](#) (Johnston & Mawson, 1940) accepted as [Hysterothylacium macquariae](#) (Johnston & Mawson, 1940)  
.....  
Species [Contraecum maqnicollare](#) Johnston & Mawson, 1941  
.....  
Species [Contraecum maqipapillatum](#) Chapin, 1925  
.....  
Species [Contraecum magnum](#) Smedley, 1934 accepted as [Hysterothylacium magnum](#) (Smedley, 1934)  
.....  
Species [Contraecum margalis](#) Mattiucci, Cianchi, Paggi, Sardella, Timi, Webb, Bastida, Rodriguez & Bullini, 2003  
.....  
Species [Contraecum melanogrammi](#) Smedley, 1934 accepted as [Hysterothylacium melanogrammi](#) (Smedley, 1934)  
.....  
Species [Contraecum melichthysi](#) Olsen, 1952 accepted as [Hysterothylacium melichthysi](#) (Olsen, 1952)  
.....  
Species [Contraecum microcephalum](#) (Rudolphi, 1809)  
.....  
Species [Contraecum micropapillatum](#) Stossich, 1890 accepted as [Contraecum bancrofti](#) (Johnston & Mawson, 1941)  
.....  
Species [Contraecum milviensis](#) Karokhin, 1937

Species [Contracaecum mirounga](#) Nikolskij, 1974

Species [Contracaecum mullii](#) (Wedl, 1855)

Species [Contracaecum multipapillatum](#) (Drasche, 1882)

Species [Contracaecum murrayense](#) Johnston & Mawson, 1940 accepted as [Hysterothylacium murrayense](#) (Johnston & Mawson, 1940)

Species [Contracaecum nehli](#) Karokhin, 1949

Species [Contracaecum nototheniae](#) Johnston & Mawson, 1945 accepted as [Hysterothylacium nototheniae](#) (Johnston & Mawson, 1945)

Species [Contracaecum nycticoracis](#) Johnston & Mawson, 1941

Species [Contracaecum ogocephali](#) Olsen, 1952 accepted as [Hysterothylacium ogocephali](#) (Olsen, 1952)

Species [Contracaecum ogorhini](#) Johnston & Mawson, 1941

Species [Contracaecum okadai](#) Fujita, 1940 accepted as [Hysterothylacium okadai](#) (Fujita, 1940)

Species [Contracaecum oschmarini](#) Mozgovi, 1950

Species [Contracaecum osculatum](#) (Rudolphi, 1802)

Species [Contracaecum ovale](#) (Linstow, 1907)

Species [Contracaecum overstreeti](#) Mattiucci, Paoletti, Solorzano & Nascetti, 2010

Species [Contracaecum pagrosomi](#) Yamaguti, 1935 accepted as [Hysterothylacium pagrosomi](#) (Yamaguti, 1935)

Species [Contracaecum papilligerum](#) (Creplin, 1846)

Species [Contracaecum paralichthydis](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Hysterothylacium paralichthydis](#) (Yamaguti, 1941)

Species [Contracaecum pedum](#) (Deslongchamps, 1824)

Species [Contracaecum pelagicum](#) Johnston & Mawson, 1942

Species [Contracaecum podicipitis](#) Johnston & Mawson, 1949

Species [Contracaecum praestriatum](#) Monnig, 1923

Species [Contracaecum punctatum](#) (Gedoelst, 1916)

Species [Contracaecum pyrripapillatum](#) Shamsi, Gasser & Beveridge, 2008

Species [Contracaecum quincuspis](#) Lucker, 1941

Species [Contracaecum radiatum](#) (Linstow, 1907)

Species [Contracaecum rectum](#) Yamaguti, 1961 accepted as [Hysterothylacium rectum](#) (Yamaguti, 1961)

Species [Contracaecum rodhaini](#) (Gedoelst, 1916)

Species [Contracaecum rudolphi](#) Hartwich, 1964

Species [Contracaecum rudolphi](#)D Shamsi, Norman, Gasser & Beveridge, 2009

Species [Contracaecum rudolphi](#)E Shamsi, Norman, Gasser & Beveridge, 2009

Species [Contracaecum rudolphi](#)F D'Amelio, Cavallero, Dronen, Barros & Pagei, 2012

Species [Contracaecum saba](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Hysterothylacium saba](#) (Yamaguti, 1941)

Species [Contracaecum salvelini](#) Fujita, 1940 accepted as [Hysterothylacium salvelini](#) (Fujita, 1940)

Species [Contracaecum scomberomari](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Hysterothylacium scomberomari](#) (Yamaguti, 1941)

Species [Contracaecum scotti](#) (Leiper & Atkinson, 1914)

Species [Contracaecum septentrionale](#) Kreis, 1955

Species [Contracaecum sinulabiatum](#) Johnston & Mawson, 1941

Species [Contracaecum spasskii](#) Mozgovi, 1950

Species [Contracaecum spiculigerum](#) (Rudolphi, 1809) accepted as [Contracaecum rudolphi](#) Hartwich, 1964

- ..... Species [Contraecum tasmaniense](#) Johnston & Mawson, 1945 accepted as [Hysterothylacium tasmaniense](#) (Johnston & Mawson, 1945)
- ..... Species [Contraecum tricuspis](#) (Geddes, 1916)
- ..... Species [Contraecum turkestanicum](#) Skrjabin, 1923
- ..... Species [Contraecum umiu](#) Yamaguti, 1941 accepted as [Contraecum spiculigerum](#) (Rudolphi, 1809)
- ..... Species [Contraecum variegatum](#) (Rudolphi, 1809)
- ..... Species [Contraecum yamaguti](#) Yamaguti, 1941
- ..... Genus [Phocascaris](#) Høst, 1932 (4)
  - ..... Species [Phocascaris cystophorae](#) Berland, 1963
  - ..... Species [Phocascaris hydrurqae](#) Johnston & Mawson, 1941 accepted as [Contraecum osculatum](#) (Rudolphi, 1802)
  - ..... Species [Phocascaris longispiculum](#) Wang & Wu, 1991
  - ..... Species [Phocascaris netsiki](#) Lyster, 1940
  - ..... Species [Phocascaris phocae](#) Høst, 1932
- ..... Genus [Sulcascaris](#) Hartwich, 1957 (1)
  - ..... Species [Sulcascaris sulcata](#) (Rudolphi, 1819)
- ..... Genus [Brevimulticaecum](#) Mozgovoi, 1951 (4)
  - ..... Species [Brevimulticaecum boylisi](#) (Travassos, 1933)
  - ..... Species [Brevimulticaecum heterotis](#) (Petter, Vassilidts & Marchand, 1979)
  - ..... Species [Brevimulticaecum regai](#) Sprent, 1990
  - ..... Species [Brevimulticaecum scleropagi](#) Khalil, 1984
- ..... Subfamily [Goeziinae](#) Travassos, 1919 (5)
  - ..... Genus [Goezia](#) Zeder, 1800 (5)
    - ..... Species [Goezia annulata](#) (Molin, 1859)
    - ..... Species [Goezia ascaroides](#) (Goeze, 1782)
    - ..... Species [Goezia qobia](#) Wang, 1965
    - ..... Species [Goezia kollari](#) (Molin, 1859)
    - ..... Species [Goezia parvus](#) Wang & Wu, 1991
    - ..... Species [Goezia tricerata](#) Osmanov, 1940
- ..... Genus [Kathleena](#) Leiper & Atkinson, 1914 accepted as [Contraecum Railliet & Henry, 1912](#)
- ..... Genus [Paranisakilopsis](#) (1)
  - ..... Species [Paranisakilopsis weddelliensis](#) Rocka, 2002
- ..... Genus [Phocanema](#) Myers, 1959
  - ..... Species [Phocanema decipiens](#) (Krabbe, 1878) accepted as [Pseudoterranova decipiens](#) (Krabbe, 1878)
- ..... Genus [Pseudoterranova](#) Mozgovoi, 1951 (6)
  - ..... Species [Pseudoterranova azarasi](#)
  - ..... Species [Pseudoterranova bulbosa](#) (Cobb, 1888)
  - ..... Species [Pseudoterranova cattani](#) George-Nascimento & Urrutia, 2000
  - ..... Species [Pseudoterranova ceticola](#)
  - ..... Species [Pseudoterranova decipiens](#) (Krabbe, 1878)
  - ..... Species [Pseudoterranova krabbei](#) Paggi, Mattiucci, Gibson, Berland, Nascetti, Cianchi & Bullini, 2000



**Annexe 4 : Données de poissons sur la consommation française, européenne et mondiale issues de la FAO**

Année	France	Europe	Monde
	<i>(en kg/habitant/an)</i>		
1961	17.97	13.91	9.01
1962	18.31	14.42	9.22
1963	19.35	15.28	9.51
1964	19.58	16.08	9.62
1965	20.49	16.98	9.99
1966	20.66	16.87	10.09
1967	20.87	17.61	10.31
1968	22.02	18.03	10.64
1969	20.18	18.33	10.54
1970	20.66	19.27	10.83
1971	20.9	18.5	10.93
1972	21.54	19.6	11.37
1973	21.63	19.93	11.54
1974	22.16	20.53	11.73
1975	22.25	20.53	11.65
1976	22.08	20.03	11.7
1977	23.56	19.14	11.49
1978	24.17	19.11	11.55
1979	24.14	19.13	11.4
1980	24.82	19.56	11.47
1981	25.69	20.26	11.83
1982	25.18	20.31	11.83
1983	26.15	20.48	11.88
1984	25.38	21.23	12.28
1985	26.28	22.07	12.54
1986	27.76	22.54	12.95
1987	28.95	22.38	13.38
1988	30.15	22.12	13.4
1989	29.28	21.85	13.64
1990	31.62	21.08	13.54
1991	30.91	19.79	13.03
1992	30.7	17.84	12.94
1993	30.38	16.69	13.4
1994	30.48	16.64	14.06
1995	30.87	18.27	15.06

1996	31.2	19.13	15.49
1997	30.82	19.52	15.52
1998	32.44	20.41	15.59
1999	31.88	19.16	15.74
2000	31.27	19.08	15.9
2001	33.87	20.02	16.15
2002	34.29	19.51	16.21
2003	33.72	19.72	16.41
2004	33.03	19.71	16.8
2005	34.18	20.67	17
2006	34.71	21.28	17.46
2007	33.53	22.23	17.94
2008	34.2	22.3	18.2
2009	34.52	22.01	18.46
2010	34.78	21.77	18.77
2011	34.92	21.84	18.93
2012	33.24	21.69	19.22
2013	33.48	21.85	18.98

## Annexe 5 : Les différentes espèces de poissons élevées en France

### • LES ESPÈCES D'EAU DOUCE



La Truite Arc-en-ciel est sans conteste la plus répandue. Introduite en France à la fin du 19<sup>ème</sup> siècle, elle représente aujourd'hui 95% de la production dont 73% sont destinés à la consommation. Les 27% restant sont dédiés au repeuplement des rivières, à la pêche loisir et aux entreprises de négoce.



La Truite Fario, est facilement reconnaissable grâce à sa robe parsemée de points rouges. Peu domestiquée, elle est essentiellement destinée au repeuplement des rivières.



L'Omble de Fontaine ou Saumon de Fontaine est une espèce fragile qui fut introduite en Europe à la fin du 19<sup>ème</sup> siècle, qui se plaît principalement dans des cours d'eau ne dépassant pas 16°C.



L'Omble Chevalier possède une morphologie comparable à celle de la truite avec une robe éclatante qui varie en fonction de son milieu et de son stade de développement. Si cette espèce repeuple traditionnellement les lacs de montagne, elle est aussi destinée depuis peu à la consommation.

### • LES ESPÈCES MARINES ET NOUVELLES

#### Bar

Noble par excellence, ce poisson à chair blanche et ferme est surnommé loup en Méditerranée.

- Poids : de 300 à 450 g et jusqu'à 1 kg et plus.
- Durée d'élevage : entre 20 mois (300/450 g) et 30 mois (1 kg et plus).
- Type d'élevage : bassins à terre en mer du Nord et côte Atlantique, cages en mer Méditerranée.



#### Dorade royale

Très prisée par les gourmets, elle est reconnaissable à la tâche sombre à l'origine de sa ligne latérale, à la ligne noire le long de sa dorsale et à sa couronne dorée.

- Poids : de 300 à 450 g et jusqu'à 1 kg et plus.
- Durée d'élevage : entre 20 mois (300/450 g) et 30 mois (1 kg et plus).
- Type d'élevage : bassins à terre en mer du Nord et côte Atlantique, cages en mer Méditerranée.



#### Esturgeon

L'Esturgeon sibérien est élevé en eau douce (en Aquitaine depuis 1990) mais assimilé à l'aquaculture marine du fait de sa technique d'élevage similaire. Il est reconnu pour sa chair ferme, fine et fondante, blanche et... sans arêtes.

- La production de caviar est passée de 1 tonne en 1997 à 21 tonnes en moyenne, avec une qualité mondialement reconnue.
- Poids : de 700 g à 2 kg pour un poisson entier à fileter / caviar : présenté en boîte de 20 g à 200 g.
- Durée d'élevage : de 14 mois pour le poisson commercialisé à 7 ans pour une femelle apte à donner du caviar.



#### Maigre

Son goût proche de celui du bar est apprécié des gourmets, qui l'appellent aussi « courbine ».

- Durée d'élevage : 12 mois pour un poisson de 700 g, 24 mois pour un poisson de 2 kg.
- Type d'élevage : cages flottantes en Méditerranée.



#### Turbot

Parfumé et goûteux, le Turbot est un poisson de fond qui offre finesse et saveur aux gourmets. À peine éclos, le bébé Turbot se métamorphose : ses yeux migrent sur la même face et il devient le poisson plat que tous les grands chefs connaissent.

- Poids : de 800 g à 2/3 kg.
- Durée d'élevage : de 18 mois (800 g) à 30 mois (2 kg et plus).
- Type d'élevage : bassins à terre sur la façade Atlantique.



#### Saumon

De petites quantités de Saumon sont élevées sur le littoral de la Normandie. Né en eau douce, élevé en mer, le Saumon est un majestueux poisson migrateur.

- Poids : 2 à 5 kg.
- Durée d'élevage : 24 mois.
- Type d'élevage : cages flottantes en Normandie



## **Annexe 6 : Liste des principaux produits de la pêche salés, fumés et/ou marinés – AFSSA – Saisine n°2007-SA-0379**

Les produits de la pêche à tonnage important et/ou à fort impact économique sont précédés du signe ➤ et ceux à tonnage faible sont précédés du signe •. Les produits indiqués en italique ne présentent pas de risque *Anisakis* car soit leur transformation permet de tuer les larves, soit ils sont consommés après cuisson.

### **Produits de la pêche salés**

- *Filet de morue salé dans du sel sec et séché (car produit très salé)*
- Œufs et gonades de poissons salés au sel sec ou dans une saumure, parfois séchés, fumés, ...
- Filet de hareng salé dans du sel sec
- Hareng braillé : entier salé
- Sardine entière salée dans du sel sec (importation Espagne)
- Morue : filet salé au sel sec

### **Produits de la pêche salés et fumés**

- Harengs :
  - Filet doux : fileté, salé dans une saumure, fumé à froid
  - Filet traditionnel : salé dans du sel sec, fumé à froid, fileté
  - Hareng saur : entier salé dans du sel sec, fumé à froid
  - Bouffis : entier non éviscéré, salé dans une saumure, fumé à froid
  - Kippers : éviscéré par le dos, salé dans une saumure, fumé à froid
  - Rogues/Laitance : gonades salées au sel sec ou dans saumure saturée, fumées à froid
- Saumon et truite : filet salé au sel sec ou dans une saumure, fumé à froid
- *Saumon : pavé salé dans une saumure, fumé à chaud*
- *Anguille : éviscérée, salée au sel sec ou parfois dans une saumure, fumée à chaud*
- Flétan : filet salé au sel sec ou dans une saumure, fumé à froid
- Eglefin (haddock) : filet salé dans une saumure, fumé à froid
- Sprat : salé au sel sec ou en saumure, fumé à froid
- Thon, Marlin, Espadon : pavé ou filet salé dans une saumure, fumé à froid
- *Maquereau : filet salé dans une saumure, fumé à chaud*
- Lieu noir : filet salé au sel sec et gardé dans une saumure, fumé à froid

### **Produits de la pêche marinés**

- Rollmops : hareng éviscéré, étêté ou en filet, mariné dans un mélange de vinaigre, d'eau et d'aromates
- Anchois : filet mariné dans un mélange de vinaigre, d'eau et d'aromates

### **Produits de la pêche fumés**

- *Truite : entière, de petite taille, éviscérée, fumée à chaud*
- Sardine : entière, fumée à froid

## **BIBLIOGRAPHIE**

- (1) ANSES. Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments, *Diphylobothrium latum* ; 2012.
- (2) CDC. *Diphylobothrium latum*. <https://www.cdc.gov/parasites/diphyllobothrium/>, consulté le 19 avril 2017.
- (3) CDC. *Clonorchis sinensis*. <https://www.cdc.gov/parasites/clonorchis/>, consulté le 19 avril 2017.
- (4) Dictionnaire de l'Académie Nationale de Pharmacie. <http://dictionnaire.acadpharm.org/w/Anisakis>, consulté le 5 avril 2017.
- (5) Euzéby J. Grand dictionnaire illustré de parasitologie médicale et vétérinaire. Paris : Lavoisier éditeurs ; 2008. p33-6.
- (6) Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematodes parasites of vertebrates : Archival volume 1<sup>ère</sup> éd. CABI ; 2009.
- (7) WORMS - World Register of Marine Species. Editorial Board (2017) <http://www.marinespecies.org>, consulté le 28 février 2017.
- (8) AFSSA – Magnaval JF, Paugam A. Fiche de description de danger transmissible par les aliments : *Anisakis spp.*, *Pseudoterranova spp.* 2006 : 1-4.
- (9) Huang W, Bussiéras J. Anisakidés et Anisakidoses humaines. Ann Parasitol Hum Comp. 1988 ; 63 (2) : 119-32.
- (10) ANOFEL. Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. 5<sup>ème</sup> éd. Elsevier Masson ; 2016
- (11) Kuhn T, Münster J, Klimpel S. Anisakidae (*Anisakis simplex*, *Pseudoterranova decipiens*, *Hysterothylacium*, etc.). Heinz Mehlhorn editor. Encyclopedia of Parasitology. Berlin : Springer : 2016. p139-44.
- (12) Kuhn T, Cunze S, Kochmann J, Klimpel S. Environmental variables and definitive host distribution : a habitat suitability modelling for endohelminth parasites in the marine realm. Sci Rep. 2016 ; 6 (30246) : 1-14

- (13) Fontenelle G, Knoff M, Felizardo N.N., Torres E.J., Matos E.R., Gomes D.G., *et al.* Anisakid larve parasiting *Plagioscion squamosissimus* in Marajo Bay and Tapajos River, state of Para, Brazil. J. Vet. Parasitol. 2010 ; 25 (4) : 492-6.
- (14) Ichalal K, Ramdane Z, Ider D, Kacher M, Iguerouada M, Trilles J-P. Nematodes parasitizing *Trachurus trachurus* (L.) and *Boops boops* (L.) from Algeria. Parasitol Res. 2015 ; 114 : 4059-68.
- (15) Eldin de Pécoulas P, Paugam A, Bourée P. Anisakiose et allergie : une association morbide négligée ? Revue Francophone des laboratoires. 2014 ; 464 : 89-95.
- (16) CDC. Parasites-Anisakiasis. [www.cdc.gov/parasites/anisakiasis](http://www.cdc.gov/parasites/anisakiasis), consulté le 9 décembre 2016
- (17) Parasite Project. Vidéo Anisakis Life Cycle. <http://parasite-project.eu/outcomes>, consulté le 6 avril 2016
- (18) Hernández-Orts J.S., Aznar F.J., Blasco-Costa I, García N.A., Vállora-Montero M, Crespo E.A., *et al.* Description, microhabitat selection and infection patterns of sealworm larvae (*Pseudoterranova decipiens* species complex, nematoda : ascaridoidea) in fishes from Patagonia, Argentina. Parasit Vectors. 2013 ; 252 (6) : 1-15.
- (19) Food and Environmental Parasitology Network - Measures L. *Pseudoterranova* spp. <http://www.fepn.net/styled-11/styled-14/index.html>, consulté le 21 avril 2017.
- (20) McClelland G. The trouble with sealworms (*Pseudoterranova decipiens* species complex, Nematoda) : a review. Parasitology. 2002 ; 124 (7) : 183-203.
- (21) Klimpel S, Palm HW, Anisakid nematode (Ascaridoidea) life cycles and distribution : increasing zoonotic potential in the time of climate change ? Heinz Mehlhorn editor. Progress in Parasitology. Berlin. Springer Science & Business Media. 2011. p.201-22.
- (22) Martins M.L., Onaka E.M., Fenerick J. Larval *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) in *Hoplias malabaricus* and *Hoplerhythrinus unitaeniatus* (Osteichthyes: Erythrinidae) of economic importance in occidental marshlands of Maranhao, Brazil. Veterinary Parasitology. 2005 ; 127 : 51-9.
- (23) Kanarek G, Bohdanowicz J. Larval *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) in the Great Cormorant [*Phalacrocorax carbo* (L., 1758)] from north-eastern Poland : A morphological and morphometric analysis. Veterinary Parasitology. 2009 ; 166 : 90-7.

- (24) Bartlett C.M. Morphogenesis of *Contracaecum rudolphii* (Nematoda : Ascaridoidea), a parasite of fish eating birds, in its copepod precursor and fish intermediate hosts. 1996 ; 4 : 367-76.
- (25) Kuhn T, Münster J, Klimpel S. *Contracaecum*. Encyclopedia of Parasitology. Berlin : Springer ; 2016. p 580.
- (26) Salati F, Meloni M, Cau M, Angelucci G. Presence of *Contracaecum spp.* in teleosts cultured and fished in Sardinia. Veterinary Parasitology. 2013 ; 196 : 382-7.
- (27) Koie M, Fagerhom H-P. The life cycle of *Contracaecum osculatum* (Rudolphi, 1802) sensu stricto (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae) in view of experimental infections. Parasitol Res. 1995 ; 81 : 481-9.
- (28) Gonzalez L. The life of *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda : Anisakidae) in Chilean marine farms. Aquaculture. 1998 ; 162 (3-4) : 173-86.
- (29) Navone G.T., Sardella N.H., Timi J.T., Larvae and adults of *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) (Nematoda : Anisakidae) in fishes and crustaceans in the South West Atlantic. Parasite journal. 1998 ; (5) : 127-36.
- (30) Lopes L, Pimpao D.M., Takemoto R.M., Malta J, Varella A. *Hysterothylacium* larvae (Nematoda, Anisakidae) in the freshwater mussel *Diplodon suavidicus* (Lea, 1856) (Mollusca, Unioniformes, Hyriidae) in Aripuanã River, Amazon, Brazil. Journal of Invertebrate Pathology. 2011 ; 106 : 357-9.
- (31) Knoff M, Felizardo N.N, Iniguez A.M., Maldonado A, Torres E.J., Pinto R.M., *et al.* Genetic and morphological characterisation of a new species of the genus *Hysterothylacium* (Nematoda) from *Paralichthys isosceles* Jordan, 1980 (Pisces : Teleostei) of the Neotropical Region, state of Rio de Janeiro, Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2012 ; 107 (2) : 186-93
- (32) Klimpel S, Rückert S. Life cycle strategy of *Hysterothylacium aduncum* to become the most abundant anisakid fish nematode in the North Sea. Parasitol Res. 2005 ; 97 (2) : 141-9.
- (33) Berland B. Biology of *Hysterothylacium* species. Parasitology International (Suppl.) : Symposium - E-2. Global Aspects of Anisakidosis. 1998 ; 47 : 23-48
- (34) Kjøie M. Aspects of the life cycle and morphology of *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). Revue canadienne de zoologie. 1993 ; 71 (7) : 1289-96
- (35) Klimpel S, Kleinertz S, Hanel R, Rückert S. Genetic variability in *Hysterothylacium aduncum*, a raphidascaiid nematode isolated from sprat (*Sprattus sprattus*) of different geographical areas of the northeastern Atlantic. Parasitol Res. 2007 ; 101 :1425-30.

- (36) Boireau P, Guillot J, Polack B, Vallée I, Chermette R. Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. *Revue Française des Laboratoires*. 2002 ; 348 : 71-89.
- (37) Berland B. 16. *Anisakis spp.* In : *Parasites of the Colder Climates*. Akuffo H, Linder E, Ljungström I, Wahlgren M. London : Taylor & Francis ; 2009. p.161-8.
- (38) Augry S. Données actuelles sur les Anisakidés et l'Anisakidose. Th D Vét, Nantes ; 2012. p.34.
- (39) Buchmann K, Mehrdana F. Effects of anisakid nematodes *Anisakis simplex (sl)*, *Pseudoterranova decipiens (sl)* and *Contracaecum osculatum (sl)* on fish and consumer health. *Food and Waterborne Parasitology*. 2016 ; 4 : 13-22.
- (40) Bourée P, Paugman A, Petithory JC. Anisakidosis : report of 25 cases and review of the literature. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*. 1995 ; 18 : 75-84.
- (41) ANSES. Fiche de description de danger biologique transmissible par les aliments : *Anisakis spp.*, *Pseudoterranova spp.* 2011 : 1-4.
- (42) Vaillant V, De Valk H, Baron E. Morbidité et mortalité dues aux maladies infectieuses d'origine alimentaire en France. *INVS*. 2004 : 149-151
- (43) Armentia A, Martin-Gil FJ, Pascual C, Martin-Esteban M, Callejo A, Martinez C. *Anisakis simplex* allergy after eating chicken meat. *J Invest Allergol Clin Immunol*. 2006 ; 258-63.
- (44) Pravettoni V, Primavesi L, Piantanida M. *Anisakis simplex* : current knowledge. *Eur Ann Allergy Clin Immunol*. 2012 ; 44 (4) :150-6
- (45) Ivanovic J, Baltic M.Z, Boskovic M, Kilibarda N, Dokmanovic M, Markovic R, *et al.* *Anisakis* infection and allergy in humans. *Procedia Food Science*. 2015 ; 5 : 1001-4.
- (46) Audicana M.T., Kennedy M.W. *Anisakis simplex* : from obscure infectious worm to inducer of immune hypersensitivity. *Clin Microbio Rev*. 2008 ; 21 (2) : 360-79.
- (47) Daschner A, Cuéllar C, Rodero M. The *Anisakis* allergy debate : does an evolutionary approach help ? *Trends in Parasitology*. 2012 ; 28 (1) : 9-15
- (48) Petithory JC. Actualités sur l'anisakidose. *Revue francophone des laboratoires*. 2008 ; 38 (399) : 87-93.
- (49) Cavallero S, Scribano D, D'Amelio S. First case report of invasive pseudoterranoviasis in Italy. *Parasitology international*. 2016 ; 65 (5) : 488-90.

- (50) InVS. Le Point épidémiologique. Surveillance sanitaire en Midi-Pyrénées. Point hebdomadaire n°428. Semaine 26. [invs.santepubliquefrance.fr/content/download/91476/333721/.../pe\\_mp\\_040714.pdf](https://invs.santepubliquefrance.fr/content/download/91476/333721/.../pe_mp_040714.pdf), consulté le 12 mars 2017.
- (51) Shamsi S. Recent advances in our knowledge of Australian anisakid nematodes. *International Journal for Parasitology : Parasites and Wildlife*. 2014 ; 3 (2) : 178-87.
- (52) Petithory JC, Rousseau M, Siodlak F. Données séroépidémiologiques sur l'anisakiase : conséquences prophylactiques pour les produits de la pêche. *Bull Acad Natle Méd*. 1991 ; 175 : 273-9.
- (53) Petithory JC. Données nouvelles sur l'anisakidose. *Bull Acad Natle Méd*. 2007 ; 191 (1) : 53-66.
- (54) Hubert B, Belvèze H, Bacou J. L'anisakiase en France (1985-1987). *Bull Epidemiol Hebdom*. 1987 ; 48 : 189-91.
- (55) Hubert B, Belvèze H, Bacou J. Epidemiology of human anisakiasis : incidence and sources in France. *Am J Trop Hyg*. 1989 ; 40 (3) : 301-3.
- (56) Chord-Auger S, Miegerville M, Le Pape P. L'Anisakiase dans la région nantaise de l'étal du poissonnier au cabinet du médecin. *Parasite*. 1995 ; 2 (4) : 395-400.
- (57) Dupouy-Camet J, Touabet-Azouzi N, Fréal E, Van Cauteren D, Yera H, Moneret-Vautrin A. Incidence de l'Anisakidose en France. Enquête rétrospective 2010-2014. *Bull Epidémiol Hebd*. 2016 ; 5-6 : 64-70.
- (58) Just P.A., Méatchi T, Elouaret Y, Badoual C. L'anisakidose : une zoonose au goût du jour. *Gastroentérologie Clinique et Biologique*. 2008 ; 32 (8-9) : 782-4.
- (59) Dupouy-Camet J, Gay M, Bourgau O, Nouchi A, Leger E, Dei-Cas E. L'atteinte oesophagienne : une complication rare de l'anisakidose à *Pseudoterranova*. *La Presse Médicale*. 2013 ; 43 (1) : 81-3.
- (60) Seesao Y. Caractérisation des Anisakidae dans les poissons marins : développement d'une méthode d'identification par séquençage à haut-débit et étude de prévalence. Th Doctorat, Lille 2 ; 2015.
- (61) Smith J.W., Wooten R. *Anisakis* and anisakiasis. *Adv Parasitol*. 1978 ; 16 : 93-163.
- (62) Klimpel S, Palm H, Rückert S, Piatkowski U. The life cycle of *Anisakis simplex* in the Norwegian Deep (northern North Sea). *Parasitol Res*. 2004 ; 94 (1) : 1-9.

- (63) Uspenskaya A.V. Parasite fauna of benthic crustaceans of Barents Sea. Moscow and Leningrad : Izdatel'stvo Akad Nauk SSSR ; 1963.
- (64) Gregori M, Roura A, Abollo E, Gonzalez A.F., Pascual S. *Anisakis simplex* complex (Nematoda : Anisakidae) in zooplankton communities from temperate NE Atlantic waters. J Nat Hist. 2014 ; 49 : 755-73.
- (65) Oshima T, Shimazu T, Koyama H, Akahane H. On the larvae of the genus *Anisakis* (Nematoda : Anisakinae) from the euphausiids. J Parasitol. 1969 ; 18 : 241-8.
- (66) Smith J.W. Larval *Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809, det. Krabbe, 1878) and larval *Hysterothylacium* sp. (Nematoda : Ascaridoidea) in euphausiids (Crustacea : Malacostraca) in the North-East Atlantic and northern North Sea. J Helminthol. 1983 ; 57 : 167-77.
- (67) Hays R, Measures L.N., Huot J. Euphausiids as intermediate hosts of *Anisakis simplex* in the St. Lawrence estuary. Can J Zool. 1998 ; 76 : 1226-35.
- (68) Smith J.W., Snyder J.M. New locality records for third-stage larvae of *Anisakis simplex* (sensu lato) (Nematoda : Ascaridoidea) in euphausiids *Euphausia pacifica* and *Thysanoessa raschii* from Prince William Sound, Alaska. Parasitol Res. 2005 ; 97 : 539-42.
- (69) Smith J.W. *Thysanoessa inermis* and *T. Longicaudata* (Euphausiidae) as first intermediate hosts of *Anisakis* sp. (Nematoda : Ascaridata) in the Northern North Sea, to the North of Scotland and at Faroe. Nature. 1971 ; 234 : 478.
- (70) Lindley J.A. Continuous Plankton Records : The Distribution of the Euphausiacea (Crustacea : Malacostraca) in the North Atlantic and the North Sea, 1966-1967. J Biogeogr. 1977 ; 4 : 121-33.
- (71) Shimazu T. Some helminth parasites of marine planktonic invertebrates. J Naganoken Jun. 1982 ; 32 : 11-29.
- (72) Shimazu T, Akahane H, Koyama H, Oshima T. Further observations on *Anisakis* sp. larvae (type 1) from the euphausiid crustaceans, and especially on *Euphausia pacifica* as a new intermediate host. J Parasitol. 1970 ; 19 : 338.
- (73) Shimazu T, Oshima T. Some larval nematodes from euphausiid crustaceans. In: Takenouti AY, editor. Biological oceanography of the northern north Pacific Ocean. Tokyo : Idemitsu Shoten ; 1972. p. 403-9.
- (74) Kagei N. Studies on anisakid Nematoda (Anisakinae). IV. Survey of *Anisakis* larvae on the marine Crustacea. Bull Inst publ Hlth Tokyo. 1974 ; 23 : 65-71.

- (75) Kagei N. Euphausiids and their parasites (I). Geiken Tsushin. 1979 ; 328 : 53-62.
- (76) Hurst R.J. Marine invertebrate hosts of New Zealand Anisakidae (Nematoda). NZ J Mar Freshw Res. 1984 ; 18 : 187-96.
- (77) Gómez-Gutiérrez J, Robinson C.J., Kawaguchi S, Nicol S. Parasite diversity of *Nyctiphanes simplex* and *Nematoscelis difficilis* (Crustacea : Euphausiacea) along the northwestern coast of Mexico. Dis Aquat Organ. 2010 ; 88 : 249-66.
- (78) Perdiguero-Alonso D, Montero F. E., Raga J. A., Kostadinova A. Composition and structure of the parasite faunas of cod, *Gadus morhua* L. (Teleostei : Gadidae), in the North East Atlantic. Parasit Vectors. 2008 ; 1 (1) : 23.
- (79) Makings P. *Mesopodopsis slabberi* (Mysidacea) at Millport, W Scotland, with the parasitic nematode *Anisakis simplex*. Crustaceana. 1981 ; 41 : 31-12.
- (80) Walter E.D., Popova T.I. On the role played by the polychaete *Lepidonotus squamatus* (L.) in the life of *Anisakis*. Tr Belomorsk Biol Stantsii Mosk Gos Univ 4 ; 1974 : 177-82.
- (81) Peoples R.C. A review of the helminth parasites using polychaetes as hosts. Parasitol Res. 2013 ; 112 (10) : 3409-21.
- (82) Reimer L.W., Berger C, Heuer B, Lainka H, Rosenthal I, Scharnweber I. On the distribution of larvae of helminths in planktonic animals of the North Sea. Parazitologia. 1971 ; 5 : 542-50.
- (83) Popova T.I., Mozgovoy A.A., Dmitrenko M.A. On the study of the biology of Ascaridata of animals of the White Sea. Tr Gel'mintologicheskoi Lab Akad Nauk SSSR. 1964 ; 14 : 163-9.
- (84) Valter E.D. Infection of White Sea fishes and polychaetes with *Contraecaecum aduncum* (Rudolphi 1802) Baylis, 1920. Tr Belomorsk Biol Stantsii Mosk Gos Univ 3. 1970 : 106-12.
- (85) Kjøie M. Aspects of the life cycle and morphology of *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). Can J Zool. 1993 ; 71 : 1289-96.
- (86) Ma H. W., Jiang T. J., Quan F. S., Chen X. G., Wang H. D., Zhang Y. S., *et al.* The infection status of anisakid larvae in marine fish and cephalopods from the Bohai Sea, China and their taxonomical consideration. Korean J. Parasitol. 1997 ; 35 (1) : 19-24.
- (87) Abollo E, Gestal C, Pascual S. *Anisakis* infestation in marine fish and cephalopods from Galician waters : an updated perspective. Parasitol. Res. 2001 ; 87 (6) : 492-9.

- (88) Pico-Duran G, Pulleiro-Potel L, Abollo E, Pascual S, Munoz P. Molecular identification of *Anisakis* and *Hysterothylacium* larvae in commercial cephalopods from the Spanish Mediterranean coast. *Vet Parasitol.* 2016 ; 220 : 47-53.
- (89) Serracca L, Cencetti E, Battistini R, Rossini I, Prearo M, Pavoletti E, *et al.* Survey on the presence of *Anisakis* and *Hysterothylacium* larvae in fishes and squids caught in Ligurian Sea. *Vet Parasitol.* 2013 ; 196 : 547-51.
- (90) Angelucci G, Meloni M, Merella P, Sardu F, Madeddu S, Marrosu R, *et al.* Prevalence of *Anisakis spp.* and *Hysterothylacium spp.* larvae in teleosts and cephalopods sampled from waters off Sardinia. *J. Food Prot.* 2011 ; 74 : 1796-75.
- (91) Petric M, Mladineo I, Sifner S.K. Insight into the short-finned squid *Illex coindetii* (Cephalopoda : Ommastrephidae) feeding ecology : is there a link between helminth parasites and food composition ? *J. Parasitol.* 2011 ; 97 : 55-62.
- (92) Takahara H, Sakurai Y. Infection of the Japanese common squid, *Todares pacificus* (Cephalopoda : Ommastrephidae) by larval anisakid nematodes. *Fisheries Research.* 2010 ; 106 (2) : 156-9.
- (93) Costa A, Cammilleri G, Graci S, Buscemi M.D., Vazzana M, Principato D, *et al.* Survey on the presence of *A.simplex s.s.* and *A.pegreffii* hybrid forms in Central-Western Mediterranean Sea. *Parasitol Int.* 2016 ; 65 (6) : 696-701.
- (94) Cho S.H., Lee S.E., Park O.H., Na B.K., Sohn W.M. Larval anisakid infections in marine fish from three sea areas of the Republic of Korea. *Korean J. Parasitol.* 2012 ; 50 (4) : 295-99.
- (95) Timi J.T, Paoletti M, Cimmaruta R, Lanfranchi A.L., Alarcos A.J., Garbin L, *et al.* Molecular identification, morphological characterization and new insights into the ecology of larval *Pseudoterranova cattani* in fishes from the Argentine coast with its differentiation from the Antarctic species, *P.decipiens sp.E* (Nematoda : Anisakidae). *Veterinary Parasitology.* 2014 ; 199 : 59-72.
- (96) Zhao W-T, Lü L, Chen H-X, Yang Y, Zhang L-P, Li L. Ascaridoid parasites infecting in the frequently consumed marine fishes in the coastal area of China : A preliminary investigation. *Parasitology International.* 2016 ; 65 : 87-98.
- (97) Nacari L. A., Oliva M. E. Metazoan parasites of deep-sea fishes from the South Eastern Pacific : Exploring the role of ecology and host phylogeny. *Deep-Sea Research.* 2016 ; 115 : 123-30.

- (98) Flores V, Semenas L, Rauqye C, Vega R, Fernandez V, Lattuca M. Macroparasites of silversides (Atherinopsidae : *Odontesthes*) in Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 2016 ; 87 : 919-27.
- (99) Mateu P, Montero F. E., Carrason M. Geographical variation in metazoan parasites of the deep-sea fish *Bathypterois mediterraneus* Bauchot, 1962 (Osteichthyes : Ipnopidae) from the Western Mediterranean. *Deep-Sea Research*. 2014 ; 87 : 24-9.
- (100) Shamsi S, Ghadam M, Suthar J, Mousavi H. E., Soltani M, Mirzargar S. Occurrence of ascaridoid nematodes in selected edible fish from the Persian Gulf and description of *Hysterothylacium* larval type XV and *Hysterothylacium persicum* n. sp. (Nematoda : Raphidascarididae). *International Journal of Food Microbiology*. 2016 ; 236 : 65-73.
- (101) Jabbar A, Fong R. W. J., Kok K. X., Lopata A. L., Gasser R. B., Beveridge I. Molecular characterization of anisakid nematode larvae from 13 species of fish from Western Australia. *International Journal of Food Microbiology*. 2013 ; 161 : 247-53.
- (102) Bao M, Roura A, Mota M, Nachon D.J., Antunes C, Cobo F, *et al.* Macroparasites of allis shad (*Alosa alosa*) and twaite shad (*Alosa fallax*) of the Western Iberian Peninsula Rivers : ecological, phylogenetic and zoonotic insights. *Parasitol Res*. 2015 ; 114 : 3721-39.
- (103) Bao M, Garci M.E., Antonio J.M., Pascual S. First report of *Anisakis simplex* (Nematoda, Anisakidae) in the sea lamprey (*Petromyzon marinus*). *Food Control*. 2013 ; 33 : 81-6.
- (104) Levsen A, Lunestad B. T. *Anisakis simplex* third stage larvae in Norwegian spring spawning herring (*Clupea harengus* L.), with emphasis on larval distribution in the flesh. *Veterinary Parasitology*. 2010 ; 171 : 247-53.
- (105) Shih H-H, Ku C-C, Wang C-S. *Anisakis simplex* (Nematoda : Anisakidae) third-stage larval infections of marine cage cultured cobia, *Rachycentron canadum* L., in Taiwan. *Veterinary Parasitology*. 2010 ; 171 : 277-85.
- (106) Pulleiro-Potel L, Barcala E, Mayo-Hernandez E, Munoz P. Survey of anisakids in commercial teleosts from the western Mediterranean Sea : Infection rates and possible effects of environmental and ecological factors. *Food Control*. 2015 ; 55 : 12-7.
- (107) Cavallero S, Magnabosco C, Civettini M, Boffo L, Mingarelli G, Buratti P, *et al.* Survey of *Anisakis* sp. and *Hysterothylacium* sp. in sardines and anchovies from the North Adriatic Sea. *International Journal of Food Microbiology*. 2015 ; 200 : 18-21.
- (108) Piras M.C., Tedde T, Garippa G, Virgilio S, Sanna D, Farjallah S, *et al.* Molecular and epidemiological data on *Anisakis* spp. (Nematoda : Anisakidae) in commercial fish caught off northern Sardinia (western Mediterranean Sea). *Veterinary Parasitology*. 2014 ; 203 : 237-40.

- (109) Chaligiannis I, Lalle M, Pozio E, Sotiraki S. Anisakidae infection in fish of the Aegean Sea. *Vet Parasitol.* 2012 ; 184 (2-4) : 362-6.
- (110) Shamsi S, Eisenbarth A, Saptarshi S, Beveridge I, Gasser B. R., Lopata A. L. Occurrence and abundance of anisakid nematode larvae in five species of fish from southern Australian waters. *Parasitol Res.* 2011 ; 108 : 927-34.
- (111) Gazzonis A. L., Cavallero S, Zanzani S. A., Olivieri E, Malandra R, Ranghieri V, *et al.* *Anisakis sp.* And *Hysterothylacium sp.* Larvae in anchovies (*Engraulis encrasicolus*) and chub mackerel (*Scomber colias*) in the Mediterranean Sea : Molecular identification and risk factors. *Food Control.* 2017 ; 80 : 366-73.
- (112) Guardone L, Nucera D, Pergola V, Costanzo F, Costa E, Tinacci L, *et al.* Visceral larvae as a predictive index of the overall level of fish batch infection in European anchovies (*Engraulis encrasicolus*) : A rapid procedure for Food Business Operators to assess marketability. *International Journal of Food Microbiology.* 2017 ; 250 : 12-8.
- (113) Cipriani P, Smaldone G, Acerra V, D'Angelo L, Anastasio A, Bellisario B, *et al.* Genetic identification and distribution of the parasitic larvae of *Anisakis pegreffii* and *Anisakis simplex* (ss) in European hake *Merluccius merluccius* from the Tyrrhenien Sea and Spanish Atlantic coast : Implications for food safety. *International Journal of food Microbiology.* 2015 ; 198 : 1-8.
- (114) Serracca L, Battistini R, Rossini I, Carducci A, Verani M, Prearo M, *et al.* Food safety considerations in relation to *Anisakis pegreffii* in anchovies (*Engraulis encrasicolus*) and sardines (*Sardina pilchardus*) fished off the Ligurian Coast (Cinque Terre National Park, NW Mediterranean). *International Journal of Food Microbiology.* 2014 ; 190 : 79-83.
- (115) Mladineo I, Simat V, Miletic J, Beck R, Poljak V. Molecular identification and population dynamic of *Anisakis pegreffii* (Nematoda : Anisakidae Dujardin, 1845) isolated from the European anchovy (*Engraulis encrasicolus* L.) in the Adriatic Sea. *International Journal of Food Microbiology.* 2012 ; 157 : 224-9.
- (116) Pufall E.L., Jones-Bitton A, McEwen S.A., Brown T.M., Edge V.L., Rokicki J, *et al.* Prevalence of zoonotic anisakid nematodes in inuit-harvested fish and mammals from the eastern Canadian arctic. *Foodborne Pathog Dis.* 2012 ; 9 (11) : 1002-9.
- (117) Jeon C-H, Setyobudi E, Kim J-H. Occurrence and molecular identification of anisakid nematodes isolated from Pacific cod (*Gadus macrocephalus*) caught off Korea. *Food Control.* 2016 ; 69 : 100-7.

- (118) Mehrdana F, Bahloul Q.Z.M., Skov J, Marana M.H., Sindberg D, Mundeling M. Occurrence of zoonotic nematodes *Pseudoterranova decipiens*, *Contracaecum osculatatum* and *Anisakis simplex* in cod (*Gadus morhua*) from the Baltic Sea. *Veterinary Parasitology*. 2014 ; 205 : 581-7.
- (119) Münster J, Klimpel S, Fock H.O., MacKenzie K, Kuhn T. Parasites as biological tags to track an ontogenetic shift in the feeding behaviour of *Gadus morhua* off West and East Greenland. *Parasitol Res*. 2015 ; 114 : 2723-33.
- (120) Lunneryd S-G, Boström M. K. Sealworm (*Pseudoterranova decipiens*) infection in grey seals (*Halichoerus grypus*), cod (*Gadus morhua*) and shorthorn sculpin (*Myoxocephalus scorpius*) in the Baltic Sea. *Parasitol Res*. 2015 ; 114 : 257-64.
- (121) Hauksson E. The prevalence, abundance and density of *Pseudoterranova* sp. (p) larvae in the flesh of cod (*Gadus morhua*) relative to proximity of grey seal (*Halichoerus grypus*) colonies on the coast off Drangar, Northwest Iceland. *J Mar Biol*. 2001 ; 2011 (Article ID 235832) : 1-8.
- (122) Pekmezci G. Z., Bolukdas C. S., Gurler A. T., Omuk E. E. Occurrence and molecular characterization of *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda : Anisakidae) from *Merlangius merlangus euxinus* and *Trachurus trachurus* off the Turkish coast of Black Sea. *Parasitol Res*. 2013 ; 112 : 1031-7.
- (123) Pekmezci G. Z., Onuk E. E., Bolukbas C. S., Yardimci B, Gurler A. T., Acici M. Molecular identification of *Anisakis* species (Nematoda : Anisakidae) from marine fishes collected in Turkish waters. *Veterinary Parasitology*. 2014 ; 201 : 82-94.
- (124) Llarena-Reino M, Gonzalez A, Vello C, Outeirino L, Pascual S. The accuracy of visual inspection for preventing risk of *Anisakis* spp. infection in unprocessed fish. *Food Control*. 2012 ; 23 : 54-8.
- (125) Dallarés S, Moyà-Alcover C.M., Padros F, Cartes J.E., Montserrat S, Castaneda C, *et al.* The parasite community of *Phycis blennoides* (Brünnich, 1768) from the Balearic Sea in relation to diet, biochemical markers, histopathology and environmental variables. *Deep Sea Research I*. 2016 ; 118 : 84-100.
- (126) Dallarés S, Constenla M, Padros F, Cartes J.E., Solé M, Carrasson M. Parasites of the deep-sea fish *Mora moro* (Risso, 1810) from the NW Mediterranean Sea and relationship with fish diet and enzymatic biomarkers. *Deep-Sea Research I*. 2014 ; 92 : 115-26.
- (127) Mateu P, Nardi V, Fraija-Fernandez N, Mattiucci S, Gil de Sola L, Raga J. A., *et al.* The role of lantern fish (Myctophidae) in the life-cycle of cetacean parasites from western Mediterranean waters. *Deep-Sea Research I*. 2015 ; 95 : 115-21.

- (128) Klimpel S, Wilhelm Busch M, Sutton T, Wilhelm Palm H. Meso- and bathy-pelagic fish parasites at the Mid-Atlantic Ridge (MAR) : Low host specificity and restricted parasite diversity. *Deep-Sea Research*. 2010 ; 157 : 596-603.
- (129) Koinari M, Karl S, Elliot A, Ryan U, Lymbery A. J. Identification of *Anisakis* species (Nematoda : Anisakidae) in marine fish hosts from Papua New Guinea. *Veterinary Parasitology*. 2013 ; 193 : 126-33.
- (130) Braicovich P.E., Luque J.L., Timi J.T. Geographical patterns of parasite infracommunities in the rough scad, *Trachurus lathami* Nichols, in the Southwestern Atlantic ocean. 2012 ; 98 (4) : 768-77.
- (131) Vasconcelos J, Hermida M, Saraiva A, Gonzalez J.A., Gordo L.S. The use of parasites as biological tags for stock identification of blue jack mackerel, *Trachurus picturatus*, in the North-eastern Atlantic. *Fisheries Research*. 2017 ; 193 :1-6.
- (132) Feki M, Châari M, Neifar L, Boudaya L. Spatial variability of helminth parasites to recognize the discrimination of juvenile and young adult areas of horse mackerel, *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) off the coast of Tunisia. *Fisheries Research*. 2016 ; 183 : 318-25.
- (133) Gutiérrez-Galindo J.F., Osanz-Mur A.C., Mora-Ventura M.T. Occurrence and infection dynamics of anisakid larvae in *Scomber scombrus*, *Trachurus trachurus*, *Sardina pilchardus*, and *Engraulis encrasicolus* from Tarragona (NE Spain). *Food Control*. 2010 ; 21 : 1550-5.
- (134) Mattiucci S, Cipriani P, Paoletti M, Nardi V, Santoro M, Bellisario B, *et al.* Temporal stability of parasite distribution and genetic variability values of *Contracaecum osculatum* sp. D and *C. osculatum* sp. E (Nematoda : Anisakidae) from fish of the Ross Sea (Antarctica). *International Journal for Parasitology : Parasites and Wildlife*. 2015 ; 4 : 356-67.
- (135) Otachi E. O., Körner W, Avenant-Oldwage A, Fellner-Franck C, Jirsa F. Trace elements in sediments, blue spotted tilapia *Oreochromis leucostictus* (Trawavas, 1933) and its parasite *Contracaecum multipapillatum* from Lake Naivasha, Kenya, including a comprehensive health risk analysis. *Environ Sci Pollut Res*. 2014 ; 21 : 7339-49.
- (136) Melo M.F.C, Dos Santos E.G.N, Giese E.G, Dos Santos J.N., Santos C.P. Parasites of *Satanoperca jurupari* (Osteichthyes : Cichlidae) from Brazil. *Parasitol Res*. 2012 ; 110 : 389-94.
- (137) Rossin M. A., Timi J. T. Parasite assemblages of *Nemadactylus bergi* (Pisces : Latridae) : the role of larval stages in the short-scale predictability. *Parasitol Res*. 2010 ; 107 : 1373-9.

- (138) Bernardi C, Gustinelli A, Fioravanti M. L., Caffara M, Mattiucci S, Cattaneo P. Prevalence and mean intensity of *Anisakis simplex* (sensu stricto) in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) from Northeast Atlantic Ocean. International Journal of Food Microbiology. 2011 ; 148 : 55-9.
- (139) Morsy K, Bashtar A-R, Abdel-Ghaffar F, Mehlhorn H, Al Quraishy S, El-Mahdi M. First record of anisakid juveniles (Nematoda) in the European seabass *Dicentrarchus labrax* (family : Moronidae), and their role as bio-indicators of heavy metal pollution. Parasitol Res. 2012 ; 110 : 1131-8.
- (140) Mazhar R, Shazili N. A., Harrison F. S. Comparative study of the metal accumulation in *Hysterothylacium reliquens* (nematode) and *Paraphilometroides nemipteri* (nematode) as compared with their doubly infected host, *Nemipterus peronii* (Notched threadfin bream). Parasitol Res. 2014 ; 113 : 3737-43.
- (141) Kong Q, Fan L, Zhang J, Akao N, Dong K, Lou D, *et al.* Molecular identification of *Anisakis* and *Hysterothylacium* larvae in marine fishes from the East China Sea and Pacific coast of central Japan. International Journal of Food Microbiology. 2015 ; 199 : 1-7.
- (142) Chen H-Y, Shih H-H. Occurrence and prevalence of fish-borne *Anisakis* larvae in the spotted mackerel *Scomber australasicus* from Taiwanese waters. Acta Tropica. 2015 ; 145 : 61-7.
- (143) Chou Y-Y, Wang C-S, Chen H-G, Chen H-Y, Chen S-N, Shih H-H. Parasitism between *Anisakis simplex* (Nematoda : Anisakidae) third-stage larvae and the spotted mackerel *Scomber australasicus* with regard to the application of stock identification. Veterinary Parasitology. 2011 ; 177 : 324-31.
- (144) Bak T-J, Jeon C-H, Kim J-H. Occurrence of anisakid nematode larvae in chub mackerel (*Scomber japonicus*) caught off Korea. International Journal of Food Microbiology. 2014 ; 191 : 149-56.
- (145) Suzuki J, Murata R, Hosaka M, Araki J. Risk factors for human *Anisakis* infection and association between the geographic origins of *Scomber japonicus* and anisakid nematodes. Int J Food. 2010 ; 137 (1) : 88-93.
- (146) Abattouy N, Valero A, Benajiba M.H., Lozano J, Martin-Sanchez J. *Anisakis simplex* s.l parasitization in mackerel (*Scomber japonicus*) caught in the North of Morocco – prevalence and analysis of risk factors. Int J Food Microbiol. 2011 ; 150 (2) : 136-9.
- (147) Madrid E, Gil F, Garcia M, Debenedetti A.L., Trelis M, Fuentes M.V. Potential risk analysis of human anisakiasis through the consumption of mackerel, *Scomber scombrus*, sold at Spanish supermarkets. Food Control. 2016 ; 66 : 300-5.

- (148) Pekmezi G.Z., Occurrence of *Anisakis simplex sensu stricto* in imported Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) represents a risk for Turkish consumers. *Int J Food Microbiol.* 2014 ; 185 : 64-8.
- (149) Dias F.J.E., Clemente S.C.S., Pinto R.M., Knoff M. Anisakidae nematodes and Trypanorhyncha cestodes of hygienic importance infecting the king mackerel *Scomberomorus cavalla* (Osteichthyes : scombridae) in Brazil. *Veterinary Parasitology.* 2011 ; 175 : 351-5.
- (150) Palm H.W., Yulianto I, Theisen S, Rueckert S, Kleinertz S. *Epinephelus fuscoguttatus* mariculture in Indonesia : Implications from fish parasite infections. *Regional Studies in Marine Science.* 2015 ; 2 : 54-70.
- (151) Pérez-del-Olmo A, Morand S, Raga J. A., Kostadinova Aneta. Abundance-variance and abundance-occupancy relationships in a marine host-parasite system : The importance of taxonomy and ecology of transmission. *International Journal for Parasitology.* 2011 ; 41 : 1361-70.
- (152) Keskin E, Koyuncu C. E., Genc E. Molecular identification of *Hysterothylacium aduncum* specimens isolated from commercially important fish species of Eastern Mediterranean sea using mtDNA *cox1* and ITS rDNA gene sequences. *Parasitology International.* 2015 ; 64 : 222-8.
- (153) Hermida M, Mota R, Pacheco C. C., Santos C. L., Cruz C, Saraiva A. Infection levels and diversity of anisakid nematodes in blackspot seabream, *Pagellus bogaraveo*, from ortuguese waters. *Parasitol Res.* 2012 ; 110 : 1919-28.
- (154) Morsy K, Bashtar A-R, Abdel-Ghaffar F, Mostafa N. New host and locality records of two nematode parasites *Dujardinascaris mujibii* (Heterocheilidae) and *Hysterothylacium aduncum* (Anisakidae) from the common seabream *Pagrus pagrus* : a light ans scanning electron microscopic study. *Parasitol Res.* 2013 ; 112 : 807-15.
- (155) Dural M, Genc E, Sangun M.K., Güner Ö. Accumulation of some heavy metals in *Hysterothylacium aduncum* (Nematoda) and its host sea bream, *Sparus aurata* (Sparidae) from North-eastern Mediterranean Sea (Iskenderum Bay). *Environ Monit Assess.* 2011 ; 174 : 147-55.
- (156) Borges J.N., Cunha L.F.G, Santos H.L.C., Monteiro-Neto C, Santos C.P. Morphological and molecular diagnosis of anisakid nematode larvae from cutlassfish (*Trichiurus lepturus*) off the Coast of Rio de Janeiro, Brazil. *PLOS ONE.* 2012 ; 7 (7) : e40447.

- (157) Alarcos A. J., Pereira A. N., Taborda N. L., Luque J. L., Timi J. T. Parasitological evidence of stocks of *Paralichthys isocetes* (Pleuronectiformes : Paralichthyidae) at small and large geographical scales in South American Atlantic coasts. *Fisheries Research*. 2016 ; 173 : 221-8.
- (158) Fonseca M. C., Knoff M, Felizardo N. N., Di Azevedo M. I. N., Lopes Torres E. J., Corrêa Gomes D, *et al.* Intergrative taxonomy of Anisakidae and Raphidascarididae (Nematoda) in *Paralichthys patagonicus* and *Xystreurys rasile* (Pisces : Teleostei) from Brazil. *International Journal of Food Microbiology*. 2016 ; 235 : 113-24.
- (159) Li L, Zhao J-Y, Chen H-X, Ju H-D, An M, Xu Z, *et al.* Survey for the presence of ascaridoid larvae in the cinnamon flounder *Pseudorhombus cinnamoneus* (Temminck & Schlegel) (Pleuronectiformes : Paralichthyidae). *International Journal of Food Microbiology*. 2017 ; 241 : 108-16.
- (160) Setyobudi E, Jeon C-H, Lee C-H, Seong K-B, Him J-H. Occurrence and identification of *Anisakis* spp. (Nematoda : Anisakidae) isolated from chum salmon (*Oncorhynchus keta*) in Korea. *Parasitol Res*. 2011 ; 108 : 585-92.
- (161) Skov J, Mehrdana F, Marana M. H., Bahloul Q. Z. M., Jaafar R. M., Sindberg D, *et al.* Parasite infections of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) from Danish mariculture. *Aquaculture*. 2014 ; 434 : 486-92.
- (162) Haarder Simon, Kania P. W., Buchmann K. Comparative infectivity of three larval nematode species in three different salmonids. *Parasitol Res*. 2013 ; 112 : 2997-3004.
- (163) Akoll P, Konecny R, Mwanja W. W., Nattabi J. K., Agoe C, Schiemer F. Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. *Parasitol Res*. 2012 ; 110 : 315-23.
- (164) Lunneryd S-G, Boström M. K. Sealworm (*Pseudoterranova decipiens*) infection in grey seals (*Halichoerus grypus*), cod (*Gadus morhua*) and shorthorn sculpin (*Myoxocephalus scorpius*) in the Baltic Sea. *Parasitol Res*. 2015 ; 114 : 257-64.
- (165) Klapper R, Kuhn T, Münster J, Levsen A, Karl H, Klimpel S. Anisakid nematodes in beaked redfish (*Sebastes mentella*) from three fishing grounds in the North Atlantic, with special notes on distribution in the fish musculature. *Veterinary Parasitology*. 2015 ; 207 : 72-80.
- (166) Rodriguez-Santiago M.A., Rosales-Casian J.A., Grano-Maldonado M.L. Dynamics of a parasite assemblage of the Vermilion Rockfish *Sebastes miniatus* from northwestern Baja California, México. *Helgol Mar Res*. 2014 ; 68 : 299-306.

- (167) Sequeira V, Serrano Gorlo L, Neves A, Paiva R. B., Cabral H. N., Marques J. F. Macroparasites as biological tags for stock identification of the bluemouth, *Helicolenus dactylopterus* (Delaroche, 1809) in Portuguese waters. *Fisheries Research*. 2010 ; 106 : 321-8.
- (168) Levsen A, Karl H. *Anisakis simplex* (sl) in Grey gurnard (*Eutrigla gurnardus*) from the North Sea : Food safety considerations in relation to fishing ground and distribution in the flesh. *Food Control*. 2014 ; 36 : 15-9.
- (169) Karl H, Levsen A. Occurrence and distribution of anisakid nematodes in Grey gurnard (*Eutrigla gurnardus* L.) from the North Sea. *Food Control*. 2011 ; 22 : 1634-8.
- (170) Lanfranchi A.L., Braicovich P.E., Cantatore D.M.P., Alarcos A.J., Luque J.L., Timi J.T. Ecotonal marine regions – ecotonal parasite communities : helminth assemblages in the convergence of masses of water in the southwestern Atlantic Ocean. *International Journal of Food Parasitology*. 2016 ; 46 : 809-18.
- (171) Mattiucci S, Nascetti G. Advances and trends in the molecular systematics of Anisakid nematodes, with implications for their evolutionary ecology and host-parasite co-evolutionary processes. *Adv Parasitol*. 2008 ; 66 : 47-148.
- (172) Kuzmina T.A., Lyons E.T., Spraker T.R. Anisakids (Nematoda : Anisakidae) from stomachs of northern fur seals (*Callorhinus ursinus*) on St. Paul Island, Alaska : parasitological and pathological analysis. *Parasitol Res*. 2014 ; 113 : 4463-70.
- (173) Mattiucci S, Nascetti G. Genetic diversity and infection levels of anisakid nematodes parasitic in fish and marine mammals from Boreal and Austral hemispheres. *Veterinary Parasitology*. 2007 : 148 ; 43-57.
- (174) D'Amelio S, Mathiopoulos K.D., Santos C.P., Pugachev O.N., Webb S.C., Picanco M., *et al*. 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. *Int. J. Parasitol*. 2000 : 30 ; 223-26.
- (175) Mattiucci S, Nascetti G, Dailey M, Webb S.C., Barros N.B., Cianchi R., *et al*. Evidence for a new species of *Anisakis* Dujardin, 1845 : morphological description and genetic relationships between congeners (Nematoda : Anisakidae). *Syst. Parasitol*. 2005 : 61 ; 157-71.
- (176) Colon-Llavina M.M., Mignucci-Giannoni A.A., Mattiucci S., Paoletti M., Nascetti G., Williams Jr. E.H. Additional records of metazoan parasites from Caribbean marine mammals, including genetically identified anisakid nematodes. *Parasitol. Res*. 2009 : 105 ; 1239-52.

- (177) Iniguez A.M., Santos C.P., Vicente A.C.P. Genetic characterization of *Anisakis typica* and *Anisakis physeteris* from marine mammals and fish from the Atlantic Ocean off Brazil. *Vet. Parasitol.* 2009 ; 165 : 350-56.
- (178) Mattiucci S, Paggi L, Nascetti G, Portes Santos C, Costa G, Di Benedetto A.P., *et al.* Genetic markers in the study of *Anisakis typica* (Diesing, 1860) : larval identification and genetic relationships with other species of *Anisakis* Dujardin, 1845 (Nematoda : Anisakidae). *Syst. Parasitol.* 2002 ; 51 : 159-70.
- (179) Blazekovic K, Pleic I.L., Duras M, Gomercic T, Mladineo I. Three *Anisakis* spp. isolated from toothed whales stranded along the eastern Adriatic Sea coast. *International Journal for Parasitology.* 2015 ; 45 (2015) : 17-31
- (180) Kleinertz S, Hermosilla C, Ziltener A, Kreicker S, Hirzmann J, Abdel-Ghaffar F, *et al.* Gastrointestinal parasites of free-living Indo-Pacific bottlenose dolphins (*Tursiops aduncus*) in the Northern Red Sea, Egypt. *Parasitol Res.* 2014 ; 113 : 1405-15.
- (181) Lehnert K, Seibel H, Hasselmeier I, Wohlsein P, Iversen M, Nielsen N.H., *et al.* Increase in parasite burden and associated pathology in harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) in West Greenland. *Polar Biol.* 2014 ; 37 : 321-31.
- (182) Siebert U, Tolley K, Vikingsson G.A., Olafsdottir D, Lehnert K, Weiss R, *et al.* Pathological findings in harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) from Norwegian and Icelandic waters. *J Comp Pathol.* 2006 ; 134 (2-3) : 134-42.
- (183) Santoro M, Mattiucci S, Paoletti M, Liotta A, Uberti B.D., Galiero G, *et al.* Molecular identification and pathology of *Anisakis pegreffii* (Nematoda : Anisakidae) infection in the Mediterranean loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Veterinary Parasitology.* 2010 ; 174 : 65-71.
- (184) Mattiucci S, Cipriani P, Paoletti M, Levsen A, Nascetti G. Reviewing biodiversity and epidemiological aspects of anisakid nematodes from the North-east Atlantic Ocean. *Journal of Helminthology.* 2017 : *In press* ; 1-18.
- (185) Discover Life. *Anisakis*. <http://www.discoverlife.org/mp/20q?search=Anisakis>, consulté le 15 avril 2017.
- (186) Kuhn T, Garcia-Màrquez J, Klimpel S. Adaptive radiation within marine anisakid nematodes : a zoogeographical modeling of cosmopolitan, zoonotic parasites. *Plos One.* 2011 ; 6 (12) : 1-6

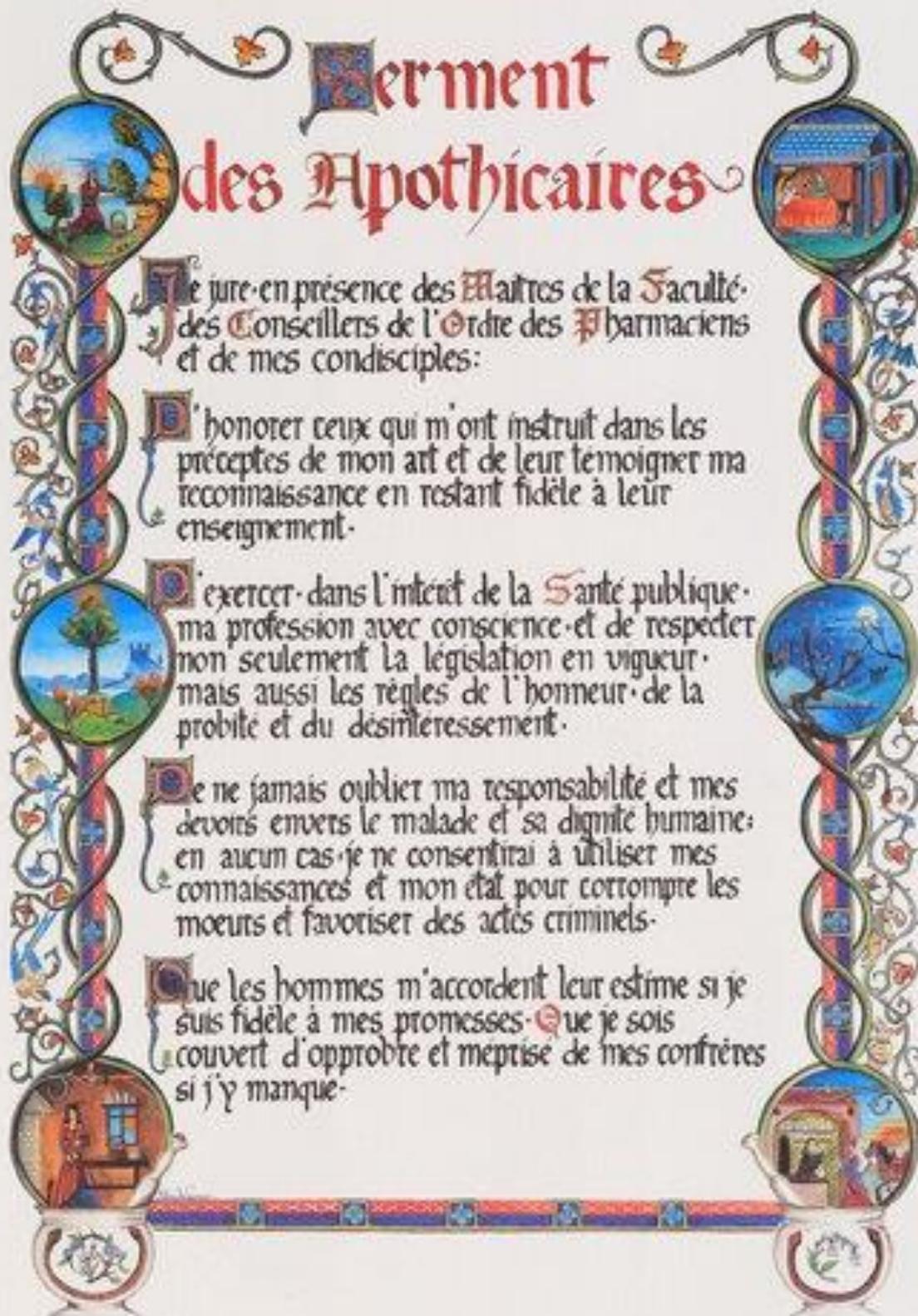
- (187) Mattiucci S, Cimmaruta R, Cipriani P, Abaunza P, Bellisario B, Nascetti G. Integrating *Anisakis* spp. parasites data and host genetic structure in the frame of a holistic approach for stock identification of selected Mediterranean Sea fish species. *Parasitology*. 2015 ; 142 (1) : 1-19.
- (188) Levsen A, Paoletti M, Cipriani P, Nascetti G, Mattiucci S. Species composition and infection dynamics of ascaridoid nematodes in Barents Sea capelin (*Mallotus villosus*) reflecting trophic position of fish host. *Parasitology Research*. 2016 ; 115 : 4281-91.
- (189) AFSSA. Avis de l'Agence française de sécurité sanitaire des aliments relatif à une demande d'évaluation du risque concernant la présence d'anisakidés dans les produits de la pêche et l'extension de la dérogation à l'obligation de congélation assainissante pour les produits de la pêche dont l'alimentation est maîtrisée ainsi que pour certaines espèces de poissons sauvages. Saisine n°2007-SA-0379 du 22 avril 2008.
- (190) Stromnes E, Andersen K. 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. *Parasitol Res*. 1998 ; 84 (4) : 281-5.
- (191) Levsen A, Midthun E. Occurrence and spatial distribution of *Anisakis* sp. three commercially important pelagic fish stocks from the NE Atlantic, with comments on the significance to consumer safety. *Parassitologia*. 2007 ; 49 (2) : 402-3.
- (192) Rokicki J. Effects of climatic changes on anisakid nematodes in polar regions. *Polar Science*. 2009 ; 3 : 197-201.
- (193) Hojgaard D.P. Impact of temperature, salinity and light on hatching of eggs of *Anisakis simplex* (Nematoda, Anisakidae), isolated by a new method, and some remarks on survival of larvae. *Sarsia*. 1998 ;83 : 21-8.
- (194) IFREMER. A quelle profondeur évoluent les espèces marines ? <https://wwz.ifremer.fr/peche/Le-monde-de-la-peche/Les-ressources/ou/Les-profondeurs>, consulté le 15 juillet 2017.
- (195) Klimpel S, Palm H.W., Busch M.W., Kellermanns E., Rückert S. Fish parasites in the Arctic deep-sea : poor diversity in pelagic fish species vs. Heavy parasite load in a demersal fish. *Deep Sea Res. Part Oceanogr Res*. 2006 ; 53 (7) : 1167-81.
- (196) IFREMER. La répartition géographique et bathymétrique. <https://wwz.ifremer.fr/peche/Le-monde-de-la-peche/Les-ressources/ou>, consulté le 20 juillet 2017.

- (197) EFSA - European Food Safety Authority. Scientific Opinion on risk assessment of parasites in fishery products. EFSA Panel on Biological Hazards (BIOHAZ). EFSA Journal. 2010 ; 8 (4) : 1543.
- (198) CIPA – Poissons d’aquaculture. Les espèces élevées. <http://www.poisson-aquaculture.fr/especes-marines-et-nouvelles/les-especes-elevees/>, consulté le 28 août 2017.
- (199) Marty G.D. Anisakid larva in the viscera of a farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). Aquaculture. 2008 ; 279 : 209-10.
- (200) Mo T.A., Gahr A, Hansen H, Hoel E, Oaland O, Poppe T.T. 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 Diseases. 2013 ;37 : 135-40.
- (201) Levsen A, Maage A. Absence of parasitic nematodes in farmed, harvest quality Atlantic salmon (*Salmo salar*) in Norway – Results from a large scale survey. Food Control. 2016 ; 68 : 25-9.
- (202) Skov J., Kania P.W., Olsen M.M., Lauridsen J.H., Buchmann K. Nematode infections of maricultured and wild fishes in Danish waters : a comparative study. Aquaculture. 2009 ; 298 : 24-8.
- (203) Deardorff T.L., Kent M.L. Prevalence of larval *Anisakis simplex* in pen-reared and wild-caught salmon (Salmonidae) from Puget Sound, Washington. J Wildl Dis. 1989 ; 25 : 416-9.
- (204) Bristow G.A., Berland B, A report on some metazoan parasities of wild marine salmon (*Salmo salar* L.) from the west coast of Norway with comments on their actual or particular interactions with farmed salmon. Aquaculture. 1991 ; 98 : 311-8.
- (205) Angot V, Brasseur P. European farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) are safe from anisakid larvae. Aquaculture. 1993 ; 118 : 339-44.
- (206) Lunestad B.T., Absence of nematodes in farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) in Norway. J Food Prot. 2003 ; 66 : 122-4.
- (207) Inoue K, Oshima S.I., Hirata T, Kimura I. Possibility of anisakid larvae infection in farmed salmon. Fisheries Science. 2000 ; 66 (6) : 1049-52.
- (208) Penalver J, Dolores E.M, Munoz P. 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. 2010 ; 73 (7) : 1332-4.

- (209) FAO. Disponibilité alimentaire - Elevage et pêche Equivalent primaire. <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/CL>, consulté le 3 mars 2017.
- (210) FranceAgriMer. Données et bilans : Consommation des produits de la pêche et de l'aquaculture 2016 (juillet 2017). <http://www.franceagrimer.fr/content/download/52763/508694/file/STA-MER-CONSO%202016-juil2017.pdf>, consulté le 10 juillet 2017.
- (211) Gay M, Le Fur B, Bourgau O, Wacogne D, Malle P. Localisation et détection des Anisakidae dans deux espèces de poissons : merlan (*Merlangus merlangius*) et maquereau (*Scomber scombrus*). Bulletin épidémiologique, santé animale et alimentation n°55 : 12-7.
- (212) Fish-parasites. Quelques généralités sur les parasites de poisson. <http://www.fish-parasites.com/accueil/les-parasites/generalites>, consulté le 30 août 2017.
- (213) Brooker A.J., Wootten R, Shinn A.P., Bron J.E. An assessment of the potential for zoonotic parasitic nematode infections arising from the consumption of maricultured Atlantic halibut, *Hippoglossus hippoglossus* (L.), and rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), in Scotland. Food Control. 2016 ; 66 : 198-204.
- (214) Smith J.W., Wooten R. Experimental studies on the migration of *Anisakis* sp. Larvae (Nematoda : Ascaridida) into the flesh of herring, *Clupea harengus* L. Int J Parasitol. 1975 ; 5 (2) : 133-6.
- (215) Karl H, Baumann F, Ostermeyer U, Kuhn T, Klimpel S. *Anisakis simplex* (s.s.) larvae in wild Alaska salmon : no indication of post-mortem migration from viscera into flesh. Dis Aquat Organ. 2011 ; 94 (3) : 201-9.
- (216) Jeon C-H, Kim J-H. Pathogenic potential of two sibling species, *Anisakis simplex* (ss) and *Anisakis pegreffii* (Nematoda : Anisakidae) : *in vitro* and *in vivo* studies. BioMed Res Int. 2015 ; 2015 (Article ID 983656) : 1-9.
- (217) Huang W. 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. 1990 ; 166 (10) : 895-900.
- (218) Petrie A, Wootten R, Bruno D, MacKenzie K, Bron J. A survey of *Anisakis* and *Pseudoterranova* in Scottish fisheries and the efficacy of current detection methods – FSAS Project S14008. Report of Food Standard Agency. 2009
- (219) ENSP - Rennes. Atelier santé-environnement : Evaluation et gestion des risques liés à la présence d'*Anisakis* dans les produits de la pêche. Formation d'ingénieur du génie sanitaire. 2004 : 1-43. [https://documentation.ehesp.fr/memoires/2004/igs\\_ase/06-anisakis.pdf](https://documentation.ehesp.fr/memoires/2004/igs_ase/06-anisakis.pdf), consulté le 15 janvier 2017.

- (220) ARBOR Technologies – Le blog. Les tables de mirage, une solution contre les parasites. <http://le-blog-arbor-technologies.blogspot.fr/2013/08/table-de-mirage.html>, consulté le 9 août 2017.
- (221) Levsen A, Lunestad B.T. Low detection efficiency of candling as a commonly recommended inspection method for nematode larvae in the flesh of pelagic fish. *Journal of Food Protection*. 2005 ; 68 (4) : 828-32.
- (222) Fish-Parasites. Détection des larves d'Anisakidae. 2012. <http://fish-parasites.com/accueil/actions/item/172-developing-optimizing-innovative-approaches-for-the-online-detection-of-anisakidae-larvae>, consulté le 25 juin 2017.
- (223) Adams B.J. Species concepts and the evolutionary paradigm in modern nematology. *J Nematol*. 1998 ; 30 (1) : 1-21.
- (224) Xu X, Sui J, Cao L, Lin H. Direct competitive enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for rapid screening of anisakid larvae in seafood. *J Sci Food Agric*. 2010 ; 90 (5) : 877-81.
- (225) Mossali C, Palermo S, Capra E, Piccolo G, Botti S, Bandi C, *et al*. Sensitive detection and quantification of anisakid parasite residues in food products. *Foodborne Pathogens and Diseases*. 2010 ; 7 (4) : 391-7.
- (226) Angot V, Brasseur P. Les larves d'Anisakidés et leur incidence sur la qualité des poissons et produits de poisson. *Rev Med Vet*. 1995 ; 146 : 791-804.
- (227) FDA - Food and Drug Administration. Processing parameters needed to control pathogens in cold smoked fish. *Journal of Food Science*. 2001 ; 66 (7) supplement.
- (228) FDA - Food and Drug Administration. Fish and Fishery Products Hazards and Controls Guidance. 4e éd. 2011.
- (229) Wharton D.A., Aalders O. The response of Anisakis larvae to freezing. *Journal of Helminthology*. 2002 ; 76 : 363-8.
- (230) Adams A.M., Ton M.N., Wekell M.M., MacKenzie A.P., Dong F.M.. Survival of *Anisakis simplex* in arrowtooth flounder (*Atheresthes stomia*) during frozen storage. *J Food Prot*. 2005 ; 68 (7) : 1441-6.
- (231) Wootten R, Cann D.C. Torry advisory note n°80 : Round Worms in Fish. Ministry of agriculture, Fisheries and Food. 2001.

- (232) Vidaček S, De la Heras C, Solas M.T., Mendizábal A, Rodriguez-Mahillo A, González-Muñoz M, *et al.* *Anisakis simplex* allergens remain active after conventional or microwave heating and pepsin treatments of chilled and frozen L3 larvae. *J Sci Food Agric.* 2009 ; 89, 1997-2002.
- (233) Adams A.M., Miller K, Wekell M, Dong F. Survival of *Anisakis simplex* in Microwave-Processed arrowtooth flounder (*Atheresthes stomias*). *J Food Prot.* 1999 ; 62(4) : 403-9.
- (234) Pôle Aquimer. Le fumage du poisson. <https://www.doc-developpement-durable.org/file/Elevages/charcuterie/FumagesViandesCharcuteries/fumages.pdf>, consulté le 6 janvier 2017.
- (235) Brutti A, Rovere P, Cavallero S, D'Amelio S, Danesi P, Arcangeli G. Inactivation of *Anisakis simplex* larvae in raw fish using high hydrostatic pressure treatments. *Food Control.* 2010 ; 21 : 331-3.
- (236) Knockaert C. Comparaison du salage par injection au mode par immersion sur du hareng fumé de manière traditionnelle et électrostatique. Rapport IFREMER. 2002
- (237) Bécel P, Le Fur B, Wacogne D. Etude des conditions de destruction des larves d'*Anisakis simplex* dans le hareng salé au sel sec destiné à la fabrication de filets de harengs saurs traditionnels. 2005 ; 39 : 1-70.



**L'ISPB – Faculté de Pharmacie de Lyon et l'Université Claude Bernard Lyon 1 n'entendent donner aucune approbation ni improbation aux opinions émises dans les thèses ; ces opinions sont considérées comme propres à leurs auteurs.**

**L'ISPB – Faculté de Pharmacie de Lyon est engagé dans une démarche de lutte contre le plagiat. De ce fait, une sensibilisation des étudiants et encadrants des thèses a été réalisée avec notamment l'incitation à l'utilisation d'une méthode de recherche de similitudes.**

**BOURRET Ludivine**

**Les Anisakidés et l'Anisakidose : Etat des lieux de l'épidémiologie et des connaissances de la population française sur cette parasitose de poisson.**

Th. D. Pharm., Lyon 1, 2017, 206 p.

**RESUME**

Les Anisakidés sont des parasites importants de part leur répartition géographique et leur présence chez des espèces fréquemment consommées par l'Homme. Avec l'augmentation de la consommation de poisson cru ou peu cuit, les risques liés à ces Nématodes ne sont donc pas négligeables. Pourtant, au vu des résultats de l'enquête réalisée par l'auteur auprès du grand public ce risque parasitaire reste encore assez méconnu des consommateurs.

Cette thèse fait une mise au point sur les caractéristiques (morphologie des larves, taxonomie, cycle évolutif...) des principaux genres d'Anisakidés, ainsi que sur les aspects cliniques et épidémiologiques de cette parasitose digestive chez l'Homme.

Les différents hôtes et la répartition géographique des principaux genres d'Anisakidés sont détaillés dans la seconde partie.

Puis les différentes espèces infestées pouvant être des espèces consommées par l'Homme, ainsi que la consommation mondiale, européenne et française de poissons sera l'objet de la troisième partie.

Dans la quatrième partie, l'auteur recense les données actuelles sur la présence et la localisation des larves chez le poisson.

Enfin, les mesures de prophylaxie applicables de la pêche (ou de l'élevage) jusqu'à l'assiette du consommateur sont détaillées dans la dernière partie.

**MOTS CLES**

Anisakis	Poisson
Anisakidose	Parasitose
Nématode	Sécurité alimentaire
Parasite	

**JURY**

Mme AZZOUZ-MAACHE Samira, Maître de Conférences

M. LAWTON Philippe, Professeur

M. BARRAL Guy, Docteur en Pharmacie

Mme GOUDABLE Joëlle, Professeur des Universités et Praticien Hospitalier

**DATE DE SOUTENANCE**

13 décembre 2017

**ADRESSE DE L'AUTEUR**

1700 route de Valence – 26600 MERCUROL