

**Université de POITIERS**  
**Faculté de Médecine et de Pharmacie**

**ANNEE 2022**

**Thèse n°**

**THESE**  
**POUR LE DIPLOME D'ETAT**  
**DE DOCTEUR EN PHARMACIE**  
(arrêté du 17 Juillet 1987)

présentée et soutenue publiquement  
le lundi 27 juin 2022 à POITIERS  
par Monsieur PROUX Clément  
né le 25/02/1996

**Zoonoses parasitaires transmises par le poisson : anisakidose et  
dibothriocéphalose**

Composition du jury :

Président : Monsieur FAUCONNEAU Bernard, Professeur en toxicologie

Membres : Madame SOUCHE-PIERIN Anne-Laure, Docteur en pharmacie

Directeur de thèse : Madame IMBERT Christine, Professeur en parasitologie



## PHARMACIE

### Professeurs

- CARATO Pascal, PU, chimie thérapeutique
- COUET William, PU-PH, pharmacie clinique
- DUPUIS Antoine, PU-PH, pharmacie clinique
- FAUCONNEAU Bernard, PU, toxicologie
- GUILLARD Jérôme, PU, pharmacochimie
- IMBERT Christine, PU, parasitologie
- MARCHAND Sandrine, PU-PH, pharmacocinétique
- OLIVIER Jean Christophe, PU, galénique
- PAGE Guylène, PU, biologie cellulaire
- RABOUAN Sylvie, PU, chimie physique, chimie analytique
- RAGOT Stéphanie, PU-PH, santé publique
- SARROUILHE Denis, PU, physiologie
- SEGUIN François, PU, biophysique, biomathématiques

### Maîtres de Conférences

- BARRA Anne, MCU-PH, immunologie-hématologie
- BARRIER Laurence, MCU, biochimie
- BINSON Guillaume, MCU-PH, pharmacie clinique
- BODET Charles, MCU, bactériologie (HDR)
- BON Delphine, MCU, biophysique
- BRILLAULT Julien, MCU, pharmacocinétique, biopharmacie
- BUYCK Julien, MCU, microbiologie,
- CHAUZY Alexia, MCU, pharmacologie fondamentale et thérapeutique
- DEBORDE-DELAGÉ Marie, MCU, sciences physico-chimiques
- DELAGÉ Jacques, MCU, biomathématiques, biophysique
- FAVOT-LAFORGE Laure, MCU, biologie cellulaire et moléculaire (HDR)
- GIRARDOT Marion, MCU, biologie végétale et pharmacognosie

- GREGOIRE Nicolas, MCU, pharmacologie (HDR)
- HUSSAIN Didja, MCU, pharmacie galénique (HDR)
- INGRAND Sabrina, MCU, toxicologie
- MARIVINGT-MOUNIR Cécile, MCU, pharmacochimie
- PAIN Stéphanie, MCU, toxicologie (HDR)
- PINET Caroline, MCU, physiologie
- RIOUX BILAN Agnès, MCU, biochimie
- THEVENOT Sarah, MCU-PH, hygiène et santé publique
- TEWES Frédéric, MCU, chimie et pharmacochimie
- THOREAU Vincent, MCU, biologie cellulaire
- WAHL Anne, MCU, chimie analytique

### Maîtres de Conférences Associés - officine

- DELOFFRE Clément, pharmacien
- ELIOT Guillaume, pharmacien
- HOUNKANLIN Lydwin, pharmacien

### A.T.E.R. (attaché temporaire d'enseignement et de recherche)

- MIANTEZILA BASILUA Joe, épidémiologie et santé publique

### Enseignant d'anglais

- DEBAIL Didier

## REMERCIEMENTS

### **A Monsieur Bernard Fauconneau,**

Pour m'avoir fait l'honneur de présider ce jury. Merci pour les connaissances que vous m'avez apporté tout au long de ce cursus, pour votre grande pédagogie ainsi que pour votre disponibilité.

### **A Madame Christine Imbert,**

Pour avoir accepté de diriger cette thèse. Merci pour le soutien continu que vous m'avez apporté, à travers votre écoute, vos nombreux conseils, ainsi que le temps que vous m'avez consacré dans la rédaction de ce manuscrit.

### **A Madame Anne-Laure Souche-Pierin,**

Pour avoir accepté d'être membre de mon jury. Je vous remercie pour votre accueil et la confiance que vous m'avez accordé dès la fin de ma sixième année. En en me faisant l'honneur de réaliser mon premier remplacement vous m'avez aidé à prendre confiance en moi, je vous en suis sincèrement reconnaissant.

### **Aux équipes officinales qui m'ont entourées,**

De mon stage de sixième année à aujourd'hui, vous m'avez tant apporté. Vous avez su m'expliquer et me faire comprendre mes erreurs, ainsi que me féliciter dans mes réussites. Grâce à vous j'ai pu prendre la mesure de la complexité et de la diversité du métier de pharmacien d'officine et ainsi, vous avez su faire grandir en moi l'amour de cette profession. A Sophie, Charlotte, Adeline, Valérie, Jessica, Mélanie ; Madame Limouzineau, Olivier, Etienne ; Catherine B., Jean-Claude ; Madame Zabaleta, Patricia B., Hafida ; Nathalie, Manuella ; Madame Rousselière, Amelie, Emilie P., Emilie B., Patricia, Catherine, vous avez toute ma gratitude et ma reconnaissance.

### **A mes parents,**

Pour m'avoir toujours soutenu, quoique je fasse, quoiqu'il se passe. Sans vous rien de tout ceci n'aurait été possible. Vous avez su me motiver, me pousser à me dépasser et à ne rien lâcher, même dans les moments difficiles. Vos conseils avisés, votre expérience de la vie et l'éducation que vous m'avez donné ont contribué à faire de moi l'homme que je suis. Je vous serai éternellement reconnaissant pour tout ce que vous m'avez apporté, à commencer par votre amour, fort et inconditionnel.

### **A mes sœurs, Caroline et Elodie**

Pour les échanges toujours enrichissant que nous avons pu avoir, notre complicité, pour votre soutien dans les moments de doutes et vos conseils pour en sortir. Vous avez toujours été là pour moi, je serai toujours là pour vous. Je suis très fier de vous avoir pour sœur.

### **A mes grands-parents, grands-oncles et tantes, mon parrain, tante Flo,**

Votre présence dans ma vie est un socle et un repère. Papy Michel, papy Jacques, mamie Eli, mamie Denise, tonton Claude, tante Nicole, tonton Didier et tante Flo, à tous ces moments de bonheurs que nous avons vécus ensemble, en famille, votre présence et au réconfort que vous avez su m'apporter lorsque j'en avais besoin. Si j'en suis ici aujourd'hui c'est aussi grâce à vous, à la résilience, à la persévérance et au courage que vous avez su m'inculquer.

### **Aux chœurs,**

Aude, Marine, Camille, Joachim, Nathalie, Elodie, vous êtes ma famille d'adoption, la famille que je me suis choisie à mon arrivé dans cette ville qui m'étais inconnue à mon arrivée en PACES, Poitiers. Ensemble nous avons traversés ces années dans la joie et la bonne humeur.

Mille mercis pour ces innombrables moments en votre présence, ces fêtes, ces soirées et tous les moments encore à venir ! Je vous aime du fond du cœur.

**A Claire, Emmanuelle, Alexis, Nicolas, Kev, Katy, Fadi, Mathieu W., Mathieu S., Laurine et a toutes celles et ceux que je n'ai pas cité,**

Vous êtes également pour moi ma famille, vous avez su me soutenir dans certaines des épreuves les plus difficiles que j'ai eu à vivre jusqu'à maintenant. Votre écoute, votre soutien sans faille, l'imagination dont vous faites preuve pour qu'on se change les idées ensemble m'ont rendu le sourire lorsque je l'avais égaré et je me plais toujours à faire apparaître sur vos visage ce même sourire. Avec vous je regarde vers l'avenir et vous me donnez l'envie de me surpasser encore et encore. Je vous remercie infiniment.

**A Alaya, Naïa, Bienvenue, Désiré, Claire,**

Mes petits animaux de compagnie. Votre présence parvient toujours à m'apaiser dans les moments de tension et vous savoir à mes côtés est un ravissement et un vrai bonheur au quotidien.

## Table des matières

LISTE DES ABREVIATIONS.....	9
INTRODUCTION.....	11
PARTIE I : ANISAKIDOSE .....	12
I. Agents étiologiques : <i>A. simplex</i> et <i>P. decipiens</i> .....	12
A. Taxonomie .....	13
B. Structure et physiologie .....	14
1) Aspects généraux : .....	14
1.1) Morphologie externe .....	14
1.2) Morphologie interne.....	15
2) Aspects spécifiques : .....	16
2.1) <i>A. simplex</i> .....	16
2.2) <i>P. decipiens</i> .....	17
II. Epidémiologie.....	17
A. Cycle.....	17
1) Passage de l'œuf au premier hôte intermédiaire .....	18
2) Passage du premier au deuxième hôte intermédiaire (hôte paraténique).....	19
3) Passage du deuxième hôte intermédiaire à l'hôte définitif .....	20
B. Répartition géographique .....	21
1) Répartition géographique d' <i>A. simplex</i> et <i>P. decipiens</i> .....	21
2) Répartition géographique des cas d'anisakidose .....	22
3) Répartition du parasitisme chez les poissons (Tableau 2).....	24
4) Autres paramètres.....	26
C. Contamination de l'Homme .....	27
1) Migration post-mortem .....	27
2) Risque allergique.....	27
D. Physiopathologie .....	28
1) Ingestion de la L3.....	28
2) Lésions digestives mécaniques .....	28
3) Réponse immunitaire .....	29
4) Anisakidose allergique .....	30
5) Allergènes en cause.....	31
6) Variabilité inter-individuelle .....	32
7) Résumé de la physiopathologie chez l'Homme.....	32
III. Symptomatologie .....	33
A. Anisakidoses digestives.....	33
1) Anisakidose gastrique .....	33
2) Anisakidose intestinale.....	34
3) Anisakidoses ectopiques et œsophagienne.....	35

B. Anisakidose allergique.....	35
1) Allergie simple .....	36
2) Anisakidose gastro-allergique .....	36
3) Durée des symptômes et complications.....	36
IV. Diagnostic.....	36
A. Méthodes de diagnostic direct.....	37
1) Exploration endoscopique.....	37
1.1) Phase aiguë : visualisation des lésions, de la larve et extraction de cette dernière	37
1.2) Phase subaiguë ou chronique : visualisation des lésions et biopsie digestive .....	39
2) Identification moléculaire .....	40
3) Autres techniques .....	41
B. Méthodes de diagnostic indirect.....	41
1) Diagnostic immunologique.....	41
2) Bilan biologique.....	42
C. Diagnostic différentiel .....	43
V. Traitement .....	43
A. Technique de référence : extraction chirurgicale.....	43
B. Chimiothérapie .....	44
C. Soins adjuvants .....	44
D. Perspectives diagnostiques et thérapeutiques.....	44
PARTIE II : DIBOTHRIOCEPHALOSE.....	46
I. Agent étiologique : <i>D. latus</i> .....	46
A. Taxonomie .....	46
B. Structure et physiologie .....	48
1) Stade larvaire (plérocercóide).....	48
2) Stade adulte.....	48
2.1) Structure générale .....	48
2.2) Physiologie.....	50
2.3) Caractéristiques communes aux organismes de l'ordre des Diphylobothriidea ...	52
II. Epidémiologie.....	53
A. Cycle.....	53
1) Passage de l'œuf au premier hôte intermédiaire .....	53
2) Passage du premier au deuxième hôte intermédiaire.....	54
3) Passage du deuxième hôte intermédiaire à l'hôte définitif .....	55
B. Répartition géographique .....	55
1) Répartition géographique de <i>D. latus</i> .....	56
2) Répartition géographique des cas de dibothriocéphalose à <i>D. latus</i> .....	56
3) Répartition du parasitisme chez les poissons (Tableau 9).....	57
4) Autres paramètres.....	59

5) Dibothriocéphalose d'importation .....	59
C. Contamination de l'Homme .....	60
III. Symptomatologie .....	62
A. Signes cliniques.....	62
B. Signes biologiques.....	63
IV. Diagnostic.....	63
A. Méthodes de diagnostic direct.....	64
B. Méthodes de diagnostic indirect.....	65
V. Traitements.....	66
A. Antiparasitaire .....	66
B. Autres thérapeutiques .....	67
C. Suivi de ces traitements .....	67
PARTIE III : PROPHYLAXIE, ANISAKIDOSE ET DIBOTHRIOCEPHALOSE .....	68
I. Prophylaxie collective.....	68
A. Dispositions réglementaires s'adressant aux professionnels pour la maîtrise du risque parasitaire .....	68
1) Contrôles visuels.....	68
1.1) Définitions : .....	68
1.2) Éviscération.....	70
1.3) Parage, filetage et tranchage .....	71
1.4) Points d'attention .....	72
2) Interdiction de mise sur le marché des produits manifestement parasités.....	72
3) Traitement par congélation .....	73
4) Dérogations au traitement par congélation .....	74
4.1) Traitement par la chaleur .....	74
4.2) Procédés de transformation.....	74
4.3) Poissons d'élevage .....	74
5) Information du consommateur.....	75
B. Organisation de tournées d'inspection lors de contrôles officiels.....	75
C. Anthelminthiques.....	76
D. Prophylaxie collective : particularités des larves du genre Anisakis.....	76
1) Recommandations pour la production primaire.....	76
2) Autres traitements d'inactivation des anisakidés .....	77
3) Autres méthodes de détection et d'identification.....	78
4) Autres mesures.....	81
E. Prophylaxie collective : particularités des larves du genre Dibothriocephalus .....	81
1) En amont de la production, la protection de l'environnement de la ressource exploitée .....	81
2) Autres traitements d'inactivation des larves de <i>D. latus</i> .....	81

II. Prophylaxie individuelle.....	82
A. Mesures communes dans la gestion du risque parasitaire lié au poisson.....	82
1) Acquisition de produits de la pêche .....	82
2) Consommation sous forme crue ou peu transformée de produits de la pêche « à risque de contamination » .....	82
2.1) Préparation du poisson.....	82
2.2) Stockage du poisson.....	82
2.3) Délai avant consommation.....	83
2.4) Conseil général de préparation.....	83
3) Consommation sous forme cuite de produits de la pêche « à risque de contamination » .....	83
4) Gestion du risque allergique .....	84
5) Personnes fragiles .....	84
CONCLUSION.....	85
TABLE DES FIGURES .....	86
TABLE DES TABLEAUX.....	88
BIBLIOGRAPHIE .....	89
RÉSUMÉ.....	117
SERMENT DE GALIEN .....	118

## LISTE DES ABREVIATIONS

AD : Antéro-dorsal  
ADN : Acide désoxyribonucléique  
ANOFEL : Association française des enseignants de parasitologie et mycologie  
ANR : Agence Nationale de Recherche  
ANSES : Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail  
ARN : Acide ribonucléique  
ARNr : ARN ribosomal  
AV : Antéro-ventral  
CDC : Centres pour le contrôle et la prévention des maladies (Centers for disease control and prevention)  
CE : Communauté européenne  
CIQ : Contrôle interne de la qualité  
DGAL / DGA : Direction générale de l'alimentation  
DORIS : Données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatique  
EEQ : Évaluation externe de la qualité  
EFSA : Autorité européenne de sécurité des aliments (European Food Safety Authority)  
FDA : Ministère américain de la santé et de l'alimentation (Food and Drug Administration)  
GBIF : Fonds mondial d'information sur la biodiversité (Global Biodiversity Information Facility)  
GMS : Grande et Moyenne Surface  
HCl : Acide chlorhydrique  
HD : Hôte définitif  
HI : Hôte intermédiaire  
HLA : antigènes leucocytaires humains ou antigènes d'histocompatibilité (Human Leucocyte Antigene)  
HSI : Imagerie hyperspectrale (Hyperspectral imaging)  
Ifremer : Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la Mer  
IgE : Immunoglobuline de type E  
IgG : Immunoglobuline de type G  
INPN : Inventaire National du Patrimoine Naturel  
INRA : Institut national de la recherche agronomique  
IRM : Imagerie par Résonance Magnétique  
ISO – IEC : Organisation internationale de normalisation – Commission électrotechnique internationale (International Organization for Standardization – International Electrotechnical Commission)  
ITIS : Système intégré d'information taxonomique (Integrated taxonomic information system)  
ITS : Espaceur interne transcrit (Internal Transcribed Spacer)  
kGy : Kilogray (unité de mesure de dose absorbée valant mille grays)  
LAMP : Amplification isotherme à médiation en boucle (Loop-Mediated Isothermal Amplification)  
lsrDNA : ADN de la grande sous-unité ribosomale (large subunit ribosomal DNA)  
MAE : Électrophorèse par allozymes multiloculaires (Multilocus allozyme electrophoresis)  
MALDI–TOF MS : spectrométrie de masse désorption-ionisation laser assistée par matrice et temps de vol (Matrix Assisted Laser Desorption Ionization Time-of-Flight Mass Spectrometry)  
MEB : Microscopie Electronique à Balayage  
MNHN : Muséum National d'Histoire Naturelle  
MO : Microscopie optique  
MPa : Mégapascal (unité de pressions valant un million de pascals)  
NaCl : Chlorure de sodium

NGS : Séquençage de prochaine génération (Next-generation sequencing)  
NO : Monoxyde d'azote  
OFB : Office Français de la Biodiversité  
PCR : Réaction de polymérisation en chaîne  
PCR-RFLP : PCR fondée sur l'analyse du polymorphisme et de la longueur de fragments de restrictions (Restriction fragment length polymorphism)  
PD : Postéro-dorsal  
PMSI : Programme médicalisé des systèmes d'information  
PV : Postéro-ventral  
RAV : Réseau national d'allergovigilance  
SDSSA : Sous-direction de la sécurité sanitaire des aliments  
Se : Sensibilité du test (probabilité d'avoir un résultat positif si pathologie présente)  
SM : Spectrométrie de masse  
Sp : Spécificité du test (probabilité d'avoir un résultat négatif si pathologie absente)  
ssrDNA : ADN de la petite sous-unité ribosomale (small subunit ribosomal DNA)  
TIAC : Toxi-infection alimentaire collective  
Th : Lymphocyte T helper (aussi appelés lymphocyte T auxiliaire, ou TCD4+)  
TLR : Récepteur Toll-Like  
TNF : Facteur de nécrose tumorale (Tumor Necrosis Factor)  
UE : Union Européenne  
UV : Ultra-Violet  
WoRMS : Registre mondial des espèces marines (World Register of Marine Species)

## INTRODUCTION

En France, l'explosion massive du nombre de restaurants dits « japonais » il y a une vingtaine d'années a popularisé de nouvelles habitudes alimentaires. Aujourd'hui la plupart des grandes surfaces proposent des sushis et autres plats à base de poisson cru. Plusieurs enseignes assurent la livraison à domicile de tels produits. Parallèlement, l'achat de poissons par les ménages a augmenté de 390% entre 2005 et 2018, les consommateurs ayant également pris l'habitude de préparer eux-mêmes des plats à base de poissons crus ou légèrement transformés (salaison, marinade, fumage à froid, etc).

La consommation de telles préparations est susceptible d'entraîner l'émergence de zoonoses parasitaires. Les principaux helminthes impliqués sont des nématodes (vers ronds) et des cestodes (vers plats).

La distribution de ces helminthes parasites est mondiale. Tous les produits de la pêche prélevés dans le milieu naturel sont susceptibles d'être infestés et aucune zone de pêche n'est considérée comme exempte de ces organismes. En mer, selon les espèces et les lieux de capture, jusqu'à 100 % des poissons sont parasités par des larves d'anisakidés, parfois présentes en grande quantité. En 2017 un plan de surveillance mené sur des produits de la pêche au stade de la remise au consommateur a montré une infestation importante (43 % à l'œil nu) par des anisakidés.

Aussi, avec plus de 40% des importations mondiales de poissons et une tendance à la hausse, l'Union Européenne (UE) est l'un des principaux marchés mondiaux [Levsen et al, 2018].

En conséquence, la mise en évidence de larves parasites dans la chair de poissons crus est fréquente et est source d'inquiétude, tant pour les cuisiniers amateurs que pour les professionnels [Dupouy-Camet et al, 2020].

Pathologies globalement méconnues et négligées, ces parasitoses sont complexes à diagnostiquer et de fait peu de cas sont déclarés [Flammer et al, 2020]. Aussi, l'augmentation du nombre de cas ces dernières années, la gravité potentielle des symptômes, la médiatisation possible et l'impact économique sur la filière pêche font de ce parasitisme un sujet d'importance.

Ce manuscrit a pour objectif de décrire les deux principales zoonoses parasitaires transmises par la consommation de poisson.

La première partie est consacrée à l'anisakidose. Elle présente les deux espèces parasites les plus fréquemment impliquées chez l'Homme, leur cycle parasitaire, leur épidémiologie ainsi que la physiopathologie et les symptômes qui en découlent. Enfin les aspects diagnostics et traitements sont abordés.

Suivant ce même schéma, la deuxième partie est consacrée à la dibothriocéphalose et à l'espèce parasite majoritairement en cause chez l'Homme.

La troisième et dernière partie traite de la prophylaxie qui est globalement commune pour toutes ces zoonoses transmises par la consommation de poisson cru ou préparé selon une méthode impuissante à inactiver les larves des helminthes qui y sont encapsulés.

## PARTIE I : ANISAKIDOSE

Plusieurs noms ont été attribués à cette zoonose : anisakidose, anisakiose, anisakiase... En 1960, le terme anisakiasis désignait la maladie humaine causée par l'ensemble des larves infestantes de la famille des Anisakidae. Plus tard en 1988, un groupe d'experts de la SNOAPD (Standardized Nomenclature Of Animal Parasite Diseases) a recommandé d'utiliser « anisakidosis » pour désigner la maladie causée par les agents de la famille des *Anisakidae*. « anisakiasis » pour celle causée par les espèces du genre *Anisakis* et « pseudoterranovsis » pour celle causée par les espèces du genre *Pseudoterranova* [Audicana et Kennedy, 2008].

De nos jours le terme pseudoterranovsis n'est pratiquement plus employé. La distinction entre la maladie liée au genre *Anisakis* et celle liée aux agents de la famille des Anisakidae n'est pas systématiquement retrouvée dans la littérature francophone où les termes anisakiose, anisakiase et anisakidose sont parfois employés pour désigner la parasitose indépendamment du genre de l'agent étiologique.

Dans un article récent, Dupouy-Camet et collaborateurs mettent en avant la distinction à réaliser, faisant d'une part d'anisakiase et anisakiose des synonymes définissant la maladie entraînée par toutes les espèces du genre *Anisakis*, et d'autre part d'anisakidose le terme définissant la maladie entraînée par toutes les espèces appartenant à la famille des Anisakidae [Dupouy-Camet et al, 2020].

En accord avec cet article, le terme anisakidose sera utilisé dans ce travail.

L' anisakidose, zoonose helminthique cosmopolite, est transmise par la consommation de poisson cru ou insuffisamment cuit contenant des larves d'un nématode parasite appartenant à la famille des Anisakidae qui comprend 4 genres principaux :

- *Anisakis*
- *Pseudoterranova* (anciennement *Phocanema*)
- *Contracaecum*
- *Thynnascaris*

Les espèces *Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809 [INPN, 2022]) et *Pseudoterranova decipiens* (Krabbe, 1878 [INPN, 2022]), qui sont les plus fréquemment impliquées en pathologie humaine [ANOFEL et al, 2018], seront les seules abordées dans ce travail.

Fréquente dans les pays où de grandes quantités de poisson cru sont consommées (Japon par exemple), l'anisakidose est maintenant reconnue comme une maladie parasitaire émergente d'une importance économique considérable dans le monde entier [Cavallero et al, 2021].

Les anisakidés, membres de la famille des Anisakidae, sont en effet présents dans toutes les mers et océans [ANSES, 2017].

### **I. Agents étiologiques : *A. simplex* et *P. decipiens***

Le premier cas humain documenté d'infestation par des larves de la famille des Anisakidae à été rapporté en 1960 aux Pays-Bas. Un nématode marin a alors été mis en évidence au centre d'un granulome éosinophile localisé dans l'intestin d'un patient souffrant de douleurs abdominales aiguës, une découverte qualifiée à l'époque de très inhabituelle [van Thiel et al, 1960].

Plus tard ce nématode fut identifié comme appartenant au genre *Anisakis*, un parasite répandu chez les poissons et mammifères marins. En 1962 le terme anglophone anisakiasis fut proposé pour nommer cette pathologie que l'on appelait alors vulgairement « herring-worm disease », littéralement la maladie du vers de hareng [van Thiel, 1962 ; Hauck, 1977]. La pathologie fut associée à la consommation de poisson fumé et a conduit les autorités néerlandaises à

légiférer et rendre obligatoire la congélation pour tout poisson destiné à être consommé cru [van Thiel, 1976].

Aussi pour mieux se représenter cette famille voici une représentation schématique de la taxonomie de ces nématodes.

## A. Taxonomie

Différentes appellations communes sont employées pour désigner ces parasites. Le terme « herring-worm » (ver de hareng) par exemple s'adresse plutôt à la larve du ver *A. simplex*, tandis que les termes « cod-worm » (ver de morue) ou « seal-worm » (ver de phoque) semblent plutôt s'employer pour désigner la larve de *P. decipiens* [Audicana et al, 2008].

En combinant l'identification morphologique classique avec une approche moléculaire moderne (taxonomie intégrative), il a été établi que les neuf espèces actuellement décrites au sein du genre *Anisakis* étaient réparties dans trois clades phylogénétiques (Tableau 1). A noter que la nomenclature des espèces appartenant au genre *Anisakis* est fréquemment l'objet de controverses et de révisions [Kent et al, 2020].

Tableau 1 : Taxonomie des nématodes *A. simplex* et *P. decipiens* [Cavallero et al, 2021 ; ITIS, 2021 ; WoRMS, 2017 ; WoRMS, 2020]

Règne	Animal		
Sous-règne	Bilatériens		
Infra-règne	Protostomiens		
Super-embranchement	Ecdysozoaires		
Embranchement	Nématodes		
Classe	Chromadorés		
Ordre	<i>Ascaridida</i>		
Superfamille	<i>Ascaridoidea</i>		
Famille	<i>Anisakidae</i>		
Sous-famille	<i>Anisakinae</i>		
Genre	<i>Anisakis</i> Dujardin, 1845		
Espèces	Clade I (complexe <i>A. simplex</i> lato sensu (l.s.))	Clade II	Clade III
	<i>A. simplex</i> stricto sensu (s.s.)	<i>A. physeteris</i>	<i>A. typica</i>
	<i>A. pegreffii</i>	<i>A. brevispiculata</i>	<i>A. typica</i> var. <i>Indonesiensis</i>
	<i>A. berlandi</i>	<i>A. paggiae</i>	<i>A. schupakovi</i>
	<i>A. ziphidarum</i>		
	<i>A. nascettii</i>		
Genre	<i>Pseudoterranova</i> Mozgovoi, 1953		
Espèces	Complexe <i>P. decipiens</i> l.s.		
	<i>P. decipiens</i> s.s.		
	<i>P. krabbei</i>		
	<i>P. bulbosa</i>		
	<i>P. azarasi</i>		
	<i>P. cattani</i>		

A l'instar du genre *Anisakis*, le genre *Pseudoterranova* comprend un ensemble d'espèces, regroupées pour partie sous l'appellation *P. decipiens* lato sensu (l.s.) (c'est-à-dire au sens large). Cet ensemble est en fait un complexe d'espèces, soit un groupe de plusieurs espèces qui sont proches entre elles morphologiquement [Cavallero et al, 2021].

## B. Structure et physiologie

Traditionnellement les caractéristiques morphologiques jouent un rôle crucial dans l'identification des nématodes, toutefois ceux déterminants la taxonomie sont limités et pertinent seulement sur des spécimens adultes. Aussi, l'agent causal de l'anisakidose étant la larve au stade L3, les paramètres morphologiques sont peu informatifs [Cavallero et al, 2021].

Visibles à l'œil nu, les larves de la famille des Anisakidae sont fréquemment retrouvées enkystées dans les viscères (Figure 1) et / ou dans la musculature des poissons marins. Elles peuvent également être observées se déplaçant activement dans la cavité viscérale [Audicana et al, 2003].

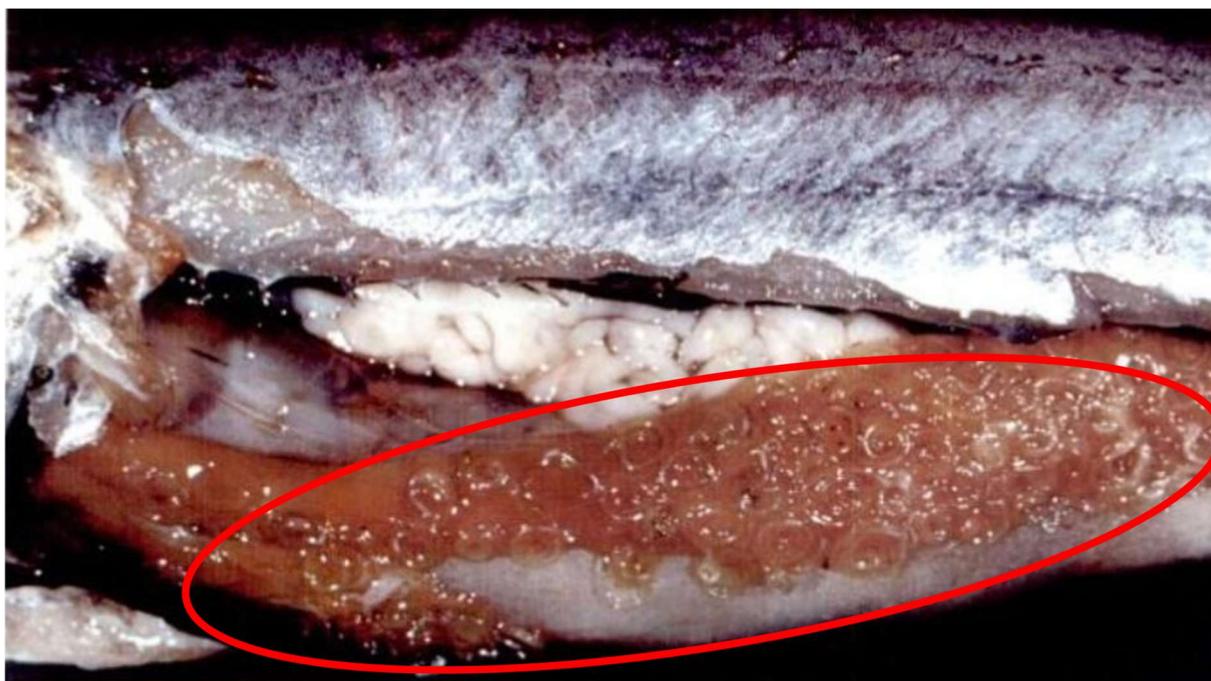


Figure 1 : Infestation massive d'un merlan bleu (*Micromesistius poutassou*) par des larves L3 d'*A. simplex* [d'après Raúl Iglesias, 1998].

Remarque : les L3 sont enkystées dans les viscères et particulièrement abondantes dans le foie

En pratique les caractéristiques recherchées sont celles impliquées dans les importants mécanismes biologiques, incluant l'alimentation (œsophage et bulbe ventriculaire) et l'accouplement (papilles caudales et spicules) [Cavallero et al, 2021].

### 1) Aspects généraux :

#### 1.1) Morphologie externe

- Extrémité antérieure ou région céphalique

Elle porte une bouche composée d'une petite ouverture buccale entourée de 3 renflements bilobés, appelés renflements labiaux. Visibles sur les larves de stade L3, ces renflements labiaux deviennent des lèvres au stade L4 (Figure 2). La figure 2 montre la présence d'une dent de perforation triangulaire entre le renflement labial dorsal et les deux renflements labiaux sub-ventraux. Un pore excréteur est présent juste derrière cette dent. Les larves anisakidés possèdent également de larges glandes excrétoires antérieures [Audicana et al, 2003 ; Dupouy-Camet et al, 2020 ; ANOFEL et al, 2018].

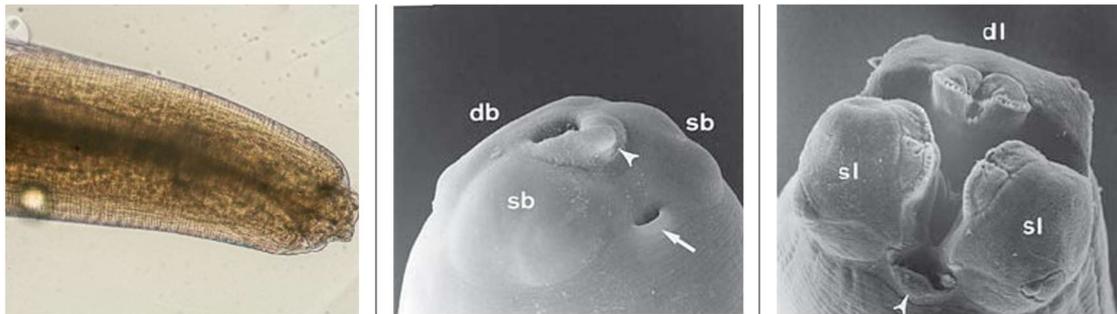


Figure 2 : Extrémité antérieure de la larve d'*A. simplex* : à gauche une L3 (MO x 200) [Pihet, 2022] ; au centre une L3 et à droite une L4 (microscopie électronique à balayage (MEB)) [d'après Sanmartin et al, 1996]

A gauche : db = renflement labial dorsal ; sb = renflements labiaux sub-ventraux ; (flèche) = pore excréteur ; (pointe de flèche) = dent de perforation. A droite : dl = lèvres dorsale ; sl = lèvres sub-ventrales ; (pointe de flèche) = pore excréteur et ouverture buccale au-dessus.

#### - Extrémité postérieure

Au stade L3, cette extrémité porte une petite épine appelée mucron terminal, mesurant 0,015 à 0,030 mm de longueur. Le mucron disparaît après le processus de mue qui conduit au stade L4 (Figure 3) [Audicana et al, 2003].

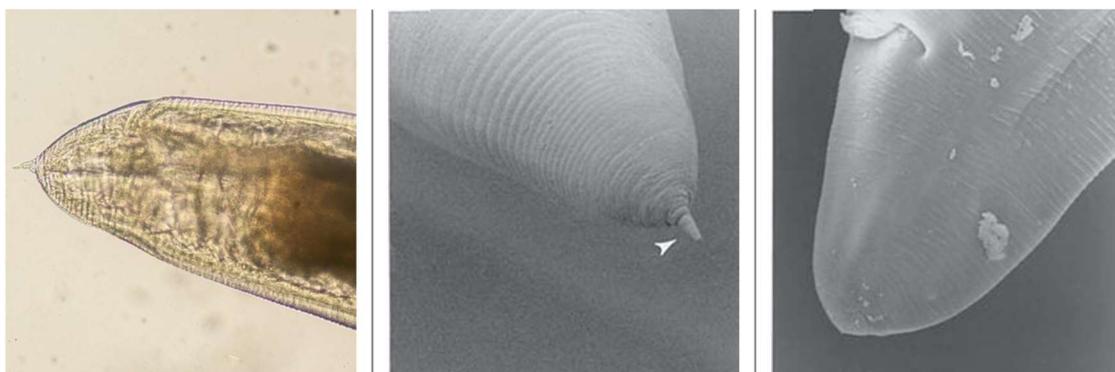


Figure 3 : Extrémité postérieure d'une larve d'*A. simplex* : à gauche une L3 (MO x 200) [Pihet, 2022] ; au centre une L3 et à droite une L4 (MEB) [d'après Sanmartin et al, 1996]

Au centre : (pointe de flèche) = mucron terminal

#### 1.2) Morphologie interne

Comme il est indiqué sur la figure 4, le tube digestif qui succède à la bouche est composé d'un œsophage musculaire mince, suivi d'un ventricule d'un millimètre de longueur, puis de la partie proximale de l'intestin à laquelle il est relié. Sur le tiers antérieur du corps du parasite, en position ventrale par rapport au tube digestif, apparaît une grande cellule excrétrice qui

s'ouvre sur l'extérieur par le pore excréteur. Une glande dorsale, trouvant son origine dans le ventricule, s'ouvre dans la lumière œsophagienne au niveau de l'anneau nerveux (correspondant à la partie proximale de l'œsophage) et occupe la partie dorsale de ce dernier. Tandis qu'une autre glande, sub-ventrale, entoure la glande dorsale au sein du ventricule ou elle prend elle aussi son origine, et s'ouvre dans la partie distale de l'œsophage [Audicana et al, 2003].

La glande sub-ventrale serait impliquée dans la digestion intraluminaire, et la glande dorsale participerait en revanche à la digestion extra-corporelle. La cellule excrétrice elle, semblerait fonctionner à la fois comme système excréteur et comme système sécréteur [Audicana et al, 2003].

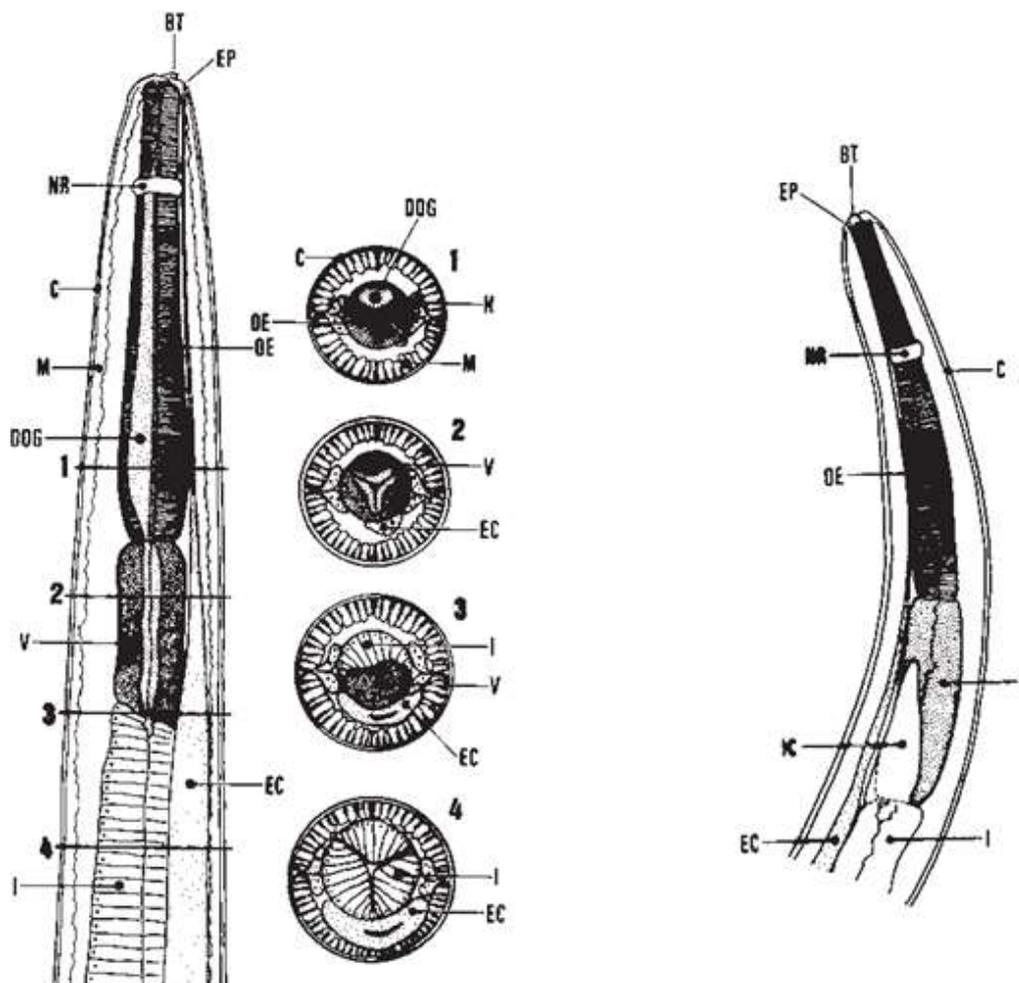


Figure 4 : Schémas de l'extrémité antérieure d'une larve d'Anisakidé : à gauche une L3 d'*A. simplex*, accompagnée de quatre sections transversales à différents niveaux ; à droite une L3 de *P. decipiens* [d'après Iglesias Blanco, 1998].

BT = dent de pénétration ; C = cuticule ; DOG = glande œsophagienne dorsale ; EC = cellule excrétrice ; EP = pore excréteur ; H = hypoderme ; I = intestin ; IC : caecum intestinal ; M = tissu musculaire ; NR = anneaux nerveux ; OE = œsophage ; V = ventricule.

## 2) Aspects spécifiques :

### 2.1) *A. simplex*

La L3 est de couleur blanche à légèrement rosée, cylindrique, effilée à chaque extrémité, avec une petite tâche allongée blanchâtre (le ventricule) sur le tiers antérieur [Audicana et al, 2003].

Elle mesure 19 à 36 mm de long et 0,3 à 0,6 mm de large [ANOFEL et al, 2018]. Comparativement, la forme adulte mesure en longueur 5 à 10 cm pour les femelles et 3 à 8 cm pour les mâles, pour 1 à 3 mm de large [ANOFEL, 2022] (Figure 5).

Le ventricule et l'intestin sont reliés par une jonction oblique, caractéristique, permettant une discrimination entre *A. simplex* et *P. decipiens*.

Le genre est principalement identifié suivant la morphologie et la longueur de la part glandulaire de l'œsophage, et la présence ou l'absence d'une épine caudale [Cavallero et al, 2021].



Figure 5 : Anisakidés : à gauche larve L3 d'*Anisakis* sp. [Pihet, 2022] ; à droite formes adultes d'*Anisakis* sp. [Pays, 2022].

## 2.2) *P. decipiens*

La L3 est de couleur brun-jaunâtre. Un peu plus grandes que les L3 d'*A. simplex*, elles mesurent 30 à 50 mm de long et 0,3 à 1,2 mm de large [Audicana et al, 2003 ; ANOFEL et al, 2018].

La structure externe inclut, comme évoqué précédemment, les trois renflements labiaux, la dent de pénétration, le pore excréteur et le mucron terminal. Cependant, comparativement à *A. simplex* les renflements labiaux de la L3 de *P. decipiens* sont plus proéminents et le mucron terminal est plus fin et plus long.

Concernant les structures internes, chez *P. decipiens* le ventricule est plus court et rejoint ici l'intestin par une jonction horizontale. On note la présence caractéristique d'un caecum intestinal qui se projette de l'intestin vers l'extrémité antérieure de la région ventriculaire. Les autres structures internes sont semblables à celles observées chez *A. simplex* [Audicana et al, 2003].

## II. Epidémiologie

### A. Cycle

Les agents de l'anisakidose présentent un cycle parasitaire complexe, hétéroxène, indirect. Ce dernier se déroule dans le milieu marin, il est basé sur la prédation, avec deux hôtes intermédiaires, des crustacés et des poissons ou calamars et un hôte définitif, principalement des mammifères marins (Figure 6) [Cavallero et al, 2021].

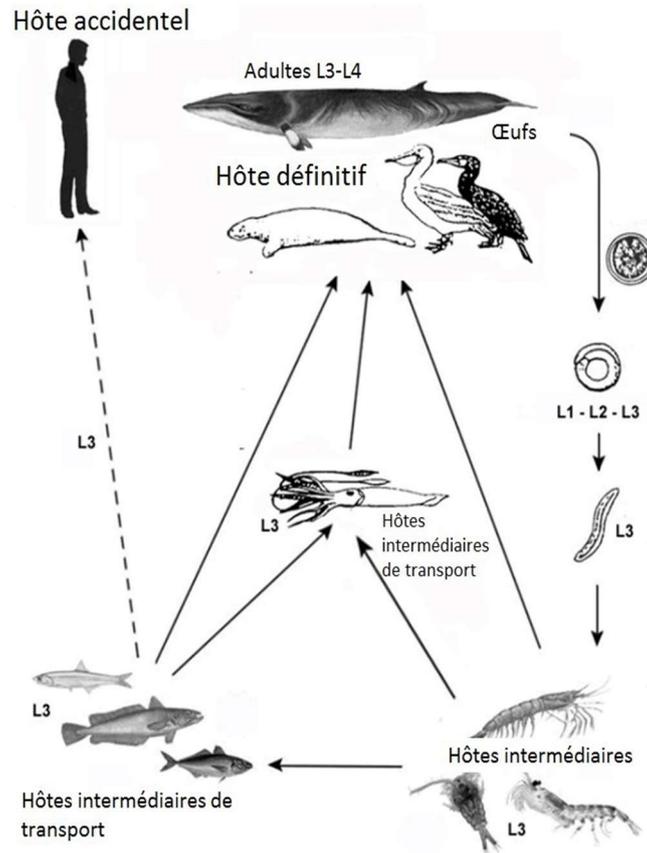


Figure 6 : Cycle biologique des anisakidés [EFSA, 2010]

Le stade adulte de ces anisakidés se développe dans le tractus digestif (le plus souvent l'estomac) d'hôtes définitifs qui diffèrent suivant le genre du parasite considéré. Ils sont parfois qualifiés dans la littérature d'« ascaris » des mammifères marins. En effet, les hôtes définitifs sont principalement des mammifères marins au sens large, comprenant à la fois des cétacés (baleines, dauphins, marsouins, etc.) parasités par *Anisakis* spp., et des pinnipèdes (phoques, otaries, morses, etc.) parasités par *Pseudoterranova* et *Contracaecum*. Les oiseaux ichtyophages (se nourrissant de poissons) marins peuvent également être parasités par le stade adulte du genre *Contracaecum*. Les œufs, non embryonnés à la ponte, sont éliminés dans le milieu marin via les déjections des hôtes définitifs [Dupouy-Camet et al, 2020 ; Gay et al, 2012 ; Audicana et al, 2003].

### 1) Passage de l'œuf au premier hôte intermédiaire

Après s'être embryonnés et avoir renfermé successivement les stades larvaires L1, L2 puis L3, les œufs éclosent et libèrent les larves L3 dans l'eau [ANOFEL et al, 2018]. La durée de l'incubation est contrôlée par la température de l'eau (4 à 8 jours entre 13 et 18°C) [Audicana et al, 2003].

Les L3 sont ingérées par un premier hôte intermédiaire, crustacé planctonique à l'instar du krill atlantique (ou norvégien *Meganyctiphanes norvegica*, [DORIS, 2021]) (Figure 7). Les larves vont se loger dans la cavité générale ou hémocoèle de ce zooplancton et devenir des larves L3 infestantes [Dupouy-Camet et al, 2020 ; ANOFEL et al, 2018].



Figure 7 : Krill atlantique (ou norvégien) *Meganyctiphanes norvegica*. A gauche individu isolé [Castillo, 2014] ; A droite un banc au large d'Antibes [Elliott, 2006].

Le zooplancton, source d'alimentation de nombreuses espèces animales permet au parasite de rencontrer son hôte définitif de manière soit directe, l'hôte définitif se nourrissant directement de zooplancton ; soit indirecte, l'hôte définitif ayant pour nourriture des organismes se nourrissant du zooplancton. Dans le deuxième cas, il s'agit de diverses espèces de poissons (principalement téléostéens) et de céphalopodes qui constituent des hôtes intermédiaires de « transport » (appelés hôtes paraténiques) [Dupouy-Camet et al, 2020 ; ANSES, 2017].

## 2) Passage du premier au deuxième hôte intermédiaire (hôte paraténique)

Les espèces de poissons principalement impliquées dans le cycle de vie de ces parasites peuvent appartenir à n'importe quel niveau de la colonne d'eau, elles peuvent être :

- Pélagiques ; poissons vivant dans les eaux proches de la surface ou entre le fond et la surface. Exemples : le hareng (commun ou de l'Atlantique, *Clupea harengus* [INPN, 2018]), l'anchois (*Engraulis encrasicolus* [DORIS, 2021]), le maquereau (*Scomber scombrus* [DORIS, 2021]), la sardine (en Europe : *Sardina pilchardus* [DORIS, 2021])
- Démersales ; poissons vivant au-dessus du fond. Exemples : la morue (aussi appelé cabillaud, *Gadus morhua* [DORIS, 2021]), le merlu (*Merluccius merluccius* [DORIS, 2021]), le merlan (*Merlangius merlangus* [INPN, 2018]), la dorade royale (*Sparus aurata* [DORIS, 2021]).
- Benthiques ; poissons se déplaçant en rasant le fond. Exemple : la lotte (*Lophius piscatorius* [DORIS, 2020]) [Cammilleri et al, 2020].

La parasitose peut toucher les poissons migrateurs, séjournant en eau de mer et en eau douce (anguilles, saumons, éperlans) [ANSES, 2017].

Les larves L3 infestantes ingérées sont libérées dans l'estomac de l'hôte paraténique puis passent à travers la barrière du tube digestif et migrent vers la cavité péritonéale, les viscères (foie, gonades, mésentère) et les chairs (tissus musculaires). A noter que la migration des larves peut se produire aussi bien chez un hôte vivant que mort [ANOFEL et al, 2018 ; Cavallero et al, 2021 ; Levsen et al, 2018].

Se déroule ensuite l'encapsulation des larves d'anisakis induite par l'hôte [Dupouy-Camet et al, 2020]. Les larves sont en général enroulées en spirale, entourées par une capsule et sont localisées à la surface du mésentère et des organes [ANSES, 2017] (Figure 8). Par ailleurs des infestations mixtes sont courantes, c'est-à-dire par différentes espèces d'anisakidés chez un même hôte paraténique [Bao et al, 2017].



Figure 8 : Chair de hareng (*C. harengus*) infestée par des L3 d'*Anisakis* sp. [ANOFEL, 2022].

Les L3 peuvent être transférées d'un hôte paraténique à un autre par prédation, ceci ayant pour effet une accumulation des parasites tout au long de la chaîne alimentaire [Gay et al, 2012]. Aussi les espèces piscivores telles que le merlu (*M. merluccius*) ou la morue (*G. morhua*) sont habituellement plus fortement parasitées par les anisakidés que les espèces se nourrissant strictement de plancton telles que les sardines (*S. pilchardus*), les anchois (*E. encrasicolus*) ou les capelans (*Mallotus villosus* [DORIS, 2022]) [Maldineo et Poljak, 2014 ; Šimat et al, 2015 ; Cipriani et al, 2016 ; Levsen et al, 2016 ; ].

### 3) Passage du deuxième hôte intermédiaire à l'hôte définitif

Pour finir, les poissons et calamars infestés sont ingérés par des mammifères marins. Les larves d'anisakidés pénètrent la muqueuse gastrique ou intestinale, occasionnant l'apparition d'ulcères chez ces hôtes définitifs (Figure 9). Les parasites subissent alors deux mues finales (stades L4 puis L5) pour parvenir au stade adulte sexuellement mature [Gay et al, 2012 ; Audicana et al, 2008]. Entre 50 et 100 individus, à différents stades de développement (L3 au stade adulte), se retrouvent ainsi concentrés en grappe au centre d'ulcères mesurant un à six cm de diamètre [Audicana et al, 2003].

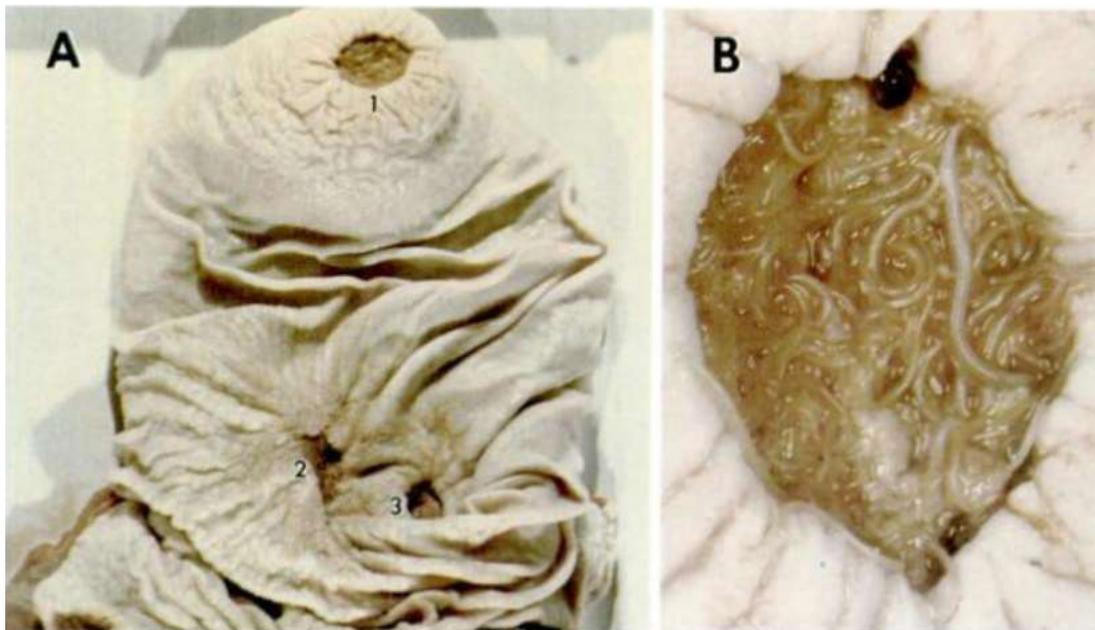


Figure 9 : Ulcères d'estomac chez un marsouin commun (*Phoconema phoconema* [DORIS, 2021]) provoqués par *A. simplex* [d'après Raúl Iglesias, 1998].  
 Photo A : face luminale de l'estomac montrant trois ulcères profonds (numérotés de 1 à 3) ;  
 Photo B : détail de l'ulcère n°1 renfermant de multiples parasites à différents stades de développement.

## B. Répartition géographique

### 1) Répartition géographique d'*A. simplex* et *P. decipiens*

Les anisakidés ont une distribution cosmopolite. Présents dans les océans et mers du monde entier, ils semblent particulièrement abondants dans les eaux marines polaires et modérément froides [Audicana et al, 2003 ; Dupouy-Camet et al, 2020]. Les genres et espèces possèdent des aires de répartition spécifiques.

Le genre *Pseudoterranova* se répartit au niveau des océans Atlantique et Pacifique et semble absent en mer Méditerranée [Cammilleri et al, 2020 ; Kent et al, 2020]. Le genre *Anisakis* quant à lui est présent en Atlantique et en Méditerranée.

Les espèces retrouvées peuvent également différer suivant la localisation. Pour le genre *Anisakis*, l'espèce qui prédomine dans les échantillons de l'Atlantique est *A. simplex* s.s. tandis que dans ceux de Méditerranée il s'agit de *A. pegreffii* [Levsen et al, 2018]. Des zones de chevauchement sympatrique assez vastes existent, par exemple de la Méditerranée occidentale (mer d'Alboran) au golfe de Gascogne en Atlantique.

Des exceptions sont retrouvées : par exemple, *A. pegreffii* est présent dans des maquereaux pêchés en mer de Norvège. L'explication réside ici dans les routes migratoires suivies par les maquereaux, entre les frayères méridionales et les aires d'alimentation septentrionales [Jansen et Gislason, 2013]. Ce type de découverte indique ici que les poissons sont devenus juvéniles dans des zones beaucoup plus au sud, comme le sud du golfe de Gascogne.

## 2) Répartition géographique des cas d'anisakidose

L'anisakidose est une pathologie globalement assez rare [Sakanari et McKerrow, 1989], cependant il est rapporté une augmentation du nombre de cas au niveau mondial ces dernières années [Bao et al, 2017]. Les formes allergiques de l'anisakidose apparaissent assez fréquentes [Dupouy-Camet et al, 2014].

### 2.1) Niveau international

En 2016, 12 000 cas d'anisakidose étaient confirmés mais ce nombre était certainement inférieur à la réalité en raison de la sous-déclaration de cette maladie [Gordon et al, 2016], de plus peu de cas font l'objet de publications [Yera et al, 2018]. Jusqu'à aujourd'hui environ 20 000 cas ont été rapportés, majoritairement au Japon, suivi par l'Espagne, les Pays-Bas, l'Allemagne, la France, la Croatie et l'Italie [Cavallero et al, 2021]. L'incidence mondiale de l'anisakidose est estimée à 0,32/100000 [Orphanet, 2016].

Certaines aires géographiques sont beaucoup plus touchées que d'autres : en 2010 le Japon représentait plus de 90% des cas décrits dans la littérature et présentait entre 2000 et 2500 cas par an [Hochberg et Hamer, 2010 ; ANSES, 2011]. En Europe, l'incidence exacte est difficile à établir, elle semble autour de 20 cas par pays et par an [ANSES, 2011 ; Yera et al, 2018]. L'Espagne est le pays où l'incidence est la plus élevée [Bao et al, 2017] : les espagnols consommant des anchois non préalablement congelés ont un risque de consommer 0,66 larve d'*Anisakis* spp. par repas et la probabilité de développer une anisakidose est estimée à  $9,56 \times 10^{-5}$  par repas [Bao et al, 2017].

### 2.2) Niveau national

Entre 2010 et 2014, une enquête rétrospective nationale sur l'anisakidose humaine a été réalisée (Figure 10) [Dupouy-Camet et al, 2016] :

37 cas d'anisakidose ont été répertoriés par les laboratoires de parasitologie, parmi lesquels :

- 6 cas certains (16%), avec mise en évidence du ver dans un prélèvement digestif. Une forme œsophagienne, quatre formes gastroduodénales, une forme colique.
- 13 cas possibles (35%), avec manifestations douloureuses épigastriques ou abdominales après consommation de poisson cru et une recherche positive de précipitines anti-*Anisakis*
- 18 anisakidoses allergiques (49%), avec manifestations aiguës après consommation de poisson et associées à la présence d'IgE anti-*Anisakis*

Six cas d'allergie sévère aux Anisakidés ont été rapportés par le RAV, soit 1% des 600 anaphylaxies sévères dont la cause a été identifiée.

Enfin, 43 patients ont été hospitalisés avec un diagnostic d'Anisakidose.

Globalement la moitié des cas étaient des formes allergiques et l'autre moitié était répartie entre des cas certains et possibles d'anisakidoses digestives. Les formes digestives et allergiques étaient parfois associées. A noter que les cas certains avaient consommé différentes espèces de poisson : maquereau (*S. scombrus*), un cas ; morue (*G. morhua*), un cas ; anchois (*E. encrasicolus*), un cas ; dorade, un cas. Les deux derniers cas avaient consommé plusieurs espèces ou ne les avaient pas identifiées [Dupouy-Camet et al, 2016].

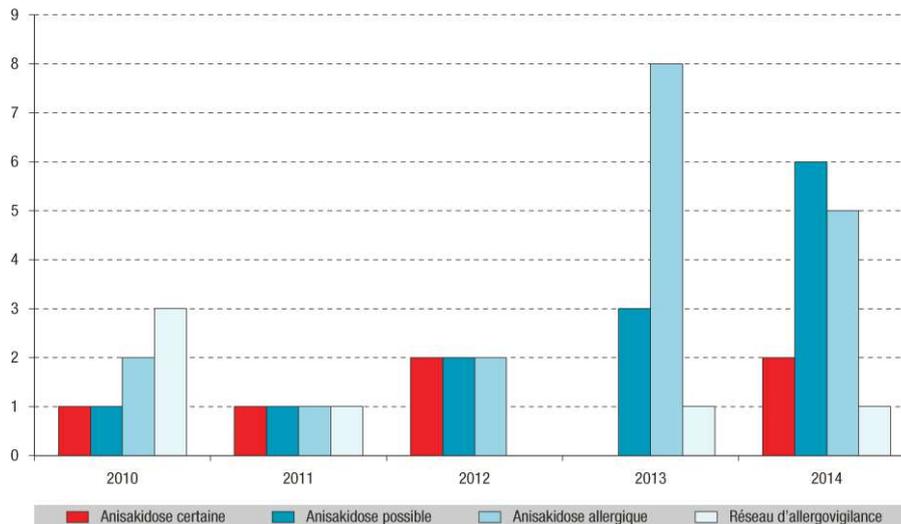


Figure 10 : Répartition des cas d'anisakidose en France métropolitaine (2010-2014) [Dupouy-Camet et al, 2016].

Une augmentation du nombre de cas a été observée entre 2010 et 2014 avec une prédominance féminine significative (62% contre 38% d'hommes). Cependant, par rapport à l'étude antérieure de référence datant de 1987, l'enquête rétrospective (2010-2014) objective une diminution des cas d'anisakidose au cours des 25 dernières années [Dupouy-Camet et al, 2016].

Le potentiel allergisant des anisakidés est en émergence bien que le niveau d'allergie n'atteigne pas encore ceux très élevés de certains pays d'Europe du sud tels l'Espagne où elle représentait 10,8% des causes d'anaphylaxie aux urgences d'un des hôpitaux de Madrid (2004-2005) [Dupouy-Camet et al, 2016].

Remarque :

- L'enquête a ses limites, les cas asymptomatiques ou paucisymptomatiques n'entraînent pas de consultation, il n'est donc pas possible d'estimer leur proportion [Dupouy-Camet et al, 2016].

- Le diagnostic complexe de cette parasitose est un des facteurs qui concoure à sa sous-estimation [Cavallero et al, 2021].

- En France, l'anisakidose ne fait pas partie des maladies dont la déclaration est obligatoire sauf lorsque cette dernière se présente comme une toxi-infection alimentaire collective (TIAC).

En 2019 aucun cas de TIAC à *Anisakis* n'a été rapporté [Fournet et al, 2021] mais on retrouve la trace du parasite en 2018, trois cas de TIAC à *Anisakis* avaient alors été déclarés [Fournet et al, 2019].

### 3) Répartition du parasitisme chez les poissons (Tableau 2)

Le parasitisme par les anisakidés a été décrit dans plus de 200 espèces de poissons comprenant la plupart des espèces couramment consommées en France (Figure 11) [Dupouy-Camet et al, 2020]. Selon les espèces et les lieux de capture, jusqu'à 100 % des poissons de mer en sont parasités, parfois en très grande quantité [ANSES, 2017]. Les céphalopodes présentent des prévalences inférieures (20 à 35%) et parmi eux, les calamars semblent être les plus concernés par cette infestation [ANSES, 2017 ; Dupouy-Camet et al, 2014].

Tableau 2 : Prévalence de l'infestation par anisakidés chez différentes espèces de poissons [INPN, 2021 ; DORIS, 2021]

Période, Lieu [auteurs, date]	Espèce(s) (n)	Prévalence	Intensité infestation		Intensité moyenne
			Min	Max	
<b>2010</b> , Atlantique Nord-Est* [Gay et al, 2012]	Maquereau ( <i>S. scombrus</i> ) (n=180)	68,68%	1	45,7	7,42
	Merlan ( <i>M. merlangus</i> ) (n=179)	36,67%	1,2	18,3	4,1
<b>2011-2014</b> , Boulogne-sur- Mer  (Programme Fish-Parasites)  [Dupouy-Camet et al, 2020]	Espèces les plus infestées (total = 18) :  Cardine franche ( <i>Lepidorhombus whiffiagonis</i> ) Lieu noir, aussi appelé colin ( <i>Pollachius virens</i> ) Lingue bleue ( <i>Molva dypterygia</i> ) Lotte ( <i>L. piscatorius</i> ) Merlu, commun ou blanc ( <i>M. merluccius</i> )  (total = 1768 poissons)	57%  (Prévalence moyenne)			
<b>2017</b> , France  (Plan de surveillance de la DGA)  [Gay et al, 2019]	Cardine franche ( <i>L. whiffiagonis</i> ) (n=13)	69,23%	1	293	54,92
	Lieu noir ( <i>P. virens</i> ) (n=37)	29,73%	1	16	1,19
	Lingue bleue ( <i>M. dypterygia</i> ) (n=22)	77,27%	2	308	56,55
	Lingue franche, aussi appelée grande lingue ( <i>Molva molva</i> ) (n=27)	40,74%	1	637	52,44
	Lotte ( <i>L. piscatorius</i> ) (n=33)	69,70%	1	48	5,36
	Merlan ( <i>M. merlangus</i> ) (n=36)	88,89%	1	89	11,47
	Merlu ( <i>M. merluccius</i> ) (n=37)	70,27%	1	906	92,81

Dans ce tableau la détection des parasites n'incluait pas nécessairement l'identification de l'espèce, il est question d'agents de la famille des Anisakidae ; \*= Boulogne-sur-Mer, Fécamp, Dunkerque, Calais, côtes Ecossaises ou non-précisé ; n = nombre de poissons analysés

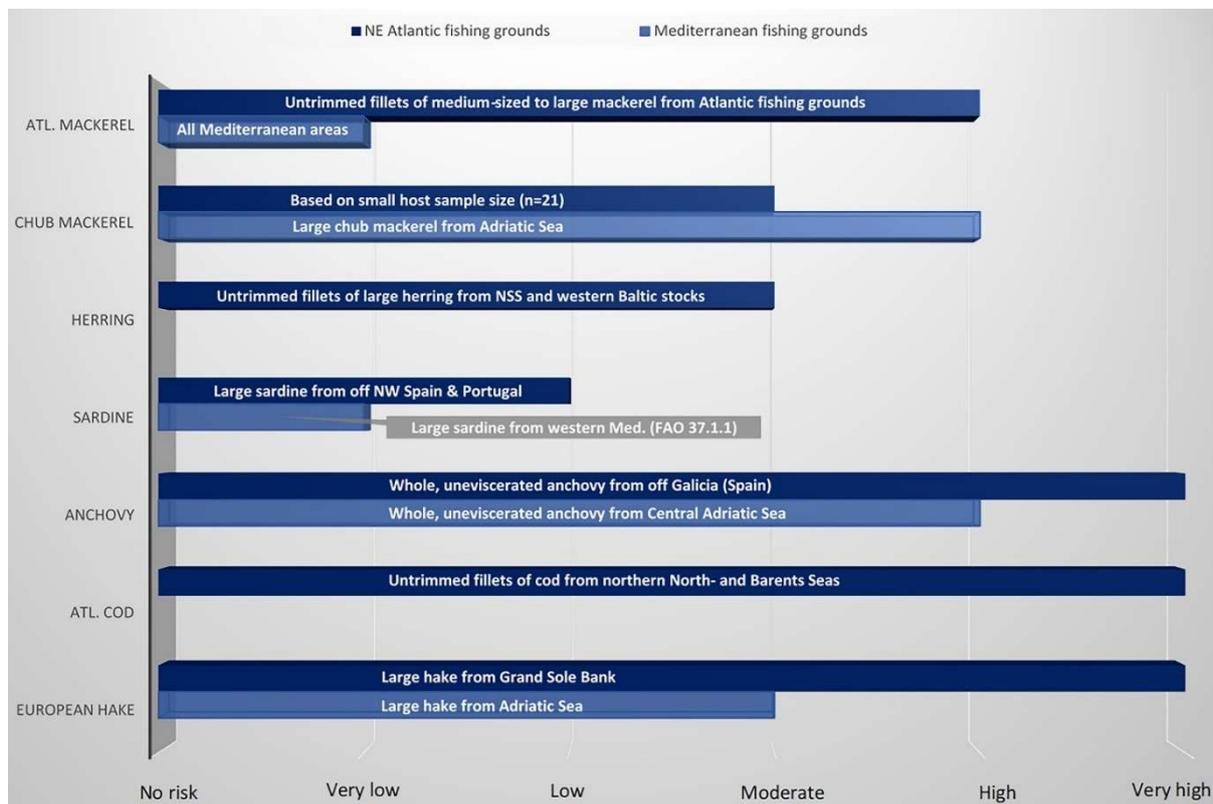


Figure 11 : Risque d'exposition à *Anisakis* spp. chez différentes espèces de poisson [Levsen et al, 2018].

Niveaux de risque corrélés aux prévalences d'*Anisakis* spp.: No risk (aucun risque) : 0% ; Very low (très faible) : 1 – 5% ; Low (faible) : 6 - 20% ; Moderate (modéré) : 21 – 50% ; High (élevé) : 51 – 80% ; Very high (très élevé) : >80% ; Atl mackerel=maquereau de l'Atlantique (*S. scombrus*), Chub mackerel=maquereau espagnol (*Scomber colias*), Herring=hareng (*C. harengus*), Anchovy=anchois (*E. encrasicolus*), Atl cod=morue (*G. morhua*), European hake=merlu commun (*M. merluccius*).

#### Remarques :

- Le parasitisme des poissons a augmenté ces dernières années. Dans une méta-analyse de 123 publications examinant la présence des anisakidés dans le poisson, il a été montré que l'abondance (nombre de parasites par poisson) a été multipliée par 283 au cours des 50 dernières années [Fiorenza et al, 2020].

- Les prévalences d'infestation sont significativement différentes entre les espèces de poisson prélevés dans le milieu naturel [Gay et al, 2019]. Ces dernières ont parfois été comparées selon la méthode employée. Gay et collaborateurs rapportent qu'à l'œil nu la prévalence observée atteint 42,93% ; par mirage elle atteint 47,8% ; par association de Presse et UV elle atteint 62,93% [Gay et al, 2019]. Aucun parasite n'a été découvert chez les saumons et bars d'élevage [Dupouy-Camet et al, 2020].

- La répartition des anisakidés dans le corps des poissons n'est pas homogène : elle diffère selon le genre parasitaire, l'espèce hôte et son comportement alimentaire, et selon les conditions environnementales.

Les L3 du genre *Anisakis* ciblent majoritairement la cavité viscérale et mineure les tissus musculaires. A l'inverse, les L3 du genre *Pseudoterranova* ciblent d'abord les tissus musculaires et dans une moindre mesure la cavité viscérale [Cavallero et al, 2021 ; ANOFEL et al, 2018 ; ANSES, 2017 ; Levsen et al, 2018].

Les flancs des poissons sont significativement plus infestés que les filets [Gay et al, 2019] et les larves présentes dans les tissus musculaires sont situées majoritairement dans les muscles antéro-ventraux enserrant la cavité viscérale (rabats ventraux, cf Figure 21) [Levsen et al, 2018].

Cette tendance est particulièrement prononcée chez le maquereau (*S. scombrus*), le hareng (*C. harengus*), le merlan bleu (*M. poutassou*) et la morue (*G. morhua*) [Gay et al, 2019].

Une corrélation peut être relevée entre abondance moyenne des L3 des tissus musculaires et abondance des L3 des organes viscéraux [Levsen et al, 2018]. L'étude Fish-Parasites rapporte que 33% des poissons parasités étaient infestés uniquement dans leurs viscères contre 23% uniquement dans leurs filets ou dans leurs filets et viscères [Dupouy-Camet et al, 2016]. Le maquereau (*S. scombrus*) semble faire partie des exceptions, à plusieurs reprises les spécimens n'étant infestés que dans les tissus musculaires et pas dans les organes viscéraux [Levsen et al, 2018].

- Il y a une corrélation entre la prévalence des L3, leur abondance et la taille de certains poissons. Vérifiée chez le merlu (*M. merluccius*), la morue (*G. morhua*) ou le hareng (*C. harengus*), le microplancton du début de la vie du poisson est progressivement remplacé par des proies plus grandes qui ont une probabilité plus importante d'être porteuses de larves : macroplancton (krill (*M. norvegica*)) ou autres poissons. Il se produit une accumulation de parasites au fur et mesure que le poisson grandit et avance en âge, ces derniers pouvant rester en vie durant de longues périodes voire toute la vie de leur hôte. Certaines espèces semblent échapper à cette tendance, c'est le cas du maquereau (*S. scombrus*) où la corrélation n'était que faiblement positive voire absente [Smith, 1984 ; Pascual et al, 2017 ; Levsen et al, 2018 ; Levsen et Lunestad, 2010 ; Mouritsen et al, 2010 ; Münster et al, 2015 ; ANSES, 2017].

Pour conclure, la variabilité des niveaux d'infestation et la nature dynamique des populations d'accueil rendent impossible la définition d'une zone géographique dans laquelle les produits de la pêche sont toujours exempts de larves d'anisakidés [ANSES, 2017 ; Dupouy-Camet et al, 2014].

La forte prévalence du parasite chez les poissons contraste avec la faible incidence des cas d'anisakidose. Les mesures réglementaires de prophylaxie et l'augmentation de l'approvisionnement par la filière aquaculture contribuent très certainement à expliquer cette faible incidence chez l'Homme [Dupouy-Camet et al, 2020].

#### 4) Autres paramètres

- Le niveau de contamination reflète souvent les traditions culinaires locales/régionales [Audicana et al, 2003 ; Cavallero et al, 2021 ; Guardone et al, 2018], telles que les sushis et sashimis au Japon et les anchois marinés en Espagne [Bao et al, 2017].

- La propagation de nouvelles habitudes alimentaires et certains plats traditionnels sont mis en cause dans l'augmentation du nombre de cas d'anisakidose au niveau mondial ces dernières années [Bao et al, 2017]. L'utilisation de poisson cru est popularisée de plusieurs façons : la diffusion de traditions culinaires asiatiques, celle des plats à base de poissons marinés, fumés ou la mise en avant du régime méditerranéen qui est caractérisé par une forte consommation de poisson [Cavallero et al, 2021 ; Bucci et al, 2013].

- L'augmentation globale de la consommation de poisson dans le monde qui vient avec les autres produits de la mer au premier rang des consommations de chair animale [Dupouy-Camet et al, 2020]. Entre 2005 et 2014, en France, les achats des ménages en poissons crus

sont passés de 762 à 2540 tonnes. Entre 2005 et 2018, cette augmentation atteint 390% [Dupouy-Camet et al, 2020 ; FranceAgrimer, 2019].

A noter que la part des produits de la mer issus de l'aquaculture est grandissante. La croissance de l'industrie de la pisciculture a dépassé la production de la pêche sauvage depuis plus de deux décennies, produisant actuellement près de 50 % de tous les produits de la mer consommés à l'échelle mondiale. A mesure que la pêche sauvage continuera de diminuer, le rôle de l'aquaculture dans la production alimentaire augmentera [Polimeno et al, 2021].

- La mise au point de meilleurs outils de diagnostic et une plus grande sensibilisation vis-à-vis de la pathologie qu'est l'anisakidose ont entraîné une augmentation de la fréquence des rapports dans de nombreuses régions du monde [Audicana et al, 2008].

### **C. Contamination de l'Homme**

L'Homme est contaminé par l'ingestion de poissons de mer ou de céphalopodes crus, insuffisamment cuits ou conservés dans des préparations à faible teneur en sel ou en acide acétique et dans lesquels la larve vivante est présente [ANOFEL et al, 2018 ; ANSES, 2017]. Les plats à risque peuvent également comprendre des méthodes de transformation comme les marinade, saumurage et fumage à froid (40 °C) qui sont généralement stérilisantes pour d'autres pathogènes d'origine alimentaire, mais pas pour les anisakidés [Smith et Wootten, 1978 ; Sakanari et McKerrow, 1989 ; Petithory et al, 1991].

Sont considérées comme étant à haut risque d'anisakidose : sushis et sashimis Japonais, gravlax Scandinave, hareng salé et mariné Hollandais, boquerones Espagnols (anchois marinés au vinaigre), anchois marinés Italiens, sardines crues, bagoong Philippin, lomi-lomi et palu Hawaïens et ceviche Sud-américain [Cavallero et al, 2021]. Une seule larve suffit à déclencher une anisakidose [Audicana et Kennedy, 2008].

- Points d'attention :

#### 1) Migration post-mortem

Les larves d'anisakidés peuvent se déplacer à l'intérieur du poisson après sa mort. Ce processus est facilité par la faible distance qui sépare les organes viscéraux des tissus musculaires et par les conditions d'entreposage. Elle survient en l'absence d'éviscération et/ou de congélation pratiquée peu après la capture [Levsen et al, 2018].

Les poissons fraîchement pêchés et/ou simplement conservés au frais sont des vecteurs potentiels d'anisakidose. Les principaux paramètres déterminant l'activation et la motilité des larves semblent être la température et le temps de stockage [Cipriani et al, 2016 ; Šimat et al, 2015]. Une température de stockage supérieure à 2°C semblent suffisante pour permettre la migration post-mortem [Cipriani et al, 2016].

Les poissons de petite taille sont plus sujets à cette problématique, comme la sardine (*S. pilchardus*) ou l'anchois (*E. encrasicolus*) [Levsen et al, 2018], d'autant que ceux-ci sont fréquemment préparés crus ou peu traités [Moschella et al, 2004 ; Mattiucci et al, 2011 ; Mattiucci et al, 2013 ; Maldineo et al, 2016].

#### 2) Risque allergique [Dupouy-Camet et al, 2016 ; ANSES, 2017]

La larve anisakidée contient de nombreux allergènes, ceux-ci sont susceptibles d'entraîner une sensibilisation.

Une fois sensibilisé, des réactions allergiques peuvent survenir lorsque l'Homme entre en contact avec des larves d'anisakidés vivantes comme mortes, c'est l'anisakidose allergique.

Aussi, les poissons et céphalopodes parasités sont à risque qu'ils soient consommés crus ou bien cuits car les allergènes parasitaires sont thermostables, donc résistants à de très hautes températures.

## **D. Physiopathologie**

Le cycle est interrompu si les larves L3 infestantes ne sont pas ingérées par un mammifère marin [Cavallero et al, 2021]. Le parasite est alors en impasse parasitaire et l'hôte concerné est décrit comme un hôte accidentel. L'Homme est ainsi un hôte accidentel chez lequel la larve d'*Anisakis* est en impasse parasitaire.

La L3 va mourir au bout de quelques heures à quelques jours et pourra entraîner deux grands types de troubles, des lésions digestives mécaniques et des réactions allergiques, la symptomatologie observée résultant souvent de l'intrication de ces deux phénomènes [Gay et al, 2012 ; Dupouy-Camet et al, 2014].

Remarque : il a été très exceptionnellement rapporté la mue de la larve L3 en larve L4, voire l'atteinte du stade adulte immature, ce cas concernant particulièrement *P. decipiens* [Kliks, 1986 ; Audicana et al, 2003].

### 1) Ingestion de la L3

Il peut être ressenti des picotements dans la bouche et/ou dans la gorge pendant ou après le repas contenant la larve L3 infestante. Ce ressenti est lié aux mouvements de la larve. Les personnes ressentant ce symptôme peuvent arriver à extraire le parasite de leur bouche, manuellement, en le recrachant ou encore à l'évacuer en toussant ce qui empêchera l'infestation. D'autres personnes rejettent la larve car sa présence peut provoquer des vomissements [CDC, 2020 ; Dupouy-Camet et al, 2020].

### 2) Lésions digestives mécaniques

Douées d'une grande capacité invasive, les lésions résultent de la fixation des larves L3 sur la muqueuse gastro-intestinale et de sa pénétration.

Pour pénétrer la muqueuse, la larve L3 d'*A. simplex* recourt à une attaque mécanique, au moyen de sa dent de pénétration, et à une attaque enzymatique, au moyen d'enzymes protéolytiques puissantes capables de dégrader la matrice extra-cellulaire [Audicana et al, 2003]. Il a notamment été retrouvé un analogue de la trypsine [Audicana et al, 2003] et une molécule dégradant la chondroïtine sulfate-A et l'acide hyaluronique [Hotez et al, 1994]. La production et l'excrétion de ces enzymes semblent effectuées par la glande œsophagienne dorsale et la cellule excrétrice [Ruitenberget Loendersloot, 1971 ; Matthews, 1982].

Dans un second temps, les L3 peuvent se retrouver piégées au sein d'un granulome à éosinophiles dans lequel elles meurent au bout de quelques heures à quelques jours [Dupouy-Camet et al, 2020 ; ANOFEL et al, 2018].

Les produits de sécrétion-excrétion contiennent en plus des enzymes protéolytiques des substances anticoagulantes [Perteguer et al, 1996], qui entraînent l'apparition de lésions

multiples érosives et/ou hémorragiques détectées habituellement près de la lésion principale [Arenal Vera et al, 1991].

### 3) Réponse immunitaire (figure 12) [Audicana et al, 2008]

L'implication de mécanismes immunologiques dans la pathogenèse de l'anisakidose a été proposée pour la première fois en 1964 par Kuipers avec l'hypothèse du « double coup », qui explique pourquoi des changements pathologiques plus graves se produisaient après la réinfection chez les lapins [Kuipers, 1964]. Des études expérimentales ont plus tard confirmé que la sensibilisation antérieure causait des lésions plus graves, et ont indiqué que les réactions d'hypersensibilité de type I, III et IV pouvaient être impliquées dans l'immunopathologie de l'anisakidose [Asaishi et al, 1980], les réponses de type I et IV étant certainement les plus concernées [Audicana et al, 2003].

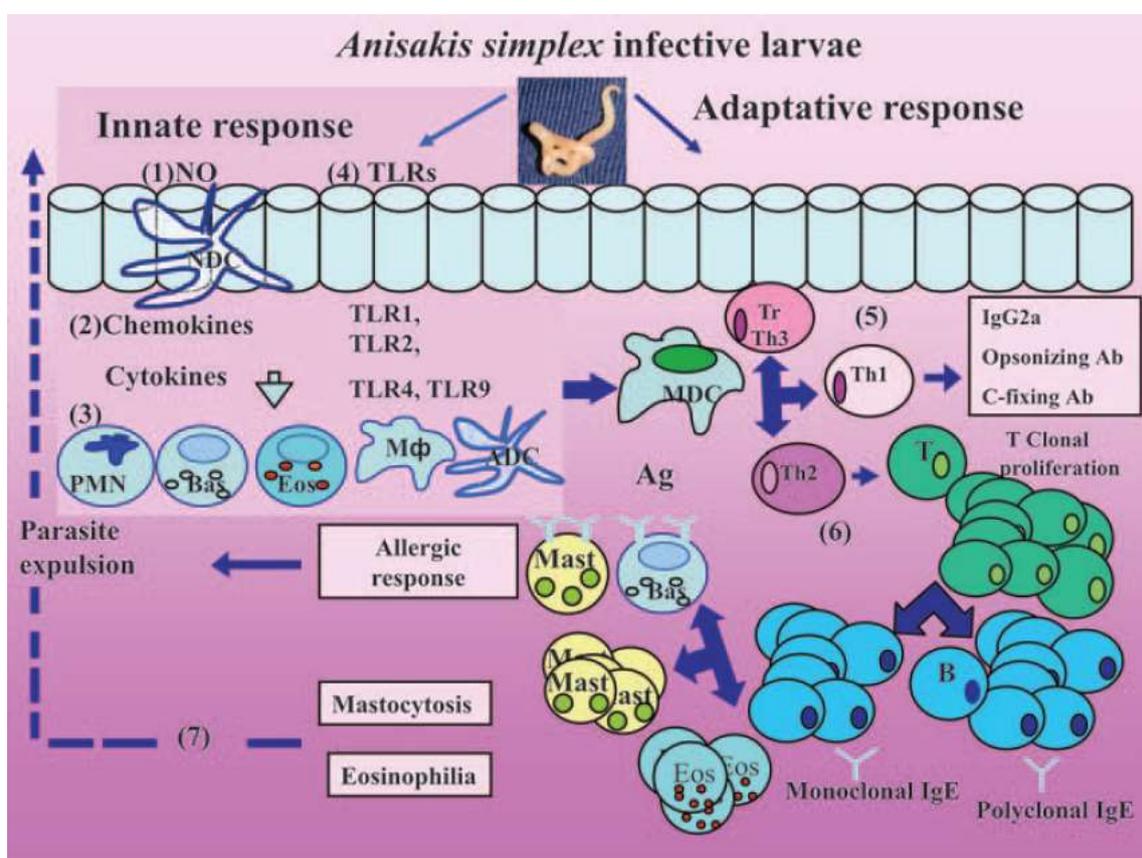


Figure 12 : Représentation schématique de l'implication des réponses immunitaires innées et adaptatives dans le processus pathogénique de l'anisakidose [d'après Audicana et al, 2008]

Les réponses humorales et cellulaires sont principalement localisées dans la région buccale de la larve, là où les produits de sécrétion-excrétion (ES) sont libérés et vont former des complexes immuns insolubles avec des anticorps [Ishikura, 1990].

#### - Immunité innée :

Les cellules épithéliales peuvent sécréter des molécules cytotoxiques comme le NO (Figure 12 : 1), mais aussi des chimiokines et des cytokines (2), qui attirent les macrophages tissulaires (Mφ), les cellules dendritiques naïves (NDC), les leucocytes polynucléaires (PMN) avec les basophiles (Bas) et les éosinophiles (Eos) (3). Les réponses innées peuvent également

impliquer des TLR (4) provenant de cellules épithéliales et de cellules dendritiques activées (ADC).

- Immunité adaptative (ou acquise) :

La présentation de l'antigène par les cellules dendritiques matures (MDC) stimule une double réponse Th1 (5) et Th2 (6). D'autres cellules T peuvent être recrutées comme cellules T-régulatrices aussi appelés Th3.

Th1 :

Les cytokines Th1 (IFN- $\gamma$ , TNF- $\beta$ , IL-2 et IL-3) (5) induisent la production d'IgG2a, l'opsonisation par les anticorps et la fixation du complément, l'activation des macrophages, la cytotoxicité à médiation cellulaire dépendante des anticorps et l'hypersensibilité de type IV (retardé).

Th2 :

Les cytokines Th2 (IL-4, IL-5, IL-6, IL-9, IL-10 et IL-13) favorisent la production d'IgG1 et d'IgA (6), et par stimulation lymphocytaire-T (T), la production d'IgE antigène-spécifique et d'IgE total/polyclonal. La mastocytose et l'éosinophilie sont induites par une réponse Th2 et des cytokines chimioattractives et peuvent être responsables de l'expulsion du parasite (7). Les basophiles sont quant à eux essentiels pour amorcer une réponse Th2. L'éosinophilie peut être due à la libération de nombreux facteurs chimiotactiques par les cellules épithéliales, les lymphocytes T, les mastocytes, les basophiles et les facteurs provenant directement des parasites.

#### 4) Anisakidose allergique

Les premiers cas d'allergie à *A. simplex* ont été détectés au Japon [Kasuya et al, 1990], puis au Pays basque espagnol [Audicana et al, 1995 ; Audicana et al, 2002]. Le parasite est responsable de réactions allergiques à la fois immédiates et retardées [Ventura et al, 2008].

- Réaction allergique immédiate : l'hypersensibilité de type I

L'augmentation rapide de la concentration sérique des IgE anti-Anisakis dès les premiers jours et son maintien à un niveau élevée pendant des mois font partie des principaux signes d'une réaction allergique immédiate [Yagihashi et al, 1990 ; Desowitz et al, 1985 ; Deardorff et al, 1991]. Cette augmentation concerne les IgE spécifiques et totales [Fernández de Corres et al, 1996 ; del Pozo et al, 1996 ; García et al, 1997]. Cette réponse, caractéristique des infections à helminthe, est typique des réponses immunitaires à Th2 [Allen et Maizels, 1996] et dépend de l'IL-4 [Urban et al, 1992]. Les niveaux d'IgE peuvent persister chez les patients pendant des années, même si les poissons marins sont éliminés du régime alimentaire [Audicana et al, 2003].

Les éosinophiles apparaissent incapables *in vitro* de détruire directement les larves d'*A. simplex* [Deardorff et al, 1991], mais l'infiltration par ces derniers des tissus entourant le parasite est l'une des caractéristiques les plus distinctives des lésions inflammatoires locales observées dans l'anisakidose. La présence de ces cellules peut refléter le stade tardif de la réaction de type I, après la libération de facteurs chimiotactiques éosinophiles au stade aigu de la réponse. Il est possible que certaines substances d'origine parasitaire attirent également les éosinophiles vers les tissus endommagés [Audicana et al, 2003].

Selon certains auteurs, en cas d'anisakidose, une hyperéosinophilie est observée dans moins de 30 % des cas [Ishikura, 1990 ; Matsui et al, 1990 ; Matsumoto et al, 1992].

- Réaction allergique retardée : l'hypersensibilité de type IV

Les lésions granulomateuses observées dans les formes chroniques gastro-intestinales et ectopiques de l'anisakiose sont typiques des réactions d'hypersensibilité de type IV (réponse immunitaire à Th1) [Audicana et al, 2003]. Dans une étude portant sur un patient immunodéprimé souffrant à la fois du sida et de l'anisakidose intestinale, aucune lésion granulomateuse n'a été observée [Feldmeier et Poggensee, 1993], ceci venant appuyer la thèse d'une implication de l'immunité cellulaire dans ces lésions.

### 5) Allergènes en cause

A ce jour 14 antigènes d'*A. simplex* ont été décrits (Tableau 3) [Aibinu et al, 2019]. De différentes natures, ils sont issus : de produits de sécrétion-excrétion (ES), de métabolites émis par les larves vivantes, et d'antigènes somatiques et cuticulaires de larves mortes pouvant être présentes dans la nourriture [Ishikura, 1990 ; Audicana et al, 2003].

Ani s1 et Ani s4 auraient un rôle central dans l'anaphylaxie et seraient nécessaire au déclenchement de l'allergie. La sensibilisation peut survenir après l'ingestion de larves vivantes comme mortes [Ventura et al, 2008] et entraîner le premier épisode allergique ou des épisodes allergiques ultérieurs

Tous ces allergènes sont thermostables et gardent leur caractère allergisant même après cuisson ou congélation [Dupouy-Camet et al, 2016 ; ANSES, 2017 ; Ventura et al, 2008]. L'ABA-1, un allergène d'*Ascaris* pour lequel il existe un homologue chez *A. simplex* illustre ce phénomène : il faut générer de fortes températures (89°C) pour dénaturer la molécule mais cette dernière se renature au refroidissement et recouvre alors son pouvoir allergisant [Xia et al, 2000]. Les procédés de transformation rencontrés dans l'industrie alimentaire (autoclaves à 120°C pendant 60 minutes) permettent une dégradation partielle des antigènes d'*A. simplex*, mais ces derniers conservent leur immunoréactivité [Kochanowski et al, 2020].

En 2006, il a même été montré que les réactions allergiques attribuables à *A. simplex* pouvaient découler de la consommation de viande de poulet nourri avec de la farine de poisson contaminée par du matériel parasitaire [Armentia et al, 2006].

Tableau 3 : Présentation de huit allergènes d'*A. simplex* à travers leurs localisations et classes [d'après Audicana et al, 2008]

Nom	Localisation	Classe allergène
Ani s 1 $\alpha$	Produit de sécrétion-excrétion (ES)	Homologie avec un inhibiteur de sérine protéase de type Kunitz
Ani s 2	Somatique (corps de la larve)	Paramyosine
Ani s 3	Somatique	Tropomyosine
Ani s 4	ES	Inhibiteur de la cystéine protéase
Ani s 5	ES	Protéine SXP/RAL
Ani s 6	ES	Inhibiteur de sérine protéase
Ani s 7	ES	Glycoprotéine
Ani s 8	ES	Protéine SXP/RAL

Il est à noter que souvent les recherches sont portées sur *A. simplex* mais que comme le précise Nagano et collaborateurs, il est probable que *P. decipiens* entraîne une symptomatique rigoureusement similaire en raison de l'homologie entre les deux espèces [Nagano et al, 1989].

## 6) Variabilité inter-individuelle

Des études par Western blot ont montré que la réponse des anticorps humains IgE et IgG aux antigènes de *A. simplex* était hétérogène et variait considérablement d'un individu à l'autre [del Pozo et al, 1996]. Cela peut s'expliquer par des différences génétiques entre les individus, par des différences dans la nature et le nombre d'immunisations, et/ou par la nature de l'immunogène auquel le patient a été exposé [Audicana et al, 2003].

### - Facteurs de susceptibilité humaine

En raison de l'incidence élevée de la parasitose chez les poissons, il est surprenant de constater que peu d'individus sont sensibles à l'anisakidose digestive ou allergique. En supposant que cela n'est pas seulement dû à des niveaux d'infection plus élevés dans certaines régions ou ailleurs à un sous-diagnostic, une certaine forme de prédisposition génétique pourrait être incriminée [Bahna, 2001 ; Bahna, 2004].

### *A. simplex*, HLA et allergie :

Des travaux menés sur un groupe de 46 caucasiens (de Cantabrie, nord de l'Espagne) allergiques à *A. simplex* ont montré une prédisposition génétique pour cette allergie via les allèles de classe II HLA. L'haplotype DRB1\*1502- DQB1\*0601 s'est vu significativement associé à l'allergie à *A. simplex* [Sánchez-Velasco et al, 2000]. En outre, les HLA DRB1\*1502, DQB1\*0601 et DRB1\*0404 étaient significativement surreprésentés (et seraient donc des facteurs de risque génétiques probables) chez les sujets allergiques à *A. simplex* [Sánchez-Velasco et al, 2000].

Chez divers organismes, un certain nombre de protéines de structure sensiblement similaires à Ani s 2 et Ani s 3 ont été trouvées, suggérant de possibles réactions croisées. Aussi la découverte de motifs de liaison de HLA DRB1\*0404 dans Ani s 2, Ani s 3 va en ce sens et appuie l'hypothèse selon laquelle cet allèle est un facteur potentiel de risque génétique pour le développement d'une allergie à *A. simplex* [Guarneri et al, 2007].

## 7) Résumé de la physiopathologie chez l'Homme (Tableau 4)

Tableau 4 : Résumé chronologique des étapes physiopathologiques de l'anisakidose humaine [d'après Audicana et al, 2008]

Temps après ingestion	Etape infectieuse	Facteurs libérés ou réponse immunitaire engagée	Conséquences tissulaires
< 1h	Adhérence à la muqueuse	Enzymes protéolytiques	Lésions hémorragiques ; creusement par la ou les larves et formation de tunnels
4h à 6 jours	Pénétration de la muqueuse et de la sous-muqueuse	Facteurs chimiotactiques	Inflammation infiltrée de polynucléaires éosinophiles (phlegmon) ; érosions des tissus
7 à 14 jours	Formation du granulome	Induction des réponses de l'hypersensibilité	Lésions ulcéreuses
> 14 jours	Mort des larves	Inflammation ou granulome persistant	Disparition du parasite ou ulcération chronique autour de ses restes

### **III. Symptomatologie**

L'anisakidose prend des aspects cliniques différents selon la localisation et le comportement de la larve notamment : des typologies digestives et/ou allergiques, pouvant être aiguës ou chroniques et de gravité moyenne ou, le plus souvent, sévère. La symptomatologie peu spécifique rend le diagnostic de cette pathologie difficile. Elle est souvent assimilée à des appendicites, des ulcères de l'estomac ou du duodénum, ou des iléites ou tout simplement non-diagnostiquée [Sakanari et McKerrow, 1989 ; Kawanishi et al, 2021 ; Shrestha et al, 2014 ; Marzano et al, 2020].

En clinique, il est considéré quatre à cinq types d'anisakidoses :

- Les anisakidoses digestives (ou gastro-intestinales), comprenant des formes : gastrique, intestinale, ectopique et œsophagienne (parfois englobée sous le terme ectopique). La forme gastrique semble en être la plus fréquente [Ishikura et al, 1989 ; Guardone et al, 2018]. Sur 73 cas en Italie entre 1987 et 2018, il y avait 43,8% de forme gastrique, 42,5% de forme intestinale, 1,4% de forme œsophagienne et 12,3% de forme ectopique [Guardone et al, 2018].
- Des formes allergiques de l'anisakidose [Audicana et Kennedy, 2008 ; Kawanishi et al, 2021].
- Des formes asymptomatiques [Dupouy-Camet et al, 2020 ; ANOFEL et al, 2018] dont la fréquence est difficile à estimer. La mention de cas d'anisakidose intestinale, localisé au niveau du colon et découvert fortuitement, permet d'évoquer le chiffre de 40% [Takasaki et al, 2020].

#### **A. Anisakidoses digestives**

Après un repas de poissons ou de céphalopodes crus ou peu cuits, elle peut être évoquée devant des symptômes généraux comme [ANOFEL et al, 2018 ; CDC, 2020]:

- des douleurs épigastriques ou abdominales aiguës
- des nausées et/ou vomissements, une distension abdominale
- des diarrhées, du sang et du mucus dans les selles
- une fièvre discrète
- une symptomatologie ulcéreuse
- un syndrome intestinal tumoral sans étiologie
- une occlusion du grêle

Au point de pénétration, la larve entraîne une inflammation. Cette dernière peut entraîner la création d'un œdème local sévère, touchant la séreuse et le mésentère, et conduire à une obstruction avec dilatation proximale. Des pétéchies et une hyperémie peuvent aussi être observés [Audicana et al, 2003]. Les symptômes peuvent persister de quelques jours à quelques semaines dans les cas chroniques [ANSES, 2017].

En fonction de la localisation précise de la ou des larves ingérées et du délai d'apparition des symptômes après le repas contaminant, on distingue donc :

##### **1) Anisakidose gastrique**

Délai d'apparition après un repas infestant : 1 à 12h [ANSES, 2017].

- Phase aiguë

Elle est marquée par l'apparition brutale de douleurs épigastriques, de nausées, de vomissements et, moins fréquemment, d'une distension abdominale et de diarrhées parfois sanglantes, et parfois accompagnées d'une fièvre modérée. Ce sont des manifestations et des douleurs pseudo-ulcéreuses.

Dans 10% des cas, des symptômes allergiques sont signalés, on parlera alors d'anisakidose gastro-allergique (voir page 30, paragraphe B2) [ANOFEL et al, 2018 ; ANSES, 2017 ; Audicana et al, 2003].

- Phase subaiguë ou chronique

Des douleurs épigastriques relativement sévères peuvent encore être ressenties mais elles deviennent de plus en plus sourdes avec le temps. Une dyspepsie, des vomissements, de l'anorexie peuvent persister des mois voire des années [Kim, 1994].

## 2) Anisakidose intestinale

Délai d'apparition après un repas infestant : 12h à plus de 5 jours (jusqu'à 7 selon certains auteurs [Shrestha et al, 2014]) [ANSES, 2017]. Le diagnostic est plus difficile à poser [CDC, 2020]. Les différentes portions de l'intestin peuvent être atteintes mais à des fréquences variables. Le colon par exemple est touché dans 0,25% des cas [Mineta et al, 2006].

- Phase aiguë

Il est retrouvé une partie des manifestations mentionnées précédemment : gonflements abdominaux, douleurs abdominales, nausées, vomissements, constipation et/ou diarrhées. Des syndromes appendiculaires, péritonéaux et de rares formes coliques ou iléales basses peuvent également être identifiés (Figure 13) [ANSES, 2017 ; Matsui et al, 1985].

- Phase subaiguë ou chronique

Sont retrouvés des symptômes abdominaux chroniques, souvent des douleurs évoquant un syndrome tumoral (ou formes pseudotumorales). Le processus granulomateux aboutit à un épaississement de la paroi, à une sténose luminale et à la formation de granulomes éosinophiles centrés sur la ou les larves enchâssées dans l'intestin (pouvant être diagnostiqués à tort comme tumeurs) [Kikuchi et al, 1990].

- Complications possibles

Il peut survenir des abcès, des sténoses digestives, des occlusions intestinales, des invaginations et des perforations intestinales, ou encore des formes ectopiques extra-gastro-intestinales. Une accumulation de liquide d'ascite peut apparaître autour de la rate et du foie (Figure 13). Des saignements occultes peuvent être observés [ANOFEL et al, 2018 ; Petithory et al, 1992 ; Ortega-Deballon et al, 2005 ; Kawanishi et al, 2021].

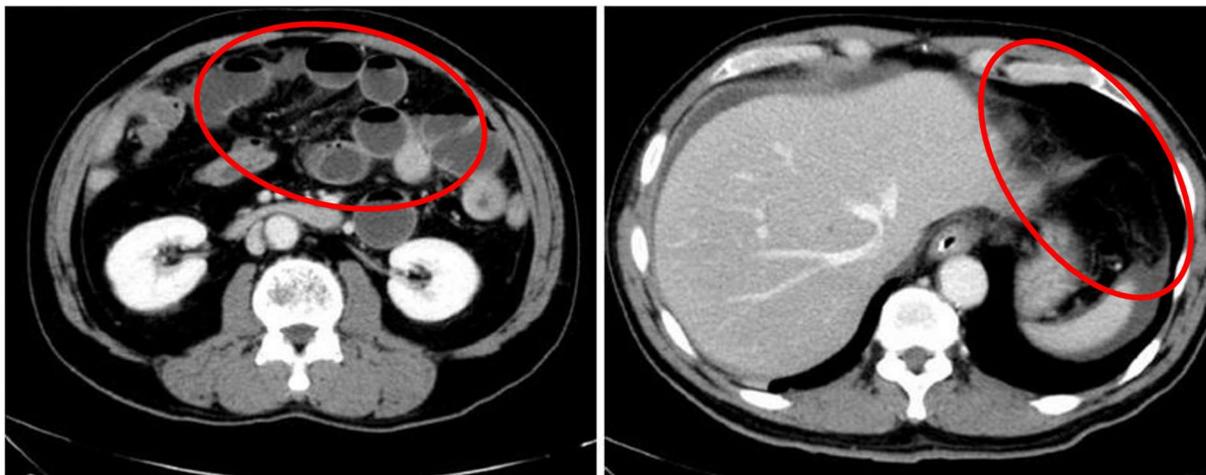


Figure 13 : Anisakidose intestinale (tomodensitométrie abdominale). A gauche : œdème d'un segment de l'intestin grêle ; A droite : ascite entourant le foie et la rate [d'après Shrestha et al, 2014].

### 3) Anisakidoses ectopiques et œsophagienne

En marge des deux manifestations principales de la pathologie, il arrive que des larves perforent complètement la paroi gastro-intestinale, atteignent la cavité abdominale et migrent vers des organes et des tissus tels que l'épiploon (aussi appelé grand omentum), le mésentère [Rushovich et al, 1983], le poumon [Kobayashi et al, 1985 ; Matsuoka et al, 1994], le pancréas [Dooley et Neafie, 1976] ou le foie [Kagei et al, 1995]. Dans la majorité de ces cas, les manifestations cliniques sont légères, mais des symptômes intestinaux de plus grande gravité peuvent survenir à la suite de la réponse induite par la larve lors de sa pénétration de la paroi intestinale [Ishikura et al, 1993].

- Anisakidose œsophagienne [Dupouy-Camet et al, 2020 ; ANOFEL et al, 2018]

Il arrive que la larve migre à l'intérieur du tube digestif, de l'estomac vers l'œsophage et l'oropharynx, y provoquant des picotements. Ces derniers peuvent entraîner l'expulsion de la larve par le réflexe de la toux.

Délai après un repas infestant : 1 à 12 heures (au plus dans les 48 heures).

Très rare (seuls 28 cas relevés pour 11 989 cas de localisation gastrique lors d'une enquête japonaise [Urita et al, 1997]), elle est souvent asymptomatique. Elle peut être évoquée devant ces symptômes : toux, dysphagie, brûlures rétro-sternales, pyrosis.

### **B. Anisakidose allergique**

Délai après un repas infestant ou contaminé par des larves anisakidés : quelques heures à un jour.

La réaction allergique est de gravité variable et associée ou non à d'autres formes de la pathologie [ANOFEL et al, 2018]. Elle est médiée par des IgE anti-*Anisakis* dont le taux peut être élevé [Cavallero et al, 2021 ; Dupouy-Camet et al, 2014].

Principaux types d'atteintes :

### 1) Allergie simple

Se présentent des manifestations allergiques au niveau cutané : urticaire (20% des cas), prurit, angioœdème, œdème des lèvres, du visage. Et/ou au niveau respiratoire : asthme [EFSA, 2010 ; Dupouy-Camet et al, 2016 ; ANSES, 2017]. Il n'y a pas de symptôme digestif associé [Audicana et al, 2003]. Il est possible de confondre ce type d'allergie avec une allergie au poisson, on parle alors de « pseudo-allergie alimentaire » au poisson [ANOFEL et al, 2018].

### 2) Anisakidose gastro-allergique

Il s'agit d'une association de symptômes, pour partie allergiques et pour partie associés à l'anisakidose gastrique : urticaire, œsophagite allergique, pseudo-obstruction par œdème inflammatoire localisé, douleurs épigastriques ou abdominales. Elle est provoquée par des larves vivantes [Cavallero et al, 2021 ; Dupouy-Camet et al, 2014].

### 3) Durée des symptômes et complications

Les symptômes persistent en moyenne un jour.

Des complications peuvent survenir : urticaire récidivante/chronique [Daschner et al, 2005], angioœdèmes graves (20 à 60% des cas sévères), malaise, œdème de Quincke, œdème segmentaire de l'intestin (peut aboutir ensuite à une occlusion), choc anaphylactique (pouvant être fatal). Globalement les manifestations cliniques graves portent sur la peau, l'appareil respiratoire, le système digestif et le système cardiovasculaire. Elles peuvent concerner plusieurs de ces organes simultanément [Fernández de Corres et al, 1996 ; Moreno-Ancillo et al, 1997].

D'autres complications plus rares peuvent survenir, c'est le cas de symptômes rhumatismaux [Cuende et al, 1998].

Certains auteurs suspectent qu'un simple contact cutané ou l'inhalation de quantités infimes d'allergènes puissent être suffisants pour provoquer l'allergie [Tan et al, 2001]. En cause, plusieurs rapports dans la littérature scientifique de cas de : conjonctivite [Añíbarro et Seoane, 1998], asthme [Armentia et al, 1998 ; Pulido-Marrero et al, 2000 ; Scala et al, 2001] et dermatite de contact [Conde-Salazar et al, 2002].

## **IV. Diagnostic**

Le diagnostic repose sur (Tableau 5) : l'anamnèse, la fibroscopie et/ou coloscopie, sur l'identification parasitologique et moléculaire des larves, sur l'anatomopathologie et sur les sérologies avec essentiellement le dosage des IgE et IgG4 spécifiques tout en gardant à l'esprit que pour ces deux derniers des réactions croisées sont connues avec les crustacés et acariens [Petithory et al, 1986 ; Fréalle et al, 2016 ; Yera et al, 2016 ; Brunet et al, 2017].

Tableau 5 : Stratégie diagnostique [Audicana et al, 2003]

Anamnèse : un interrogatoire minutieux [Shrestha et al, 2014]	<ul style="list-style-type: none"> <li>- contexte d'un repas à risque et détails de l'histoire clinique</li> <li>- symptômes gastro-intestinaux</li> </ul>
Phase aiguë : stade précoce	<ul style="list-style-type: none"> <li>- endoscopie digestive</li> <li>- extraction de la larve</li> <li>- étude morphologique</li> </ul> <p>Révèle habituellement la présence des larves en train de pénétrer la muqueuse digestive</p>
Phase subaiguë ou chronique : stade avancé	<ul style="list-style-type: none"> <li>- endoscopie digestive</li> <li>- biopsie</li> <li>- étude anatomopathologique du prélèvement</li> </ul> <p>Utile lorsque les larves ont déjà pénétré la paroi (notamment dans la forme intestinale)</p>
Cas suspects	<ul style="list-style-type: none"> <li>- techniques moléculaires (PCR)</li> <li>- tests de sérodiagnostic (immunoglobulines et précipitines)</li> </ul>
Autres techniques	<ul style="list-style-type: none"> <li>- études radiographiques barytées [Matsui et al, 1985 ; Matsumoto et al, 1992]</li> <li>- échographie [Shirahama et al, 1992]</li> <li>- échographie endoscopique [Okai et al, 1993 ; Sakai et al, 1992]</li> </ul>

## A. Méthodes de diagnostic direct

### 1) Exploration endoscopique

Cette approche consiste à confirmer le diagnostic par la mise en évidence du parasite in situ (Figure 14) ainsi qu'à l'extraire le cas échéant. La larve est ensuite analysée par étude morphologique (Figure 14) ou anatomopathologique (Figure 15) dans le cas où une résection digestive est pratiquée [ANOFEL et al, 2018]. En 2018, une étude rétrospective a montré que 51,4% des larves étaient détectées grâce à cette technique. Lorsque l'endoscopie n'est pas appropriée, une laparotomie est parfois pratiquée, permettant la détection de 48,6% des larves [Guardone et al, 2018].

#### 1.1) Phase aiguë : visualisation des lésions, de la larve et extraction de cette dernière

##### - Visualisation des lésions

- Anisakidose gastrique

Les L3 ciblent généralement la grande courbure de l'estomac [Kakizoe et al, 1995 ; Shibata et al, 1989]. Elles sont retrouvées enfouies dans l'œdémateuse sous-muqueuse (Figure 14), entourées de neutrophiles et d'éosinophiles [Yazaki et Namiki, 1989].

Au point de pénétration trois types de lésions sont identifiées, une lésion « tumeur-like », caractérisée par la présence de larves au centre d'une élévation ; une lésion en pli-gonflé, lorsque la larve est trouvée pénétrant un pli muqueux œdémateux ; une lésion plate, lorsqu'il n'y a aucun changement dans la muqueuse pénétrée.

A ces lésions, sont fréquemment associés : léger saignement, pétéchies, érosion au point de pénétration, œdème diffus dans la muqueuse gastrique (Figure 14) [Ooiwa et al, 1989].

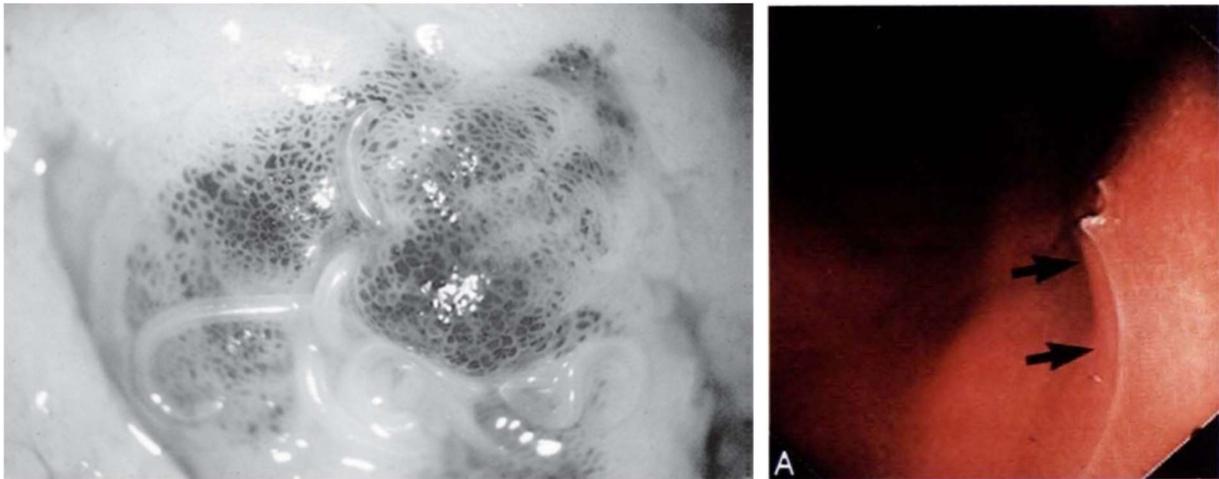


Figure 14 : Anisakidose gastrique. A gauche, infestation expérimentale d'une muqueuse de lapin par de multiples L3 d'*A. simplex* [Audicana et al, 2003] ; A droite, larve d'*Anisakis* chez l'Homme (endoscopie) [Okai et al, 1993].

A droite : (pointée par la flèche) = larve d'*Anisakis*, pénétrant la muqueuse gastrique.

- Anisakidose intestinale

La larve est habituellement retrouvée intacte, enchâssée dans la couche sous-muqueuse. Le point de pénétration est marqué par un œdème intense (épaisseur de la paroi intestinale multipliée par trois à cinq) et une importante infiltration cellulaire de la couche séreuse (Figure 15). La lésion est histopathologiquement similaire à celle qui se produit dans la forme gastrique aiguë, mais plus grave. [Audicana et al, 2003]



Figure 15 : Anisakidose intestinale. A gauche, larve d'*Anisakis* découverte par coloscopie [Tamai et Kobayashi, 2015] ; A droite, larve d'*Anisakis* dans une pièce de résection chirurgicale de colon [Aneiros-Fernandez et al, 2010].

A droite : (pointée par la flèche) = larve d'*Anisakis*

- Visualisation de la larve

Lorsque la larve est repérée, cette dernière est extraite. Cela constitue le traitement de la parasitose et rend possible l'identification de l'espèce [ANOFEL et al, 2018 ; CDC, 2020]. L'identification peut être tentée sur la base des caractéristiques morphologiques (Figure 16), gardant à l'esprit que la larve, peut dans certains cas muer, ce qui modifie sa morphologie [Audicana et al, 2003].

L'endoscopie doit avoir lieu précocement car la larve n'est visible que pendant les six jours qui suivent l'ingestion [ANOFEL et al, 2018].



Figure 16 : Larves L3 d'*Anisakis* spp. [ANOFEL et al, 2018].

## 1.2) Phase subaiguë ou chronique : visualisation des lésions et biopsie digestive

### - Visualisation des lésions

- Anisakidose gastrique

Il peut être observé : œdème, érosion, ulcère à la surface d'une induration à l'aspect tumoral, nodule ayant une apparence d'ulcère ou de cancer de l'estomac [Ishikura et al, 1993].

Trois types de processus histopathologiques sont mis en œuvre :

Formation d'un abcès normalement situé dans la sous-muqueuse avec une infiltration massive de polynucléaires éosinophiles autour des larves en dégénérescence (sont aussi retrouvés : lymphocytes, monocytes, neutrophiles et plasmocytes) [Grillo et al, 2021].

Formation d'un abcès-granulome : la larve dégénérée est située au centre d'un abcès réduit entouré de tissus de granulation avec collagénisation et fibrose, et des lymphocytes comme type cellulaire principal [Kikuchi et al, 1989].

Formation d'un granulome, stade histopathologique le plus avancé de l'anisakidose chronique. Les débris larvaires (souvent peu détectables) sont incrustés au centre du tissu granulomateux. Une forte collagénisation, la fibrose, des cellules géantes de corps étranger, des lymphocytes et des éosinophiles sont ainsi retrouvés [Kikuchi et al, 1989].

- Anisakidose intestinale

Les observations macroscopiques et microscopiques sont similaires à celles observées dans l'anisakiose gastrique chronique [Kikuchi et al, 1990].

### - Visualisation de la larve

Après avoir biopsié les lésions découvertes par exploration endoscopique, un examen anatomopathologique est effectué pour rechercher la présence de la larve (Figure 17). Il est possible d'observer la larve entière ou, dans les cas chroniques les plus avancés, de simples débris larvaires de nématode. Dans ces derniers cas il est parfois nécessaire de réaliser plusieurs sections. L'identification précise est difficile [Audicana et al, 2003]. La section transversale du nématode permet de relever une forme distinctive en Y, issue de la lumière œsophagienne du parasite [Grillo et al, 2021]. La performance de cette méthode est variable et dépend de la localisation du granulome. [ANOFEL et al, 2018]

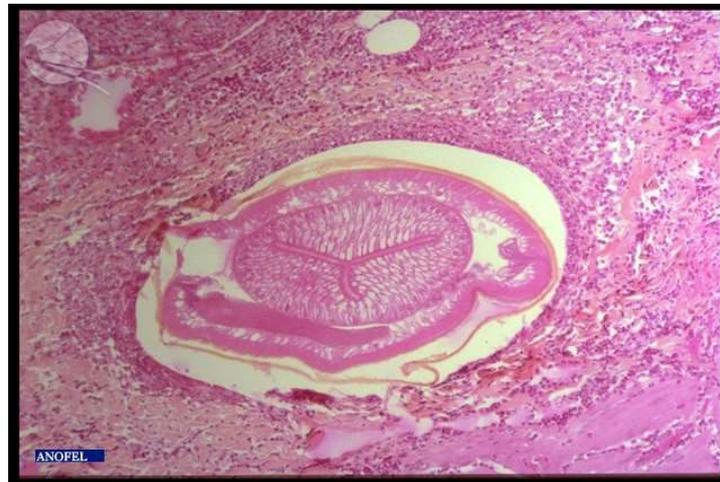


Figure 17 : *Anisakis* spp. Granulome et larve en histologie [ANOFEL et al, 2018].

## 2) Identification moléculaire

L'anisakidose étant causée par un parasite au stade larvaire, ce dernier ne peut pas être identifié de manière certaine en se basant uniquement sur des aspects morphologiques. L'utilisation de méthodes moléculaires est donc requise pour permettre un diagnostic d'espèce [Cavallero et al, 2021].

Au début des années 1980, l'électrophorèse par allozymes multiloculaires ou MAE (Multilocus allozyme electrophoresis) était utilisée. Une grande hétérogénéité génétique a ainsi pu être révélée, notamment à l'intérieur du complexe d'espèces de *A. simplex* lato sensu [Mattiucci et al, 2016 ; Cavallero et al, 2011 ; Mattiucci et al, 2005 ; D'Amelio et al, 2007].

La PCR (Réaction de Polymérisation en chaîne), et plus précisément la PCR-RFLP (qui consiste en l'analyse par PCR du polymorphisme de longueur des fragments de restriction) a depuis largement supplanté la MAE, permettant l'identification spécifique de chacune des neuf espèces appartenant au genre *Anisakis*, indépendamment des stades de développement [Abollo et al, 2003 ; Cavallero et al, 2011 ; D'Amelio et al, 2000 ; Pontes et al, 2005].

Le diagnostic d'espèce peut également être réalisée par séquençage direct de l'ADN des gènes nucléaires et mitochondriaux, les données de séquence étant disponibles pour presque toutes les espèces connues (excepté *A. Schupakovi*) [Cavallero et al, 2021].

Particulièrement utile pour la discrimination des espèces :

- L'ADN ribosomal nucléaire couvrant la dernière partie de la sous-unité 18S et le tout début de la sous-unité 28S nommée ITS (ITS1-5.8S-ITS2). Il présente un degré important de variation entre les espèces étroitement liées [Nadler et Hudspeth, 1998].

- Deux régions de l'ADN mitochondrial, séquencées pour tous les *Anisakis* spp [Mattiucci et al, 2014 ; Mattiucci et al, 2009 ; Cavallero et al, 2011 ; Valentini et al, 2006] :

- la sous-unité 2 du gène cytochrome oxydase (cox2)
- la petite sous-unité de l'ARN ribosomal dans le génome mitochondrial *rrnS*, nommée 12S

Des variantes de la PCR standard ont été développées : la PCR multiplex et la PCR en temps réel. Par exemple, l'une des PCR multiplex proposée reconnaît six espèces différentes d'anisakidés dont *A. simplex* s.s. et *A. pegreffii* [Umehara et al, 2008].

Le développement du séquençage de troisième génération (ou nouvelle génération (NGS)) permet de découvrir de nouveaux marqueurs pour le diagnostic comme le montrent des études sur d'autres nématodes parasites comme *Ascaris* [Jex et al, 2011 ; Wang et al, 2013].

### 3) Autres techniques

- Etudes radiographiques barytées
- L'échographie
- L'échographie endoscopique

Le signal correspondant à la larve est décrit en ces termes : c'est un écho court, linéaire et fort (Figure 18).

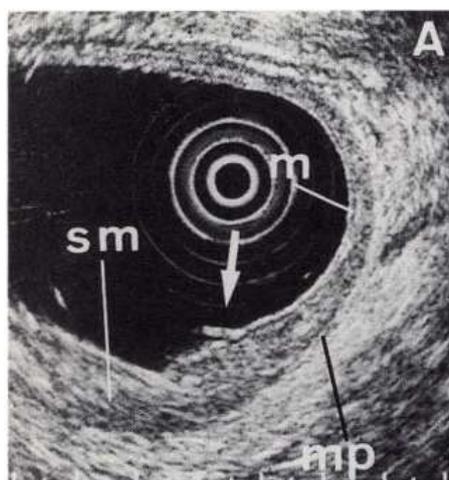


Figure 18 : Larve anisakidée pénétrant la muqueuse intestinale (échographie endoscopique) [d'après Okai et al, 1993].

(pointée par la flèche) = larve parasite ; m = couche muqueuse ; sm = couche sous-muqueuse ; mp = couche musculaire (appelée muscularis propria)

## **B. Méthodes de diagnostic indirect**

### 1) Diagnostic immunologique

Plusieurs méthodes sont utilisées (Tableau 6). La recherche d'anticorps spécifiques est utile dans les cas suspects où la larve ne peut être localisée : inaccessible à l'endoscopie digestive, migration hors du tractus gastro-intestinal, larve détruite partiellement ou totalement, formes

digestives chroniques, anisakidose intestinale. Elle peut aussi être utile pour surveiller une éventuelle séroconversion en cas de suspicion d'anisakidose.

La recherche d'IgE spécifiques est indiquée dans les formes allergiques mais elle peut être positive dans toutes les formes cliniques [ANOFEL et al, 2018 ; Audicana et al, 2003].

Tableau 6 : Méthodes de diagnostic indirect de l'anisakidose [ANOFEL, 2018]

Principe méthodologique	Détection de précipitines	Détection des IgG, IgE et IgA anti- <i>Anisakis simplex</i>	Détection des IgG ou IgG4 dirigées contre les antigènes natifs ou recombinants p4	Détection des IgE spécifiques dirigées contre les antigènes natifs ou recombinants p4	Détection des IgG ou IgE anti- <i>A. simplex</i> spécifiques
Nature du prélèvement	Sérum				
Type de méthode	Immunoélectrophorèse « maison »	ELISA « maison »	ELISA commerciale		Western blot
Type de mesure	Quantitative (unités arbitraires)				Qualitative
CIQ	Maison				
EEQ	Non-disponible				
Performances du test	Se : élevée Sp : faible, réaction croisée avec d'autres nématodes			Se : élevée Sp : faible, réaction croisée avec d'autres allergènes	Se : élevée Sp : élevée
Interprétations	Mise en évidence de systèmes précipitants dont la spécificité ne peut être affirmée : anisakidose digestive possible	- IgG/IgG4 : anisakidose digestive possible, par exemple si symptomatologie digestive évocatrice après consommation de poisson de mer cru ou de calamars insuffisamment cuits - IgE : anisakidose allergique possible, par exemple si manifestations allergiques à la suite de l'ingestion de poissons de mer ou de calamars			
Cause d'erreur, limites du test	Réaction croisée avec d'autres helminthoses	- IgG/IgG4 : négative en phase aiguë. Réaction croisée avec d'autres helminthoses - IgE : stimulation non spécifique possible chez le sujet atopique.			

Ces approches présentent une sensibilité de 70% à 80% [Asaishi et al, 1980], mais nécessitent un délai d'une semaine et, par conséquent, ne sont pas toujours adaptées [Shrestha et al, 2014 ; Kawanishi et al, 2021].

Il faut rester prudent quant aux résultats prodigués par ces tests : en effet les résultats doivent être confrontés au contexte clinique et épidémiologique du patient et ne suffisent donc pas pour poser un diagnostic.

D'autre part, certaines études remettent en cause la validité de ces tests. En effet on peut relever que ces tests sérologiques s'appuient sur des molécules antigéniques telles que les Ani-s1 à 14, qui sont connues pour réagir de manière croisée avec des molécules similaires provenant d'autres organismes comme les arthropodes (crustacés, acariens) [Cavallero et al, 2021 ; Daschner et al, 2012 ; Dupouy-Camet et al, 2020].

## 2) Bilan biologique

Au prélèvement sanguin : possible hyperleucocytose avec hyperéosinophilie [ANOFEL et al, 2018 ; Audicana et al, 2003].

## C. Diagnostic différentiel

Un diagnostic différentiel peut être effectué notamment vis-à-vis de l'appendicite, de l'entérite (iléite si la dernière portion de l'intestin grêle est touchée), de l'ulcère gastrique, de la diverticulite, de tumeurs malignes, de la maladie de Crohn ou de processus ischémique [Torre et al, 2002 ; Aneiros-Fernandez et al, 2010].

## V. Traitement

### A. Technique de référence : extraction chirurgicale

Dans la plupart des cas, l'anisakidose est traitée par l'extraction de la larve à la pince lors d'une endoscopie (Figure 19) ou par chirurgie [ANOFEL et al, 2018 ; CDC, 2020 ; Dupouy-Camet et al, 2014].

L'estomac étant facile d'accès, l'anisakidose gastrique se traite par endoscopie puis extraction. Pour maximiser les chances de localiser et éliminer les larves, l'intervention devrait avoir lieu dans les 12 heures suivant le repas contaminant. Cette parasitose devrait par conséquent être considérée comme une urgence [Bucci et al, 2013].



Figure 19 : Extraction par endoscopie d'une larve d'*Anisakis* [Carbonell, 2017].

Lorsque la larve est plus difficile d'accès, la chirurgie, par laparotomie ou résection de la partie atteinte, peut être employée [Audicana et al, 2003].

Les formes intestinales ou extra-intestinales, ou lorsque surviennent en parallèle une occlusion, une appendicite ou une péritonite sont concernées [CDC, 2020].

Des études plus récentes sur l'anisakidose intestinale ont montré qu'une prise en charge moins invasive était possible et que l'emploi de techniques chirurgicales n'apportaient pas un bénéfice majeur par rapport à une thérapie dite conservatrice sans acte chirurgical. Pour certains auteurs, lors d'une anisakidose intestinale correctement diagnostiquée, il n'y a pas d'intérêt à extraire systématiquement le parasite, car tous les patients inclus dans les études concernées se sont rétablis sans séquelles ultérieures [Kawanishi et al, 2021 ; Shrestha et al, 2014].

## B. Chimiothérapie

Il existe un traitement médicamenteux *per os* qui peut être associé ou non à la chirurgie mais dont la preuve de l'efficacité n'a pas été apportée : utilisation d'un antiparasitaire, l'albendazole 400 mg, 2 prises par jour (matin et soir) pendant 7 jours, éventuellement complété (lorsque l'anisakidose présente un aspect allergique) par des antiallergiques : antihistaminiques et corticoïdes locaux et par voie générale [Dupouy-Camet et al, 2016 ; Dupouy-Camet et al, 2020].

Des cas suspects ont parfois été traité de cette manière, lorsque l'anamnèse et/ou la sérologie étaient hautement suggestive, mais l'utilisation d'antiparasitaires seuls est controversée [Guardone et al, 2018]. Il est à noter que cette indication pour l'utilisation de l'albendazole n'est pas encore reconnue par la FDA [Dupouy-Camet et al, 2016 ; CDC, 2020].

Enfin, il a été rapporté l'utilisation d'adrénaline lors de cas allergiques sévères, à l'instar des chocs anaphylactiques par exemple [Dupouy-Camet et al, 2016].

## C. Soins adjuvants

Des soins adjuvants sont prodigués. Il s'agit globalement d'une diète orale et de traitements antalgiques [Kawanishi et al, 2021 ; Shrestha et al, 2014]. Des conseils diététiques peuvent être prodigués pour éviter aux patients antérieurement atteints d'anisakidose de se recontaminer (voire prophylaxie).

Pour les cas très graves (anaphylaxie), un régime strict avec une éviction complète du poisson est recommandée [Smith et Wootten, 1978 ; Gracia-Bara et al, 2001 ; Audicana et al, 2003].

## D. Perspectives diagnostiques et thérapeutiques

- Recherche de nouveaux moyens de diagnostic : l'analyse protéomique par spectrométrie de masse (SM) [Marzano et al, 2020]

Cette méthode rapide et validée pour l'identification phénotypique (ID) de nombreux microorganismes pathogènes, y compris les bactéries, les levures, et les champignons filamenteux, tire parti de la technologie MALDI-TOF MS [Putignani et al, 2011 ; Del Chierico et al, 2012 ; Greco et al, 2018].

Des résultats prometteurs par MALDI-TOF MS ont été récemment rapportés et pourraient permettre l'identification des larves d'*Anisakis* spp. présentes dans les tissus des patients [Marzano et al, 2020].

- Recherche de nouvelles molécules thérapeutiques

Des auteurs se sont penchés sur les effets anthelminthiques des plantes impliquées dans la médecine chinoise traditionnelle et la cuisine de certains plats. Les extraits de feuilles de *Perilla* (*Perilla frutescens*, [INPN, 2022]) et les rhizomes de gingembre officinal (*Zingiber officinale*, [INPN, 2022]) auraient des effets létaux *in vitro* sur les larves d'*Anisakis* de stade L3 [Goto et al, 1990].

Cependant Cavallero et collaborateurs estiment qu'il n'existe pas encore de modèles *in vivo* et *in vitro* fiables et appropriés pour valider les résultats de ces études [Cavallero et al, 2021].

- La désensibilisation

Dans le cas particulier d'*A. simplex*, cette approche semble compliquée car les antigènes parasitaires responsables de la sensibilisation sont nombreux et plus complexes que les allergènes alimentaires classiques. Avec le temps une désensibilisation naturelle semble apparaître chez les patients allergiques à *A. simplex* qui suspendent toute consommation de poisson. Cependant des resensibilisations peuvent également survenir, et la période nécessaire à l'obtention d'une désensibilisation est inconnue [Audicana et al, 2008].

- Prise en compte du danger allergique lié aux anisakidés

Depuis le début des années 2000 les extraits d'*A. simplex* sont inclus dans les ensembles standard d'allergènes pour les enquêtes sur les allergies alimentaires, l'anaphylaxie, et même les allergies médicamenteuses [Moneret-Vautrin et al, 2005].

## PARTIE II : DIBOTHRIOCEPHALOSE

Plusieurs termes ont été utilisés pour désigner cette parasitose. En effet, la dibothriocéphalose, aussi appelée diphyllbothriose, était anciennement connue sous le nom de bothriocéphalose.

De surcroît, il existe plusieurs espèces impliquées dans cette helminthose. Une des plus étudiées et qui compte parmi les plus fréquemment impliquée chez l'Homme, s'est vue attribuer de nombreux noms depuis la première mention scientifique dont elle a fait l'objet au XVIII<sup>e</sup> siècle.

Le parasite a d'abord été nommé *Tænia lata* en 1758 par le naturaliste suédois Carl von Linné, puis *Dibothriocephalus latus* en 1899, *Diphyllbothrium latum* en 1910, *Bothriocephalus latus* en 1918. Les noms vernaculaires sont tout aussi divers et variés à l'instar des appellations lapamato en Finlande, bred binnikemask en Suède ou broad fish tapeworm chez les anglo-saxons. Ceci revenant à dire « grand ténia du poisson » en français [Delpy et al, 2005]. En France, cet agent a été fréquemment nommé bothriocéphale bien que selon l'ANSES cette dénomination ne devrait plus être employée car portant à confusion avec le genre *Bothriocephalus* (parasite de l'intestin de nombreuses espèces de poissons) et qui est différent du pathogène humain que l'on cherche à nommer [ANSES, 2017].

Étymologiquement, *Dis* signifie « deux », *phylos* « la feuille » et *bothros* « les rainures » [Delpy et al, 2005].

Récemment, plusieurs études ont permis de réviser la taxonomie entourant ce parasite [Kuchta et al, 2008 ; Waeschenbach et al, 2017].

Depuis lors, on lui associe la dénomination binomiale *Dibothriocephalus latus* (Linnaeus, 1758) Lühe 1899 [Waeschenbach et al, 2017 ; INPN, 2022 ; WoRMS, 2017 ; GBIF, 2021].

Certaines sources telles que l'INPN ou le GBIF, acceptent également la dénomination « *Diphyllbothrium latum* » (Linnaeus, 1758) Lühe, 1910.

Pour faciliter la compréhension, seule la dénomination binomiale *Dibothriocephalus latus* sera employée pour la suite de ce travail. Par analogie, le terme dibothriocéphalose sera le seul utilisé pour désigner la pathologie dont il est question.

*D. latus* est l'une des espèces le plus souvent responsables de dibothriocéphalose humaine, même si d'autres espèces moins connues peuvent également être impliquées [Waeschenbach et al, 2017]. En France métropolitaine, *D. latus* est la seule qui puisse être contractée à partir de poissons autochtones. La suite de ce travail sera de ce fait centrée sur l'espèce *D. latus*. Il est à noter toutefois que la consommation de poisson d'importation en métropole garde également ouverte la possibilité d'y être infecté par une autre espèce de ce même genre [Delpy et al, 2005 ; ANSES, 2017 ; Pastor-Valle et al, 2014].

### **I. Agent étiologique : *D. latus***

#### **A. Taxonomie**

*D. latus* est un plathelminthe, cestode. Il s'agit donc d'un ver plat rubané ou segmenté (cestode venant du grec *kestos* qui signifie « ruban »).

Comme mentionné en introduction de cette partie, la taxonomie entourant ce parasite a été sujette à de profonds remaniements ces dernières années. L'arbre taxonomique de *D. latus* peut être représenté comme suit (Tableau 7) :

Tableau 7 : Taxonomie de *D. latus* et aperçu de la diversité des Cestodes [Bronstein et Klotz, 2005 ; Kuchta et al, 2008 ; Waeschenbach et al, 2017 ; ITIS, 2017 ; WoRMS, 2010 ; WoRMS, 2022].

Règne	Animal			
Sous-règne	Bilatériens			
Infra-règne	Protostomiens			
Super-embranchement	Platyzoaires			
Embranchement	Plathelminthes			
Infra-embranchement	Neodermata			
Classe	Cestodes			
Sous-classe	Eucestoda			
		Famille	Genre	Espèce
Ordre	Diphyllobothriidea	Diphyllobothriidae Lühe, 1910	<i>Dibothriocephalus</i> Lühe, 1899	<i>Dibothriocephalus latus</i> (Linnaeus, 1758) Lühe, 1899
				<i>Dibothriocephalus dendriticus</i>
				<i>Dibothriocephalus nihonkaiensis</i>
			<i>Diphyllobothrium</i>	
	<i>Spirometra</i>			
	Bothriocephalidea			

Ce tableau n'a pas vocation à être exhaustif, seules les espèces d'intérêt pour ce manuscrit y sont présentées.

Dissociés en 2008, les ordres Diphyllobothriidea et Bothriocephalidea constituaient ensemble l'ancien ordre des Pseudophyllidés. Ils se démarquent l'un de l'autre par des critères morphologiques, par le spectre des hôtes définitifs (principalement des tétrapodes et le plus souvent des mammifères chez Diphyllobothriidea contre des poissons téléostéens chez Bothriocephalidea), mais également par le fait que Diphyllobothriidea est associé à des groupes de cestodes qui présentent une gamme de caractères plésiomorphes, c'est-à-dire ancestraux ou primitifs. Bothriocephalidea est associé à des groupes considérés comme ayant des caractères dérivés [Kuchta et al, 2008].

Le genre *Dibothriocephalus*, réhabilité en 2017, regroupe des espèces terrestres et d'eau douce et par là même les parasites les plus courants chez l'Homme, à l'instar de *D. latus* mais aussi de *D. dendriticus* ou de *D. nihonkaiensis*. Le genre *Diphyllobothrium* regroupe dorénavant quant à lui des espèces parasites de cétacés ne parasitant l'Homme qu'exceptionnellement [Waeschenbach et al, 2017].

## B. Structure et physiologie

Les espèces de la famille des Diphyllobothriidae montrent une morphologie très similaire entre elles [Pastor-Valle et al, 2014].

### 1) Stade larvaire (plérocercóide)

Il s'agit de la forme sous laquelle le parasite est observable dans le poisson contaminé. Etant donné son statut encore immature, elle ne fournit qu'un nombre limité de caractéristiques morphologiques aptes à l'identification de l'espèce parasitaire. Pour *D. latus* il s'agit de :

- plis transverses : présent
- scolex (Figure 20) : entièrement rétracté (invaginé)
- taille des microtriches : 1-2  $\mu\text{m}$

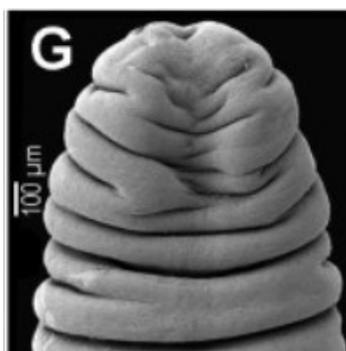


Figure 20 : Scolex d'une larve plérocercóide de *D. latus* (MEB) [Waeschenbach et al, 2017].

La larve plérocercóide mesure 15 à 20 mm de long et 2 à 3 mm de large, elle est blanchâtre, brillante et non segmentée [Bronstein et Klotz, 2005 ; Kuchta et al, 2015 ; ANOFEL, 2022].

### 2) Stade adulte

#### 2.1) Structure générale

La forme adulte de *D. latus* mesure 1 à 12 m de long (parfois jusqu'à 20m) et se compose pour les plus grands de 2000 à 4000 segments, aussi appelés anneaux ou plus scientifiquement proglottis [Kuchta et al, 2015 ; Delpy et al, 2005] (Figure 21).

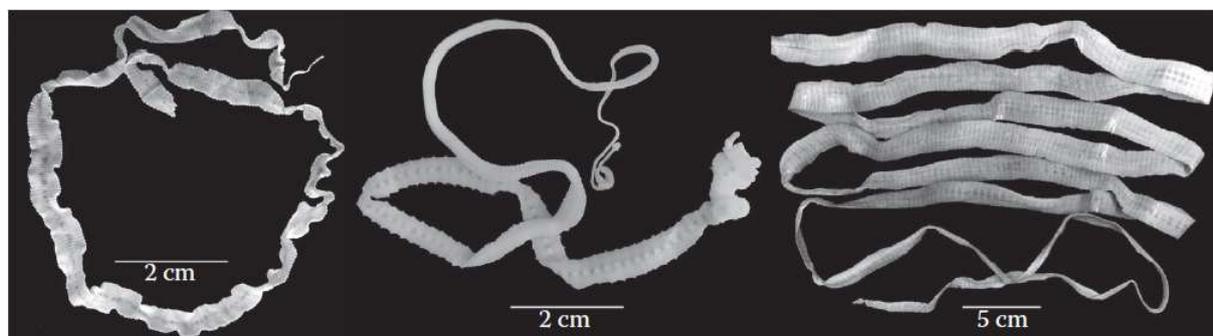


Figure 21 : Strobile de *D. latus* (au centre), de *D. dendriticus* (à gauche) et de *Diplogonoporus balaenopterae* (à droite) [Kuchta et al, 2015].

Selon un axe antéro-postérieur le parasite se compose de trois parties principales :

- Le scolex, extrémité antérieure (Figure 22), mesure 1 à 5 mm. De forme allongée voire lancéolée (en forme de cuillère), il est toujours inerme (dépourvu de crochets) [Kuchta et al, 2008] et porte deux ventouses, l'une dorsale et l'autre ventrale appelées bothridies [Delpy et al, 2005 ; Waeschenbach et al, 2017 ; ANOFEL et al, 2018].

Ces bothridies sont peu profondes, allongées, fendues sans marges projetées et ouvertes en avant et en arrière [Waeschenbach et al, 2017].

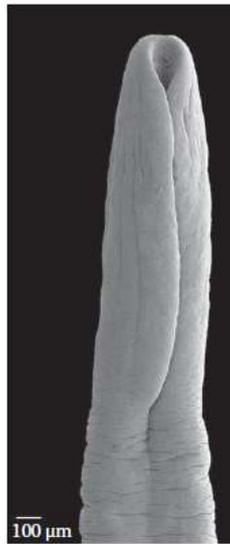


Figure 22 : Scolex de *D. latus* au stade adulte (MEB) [Kuchta et al, 2015].

- Le « cou » est une zone germinale formée d'anneaux difficilement individualisables et dotée d'une grande capacité de prolifération [Delpy et al, 2005]. Ces anneaux évolueront en futurs proglottis [Kuchta et al, 2015]. Le cou est habituellement long et étroit chez les cestodes du genre *Dibothriocephalus* [Waeschenbach et al, 2017].

- Le strobile, représente la plus grande partie du corps. Il est constitué par l'enchaînement de nombreux proglottis (Figure 23), habituellement plus larges que longs (largeur de 1 cm environ [ANSES, 2017]), de forme légèrement trapézoïdale, disposés en chaîne et dits « craspedote », ce qui signifie que chaque proglottis est chevauché par le proglottis précédent [Waeschenbach et al, 2017]. Ils sont organisés selon un stade de maturation croissant au fur et à mesure que l'on s'éloigne du cou [Delpy et al, 2005 ; Kuchta et al, 2015]. Les proglottis mûrs sont hermaphrodites, ils présentent en leur centre une tâche noire polylobée qui correspond à l'accumulation des œufs dans l'utérus [ANOFEL et al, 2018].

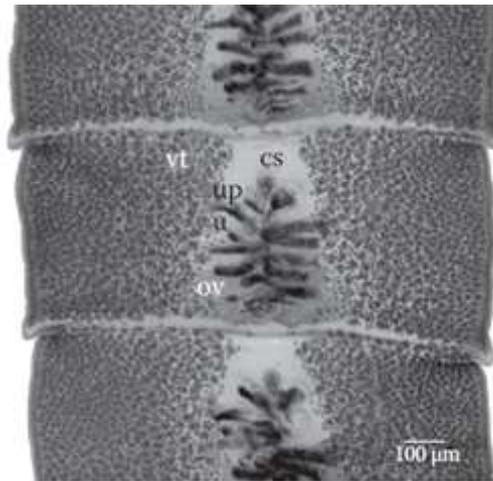


Figure 23 : Proglottis de *D. latus* [Kuchta et al, 2015].

*cs* = sac cirrus ; *ov* = ovaire ; *t* = testicules ; *u* = utérus ; *up* = pore utérin ; *v* = follicules vitellins

Les vers sont entourés d'une cuticule organisée en trois couches avec des microtrichies (aussi appelées poils ou papilles) qui permettent d'augmenter la surface d'absorption, puis une assise moyenne homogène et enfin une assise interne granuleuse. Cette cuticule est tapissée d'une membrane basale granuleuse entourant une bicouche musculaire, circulaire et longitudinale [Delpy et al, 2005].

Enfin, un parenchyme fait d'un réseau plus ou moins lâche, très souple et riche en glycogène se trouve au centre. Le parenchyme contient aussi des corpuscules calcaires (sels de  $\text{Ca}^{2+}$  et sels de  $\text{Mg}^{2+}$ ), des lipides, des mucopolysaccharides, des protéines et du tissu musculaire [Delpy et al, 2005].

## 2.2) Physiologie

### - Métabolisme [Delpy et al, 2005]

Le ver adulte *D. latus* se fixe à la muqueuse digestive de son hôte par l'intermédiaire de ventouses appelées bothridies qui englobent les villosités puis les détruisent, laissant ainsi une zone d'atrophie et d'inflammation avant plus tard de changer de position.

Le parasite absorbe ses nutriments de façon passive à travers les téguments, par osmose, au moyen de microtriches, mais aussi de façon active pour les protides et glucides. Les principaux métabolites utilisés sont les glucides, puisés aux dépens de l'hôte, et les sels biliaires, qui sont indispensables au cestode. Ses besoins en acides aminés et minéraux sont en revanche plus faibles.

Les besoins en vitamines varient selon l'espèce du parasite. *D. latus* utilise de grandes quantités de vitamine B12. Il absorbe en effet de 75 à 100 % des apports de l'hôte définitif et cela impacte le taux de vitamine B12 retrouvé dans le sang de l'hôte. Cette consommation excessive peut induire une anémie. L'absorption de la vitamine B12 se fait essentiellement dans les segments proximaux et diminue en s'éloignant du scolex.

### - Excrétion [Delpy et al, 2005]

Elle est effectuée par un système osmorégulateur fait de cellules vibratiles, les solénocytes, associées à plusieurs paires de canaux.

- Système reproducteur (Figure 24) :

*D. latus* est un ver hermaphrodite, chaque proglottis intègre donc des organes mâles et des organes femelles [Bronstein et Klotz, 2005].

L'appareil mâle se compose de nombreux testicules, en position médullaire (présents au centre du proglottis) et disposés en deux bandes longitudinales confluentes antérieures et postérieures. Un conduit efférent relie chaque testicule avec un canal commun, le conduit déférent. Dans son extrémité distale, le conduit déférent s'élargit et va former une vésicule séminale musculaire externe. La taille et la position de cette vésicule sont utilisées pour distinguer les différentes espèces de l'ordre des Diphyllbothriidea et comptent ainsi parmi les plus importants critères pour le diagnostic d'espèce.

La vésicule séminale est connectée à la partie proximale d'un sac musculaire ovale qui contient le cirrus invaginé (ou cirre), organe musculaire copulateur. Le cirrus s'ouvre sur l'atrium génital commun [Delpy et al, 2005 ; Waeschenbach et al, 2017 ; Kuchta et al, 2015].

L'appareil femelle comprend de nombreuses petites glandes vitellogènes sphériques en position corticale occupant la plus grande partie de l'espace des proglottis. Un complexe ovarien, composé d'un ovaire bilobé en position médiale à l'arrière du proglottis et qui se prolonge dans sa terminaison par un sphincter musculaire (l'ooapt) puis un oviducte, un réservoir vitellin commun, l'ootype et la glande de Mehlis. Un vagin relie le complexe ovarien à l'atrium génital commun.

Enfin, un utérus tubulaire formant quelques boucles sous forme de rosette, antérieur à l'ovaire, s'étend de ce dernier jusqu'au pore utérin médioventral (postérieur au pore génital) duquel sont émis les œufs lorsque le proglottis est gravide [Kuchta et al, 2015]. Autrement dit l'orifice de ponte se trouve sous le pore génital [ANOFEL et al, 2018].

Les organes reproducteurs sont disposés symétriquement et horizontalement, rarement verticalement [Waeschenbach et al, 2017].

Les deux appareils se rejoignent dans l'atrium génital commun dont l'ouverture se nomme pore génital. Antérieur au pore utérin et situé sur la face ventrale des segments, le pore génital se trouve sur une élévation densément couverte de papilles (mamelons) [Delpy et al, 2005 ; Kuchta et al, 2008 ; Kuchta et al, 2015].

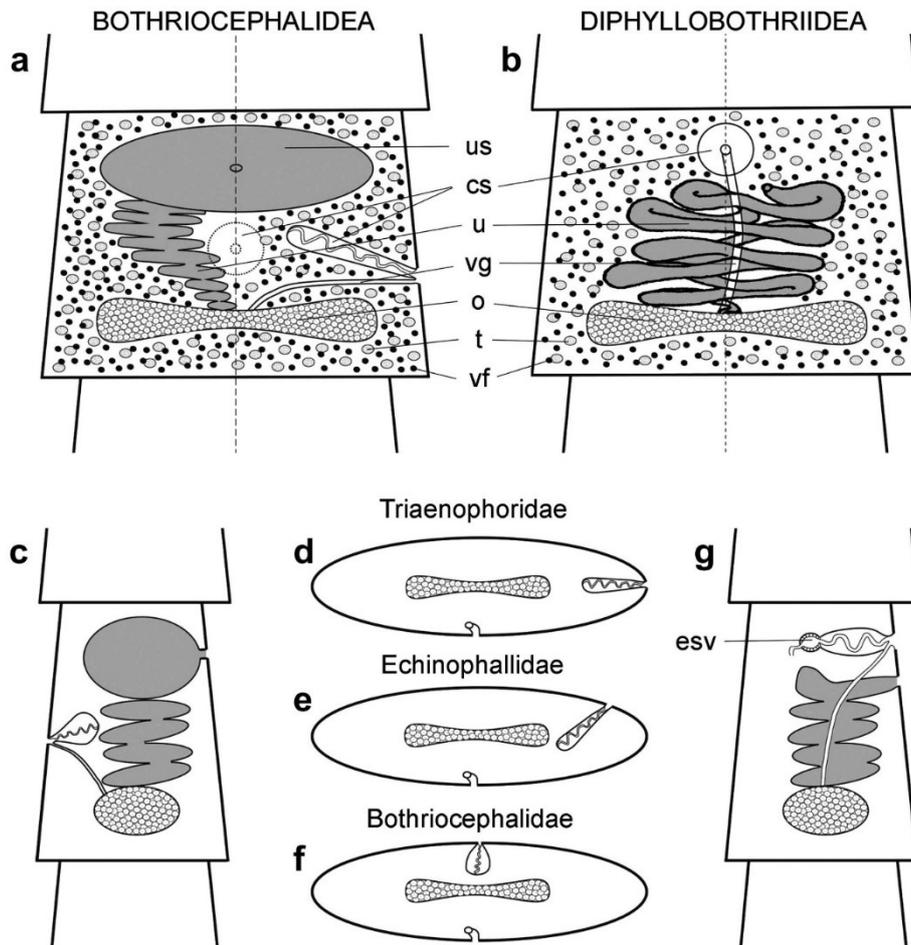


Figure 24 : Schéma du système reproducteur des membres de l'ordre des Diphylobothriidea (b et g) comparé à celui des Bothriocephalidea (a, c – f) [Kuchta et al, 2008].

(a) et (b) = vue ventrale ; (c) et (g) = vue latérale ; (d – f) = sections transversales ; cs = sac cirrus ; esv = vésicule séminale externe ; o = ovaire ; t = testicules ; u = utérus ; us = sac utérin ; vf = follicules vitellins / glandes vitellogènes ; vg = vagin

La fécondation est possible par deux mécanismes : l'autofécondation à l'intérieur d'un même proglottis et la fécondation croisée entre proglottis matures [Bronstein et Klotz, 2005].

Dans ce dernier cas la reproduction se fait par copulation entre les organes mâles et femelles de proglottis mûrs avec possibilité de relations entre des proglottis situés à des niveaux différents du strobile. La quantité d'œufs émise par le parasite est souvent très importante [Delpy et al, 2005]. Les œufs peuvent être émis par une déhiscence spontanée de l'anneau et éclatement du sac utérin distendu, par une lyse en quelques jours dans le magma fécal, ou encore par émission continue par le pore utérin [Bronstein et Klotz, 2005 ; Kuchta et al, 2015].

2.3) Caractéristiques communes aux organismes de l'ordre des Diphylobothriidea : [Kuchta et al, 2008]

- Présence d'une vésicule séminale externe musculaire.
- Absence de sac utérin
- Position du pore génital (aspect ventral et antérieur au pore utérin)
- Spectre des hôtes définitifs, composé principalement des tétrapodes et le plus souvent des mammifères avec, concernant les mammifères terrestres, une faible spécificité vis-à-vis de l'espèce hôte
- Cycle comportant généralement trois hôtes successifs, des crustacés en premier hôte intermédiaire, des poissons en deuxième hôte intermédiaire et un mammifère en hôte définitif

## II. Epidémiologie

Les membres de la famille des Diphyllobothriidae ont des spécificité d'hôtes et de distribution géographique. Cependant aujourd'hui, les voyages, les migrations de populations et les flux mondiaux modifient activement les frontières géographiques de ces parasites [Pastor-Valle et al, 2014].

### A. Cycle

Le cycle de *D. latus* (Figure 25) est hétéroxène, il nécessite l'intervention de trois hôtes successifs : deux hôtes intermédiaires (HI) qui sont, un crustacé planctonique et un ou des poissons d'eau douce, hébergeant le parasite à l'état larvaire, et un hôte définitif (HD), l'Homme ou d'autres mammifères piscivores, qui héberge le parasite à l'état adulte [ANSES, 2017 ; Dupouy-Camet et Yera, 2015].

Ce cycle nécessite que des selles contaminées se trouvent en contact avec de l'eau douce dans laquelle sont présents un petit crustacé copépode et des poissons susceptibles d'être mangés crus (ou mal cuits) par l'hôte définitif [Delpy et al, 2005].

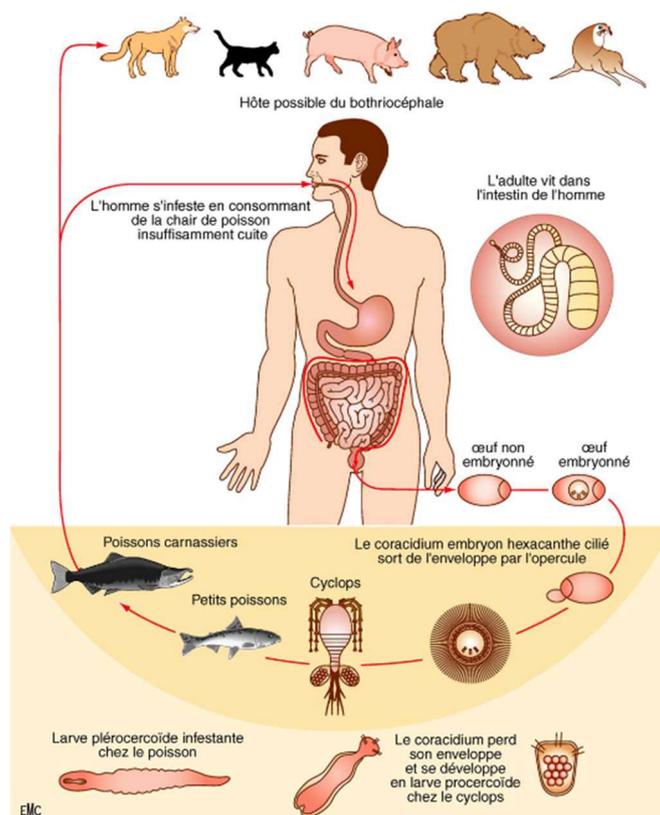


Figure 25 : Cycle de *D. latus* [Delpy et al, 2005].

#### 1) Passage de l'œuf au premier hôte intermédiaire

Les œufs, non-embryonnés à la ponte, émis dans l'eau douce avec les matières fécales de l'HD, subissent une étape de maturation, ils s'embryonnent. Ils peuvent résister quelques

jours dans les matières fécales ou dans l'eau mais sont sensibles à la dessiccation [Bronstein et Klotz, 2005 ; Delpy et al, 2005]. Matures, ils renferment des embryons sphériques de 50 µm diamètre, revêtus d'une enveloppe externe ciliée et présentant trois paires de crochets chitineux (embryon hexacanthé) [Bronstein et Klotz, 2005 ; Kuchta et al, 2015]. Entre le 7<sup>e</sup> et le 20<sup>e</sup> jour, en présence de lumière, d'oxygène et d'une température fraîche (de 8 à 20°C), les œufs éclosent dans l'eau et libèrent via l'opercule des larves dites « coracidium ». Ces larves vont nager dans l'eau et leurs mouvements vont attirer le premier HI, des crustacés planctoniques à l'instar du copépode (Figure 26) (principalement des genres *Cyclops*, *Diaptomus* et *Eudiaptomus*). Ingérées par ces crustacés, les coracidium perdent l'enveloppe ciliée et traversent la paroi du tube digestif pour gagner la cavité corporelle. Pendant 16 à 18 jours le coracidium va grandir et se transformer en larve « procercoïde », mesurant 500µm de long [Delpy et al, 2005].



Figure 26 : Copépodes ; à gauche de l'espèce *Cyclops scutifer* [GBIF, 2022] ; à droite de l'espèce *Eudiaptomus gracilis* [Reshetnikova et al, 2020].

## 2) Passage du premier au deuxième hôte intermédiaire

Lorsque ce crustacé est avalé par le deuxième HI, un poisson carnassier (alevins de perche (*P. fluviatilis*), vairon (*Phoxinus phoxinus* [DORIS, 2017])), la larve est libérée puis traverse la paroi intestinale pour se loger dans la musculature ou les viscères (elle peut se retrouver à l'instar d'*Anisakis* sp. sur les rabats ventraux de l'abdomen) (Figure 27). Elle s'y transforme en larve « plérocercôïde » et devient infestante pour l'HD. La plupart des plérocercôïdes sont encapsulées mais il arrive que certains spécimens soient libres dans la cavité viscérale, c'est le cas par exemple lorsque des événements de migration post-mortem ont lieu [Delpy et al, 2005 ; ANSES, 2017 ; Kuchta et al, 2015]. Ce premier poisson peut lui-même être ingéré par un autre poisson carnassier (perche plus âgée, brochet, lotte d'eau douce, salmonidés) qui constituera alors un hôte paraténique [Menconi et al, 2020] et les plérocercôïdes infesteront les muscles et les viscères de ce nouvel hôte [Dupouy-Camet et Yera, 2015]. La plérocercôïde peut survivre dans le corps du poisson de plusieurs mois jusqu'à quelques années [Kuchta et al, 2014].



Figure 27 : Larve plérocercóide de *D. latus* encapsulée dans la chair d'un poisson [modifié d'après ANOFEL, 2022]

### 3) Passage du deuxième hôte intermédiaire à l'hôte définitif

Lorsque l'HD ingère la chair crue ou mal cuite d'un poisson infesté, la larve plérocercóide est libérée dans l'intestin et le scolex se dévagine de telle sorte que la paroi interne du scolex devienne un tégument. C'est une phase cruciale du cycle qui rend alors possible la fixation du parasite à la muqueuse intestinale, son succès dépend de conditions très précises qui ne se rencontrent que chez les espèces capables d'assumer le rôle d'HD [Bronstein et Klotz, 2005 ; Kuchta et al, 2015 ; Delpy et al, 2005].

Une fois fixé, le parasite croît de plusieurs centimètres par jour pour atteindre un stade adulte sexuellement mature émettant des œufs directement dans la lumière intestinale. Ce stade est atteint en trois à cinq semaines et coïncide avec le moment où l'on commence à retrouver des œufs dans les selles (environ un mois après l'infestation) [Dupouy-Camet et Yera, 2015 ; Delpy et al, 2005].

Chaque jour, près d'un million d'œufs sont émis et la période contaminante s'étend sur l'ensemble de la durée de vie du parasite adulte dans le tube digestif de son hôte. Pour *D. latus* celle-ci peut dépasser les dix ans [ANSES, 2017 ; Delpy et al, 2005 ; Kuchta et al, 2015].

Il est intéressant de noter qu'un HD peut être porteur de plusieurs parasites (jusqu'à 200), et que tous les âges de la vie sont concernés [Delpy et al, 2005]. Ce parasite peut également « cohabiter » avec d'autres vers ronds. En général il rejette les autres cestodes mais ce n'est pas systématique [Pancharatnam et al, 1998].

Notons enfin que le réservoir du parasite est constitué de ses HD (Homme, chat, chien, renard, lynx, ours...) et de ses HI (poissons carnassiers) [ANSES, 2017].

## **B. Répartition géographique**

Les cestodoses transmises par consommation de poisson sont des pathologies répandues avec pour les parasites du genre *Dibothriocephalus* environ 20 millions de sujets porteurs à travers le monde. Cette estimation est cependant approximative car comme le rapportent Kuchta et collaborateurs, quel que soit le pays il n'y a pas de déclaration systématique des cas. Des réémergences sont rapportées ces dernières années en Europe et dans d'autres parties du monde comme au Japon [Waeschenbach et al, 2017 ; Kuchta et al, 2015 ; Robert-Gangneux et al, 2019].

## 1) Répartition géographique de *D. latus*

*D. latus* est un parasite cosmopolite retrouvé en particulier dans les zones tempérées de l'hémisphère nord (Figure 31) [ANOFEL et al, 2018 ; Waeschenbach et al, 2017]. Il est commun dans les régions disposant de grandes étendues d'eau (lacs, deltas, marais) comme les pays du nord de l'Europe (Finlande, région de la Carélie en Russie, Sibérie, pays baltes, Norvège, Danemark, Suisse, Italie du Nord) et est également présent en Amérique du Nord (au Canada et en Alaska). Récemment sa présence a également été rapportée en Amérique du Sud (Chili) [Delpy et al, 2005 ; Kuchta et al, 2013].

## 2) Répartition géographique des cas de dibothriocéphalose à *D. latus*

*D. latus* est un parasite historiquement endémique en Europe (Figure 28) [Dupouy-Camet et Yera, 2015]. Sa présence est attestée pour l'époque Médiévale par l'identification d'œufs dans des tombes datées de l'an 875 à l'an 1500, retrouvées dans des cimetières en Angleterre, en Allemagne et en République Tchèque [Flammer et al, 2020]. Toutefois la présence du parasite semble encore bien antérieure à cette période. Sans pouvoir certifier qu'il s'agit de l'espèce *D. latus*, des œufs du genre *Dibothriocephalus* ont été retrouvés au niveau d'habitats palafittes (habitations préhistoriques lacustres) près du lac de Chalain (Jura, France) dans des coprolithes (excréments fossiles) humains et canins datés pour les plus anciens de 3200 à 3150 avant JC. En Allemagne et en Suisse, sur d'autres sites lacustres, des œufs de *Dibothriocephalus* sp. ont été identifiés dans des couches sédimentaires d'occupation datée de 3917 à 2900 avant JC. Cela en fait pour l'Europe continentale la référence la plus ancienne connue à ce jour [Le Bailly et Bouchet, 2013].

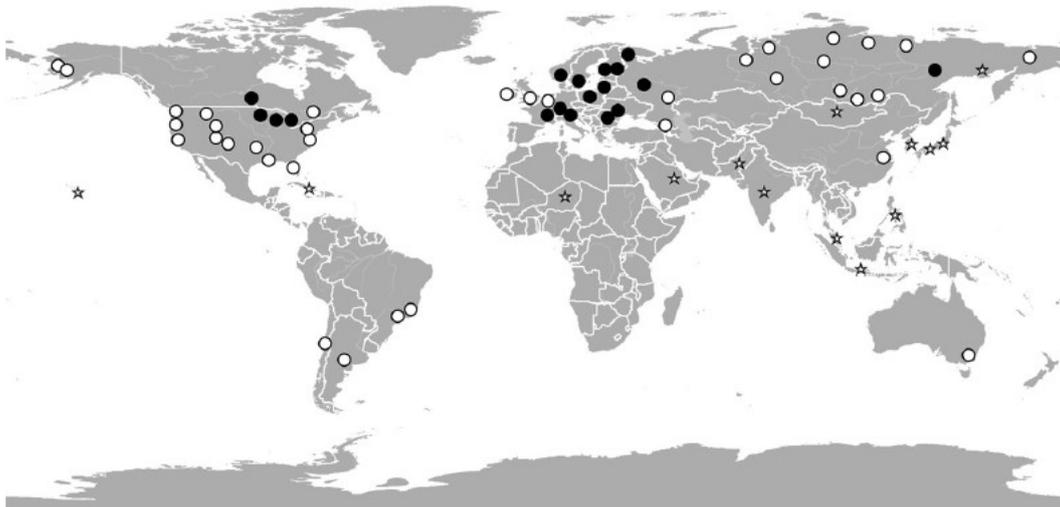


Figure 28 : Répartition géographique des cas humains de dibothriocéphalose à *D. latus* [Kuchta et al, 2015]

cercle plein = cas confirmés par de méthodes moléculaires ; cercle vide = cas non confirmés par méthode moléculaire ; astérisque = cas sporadique

Aujourd'hui encore le parasite demeure présent en Europe occidentale (Tableau 8). En décroissance dans les pays baltes et scandinaves (qui constituaient les foyers historiques de la parasitose), il a été observé une réémergence de l'incidence de la dibothriocéphalose au début

des années 2000 dans les zones francophones et italophones des lacs périalpins (bords du lac Léman notamment).

Tableau 8 : Répartition géographique des cas de dibothriocéphalose en Europe de l'Ouest

Période [auteurs, date]	Lieu	Nombre de cas
<b>1987-2015</b> [Kuchta et al, 2015]	Environs lacs alpins (Est de la France, Nord de l'Italie, Suisse)	Estimation à plus de 200
<b>1990-2004</b> [Dupouy-Camet et Peduzzi, 2004]	Lac Majeur (rives suisses)	33
<b>1993-2002</b> [Dupouy-Camet et Peduzzi, 2004]	Lac Léman (rives suisses et françaises)	70
<b>2012</b> [Dupouy-Camet et Yera, 2015]	Thonon (Haute Savoie)	4
<b>2013</b> [Dupouy-Camet et Yera, 2015]	Thonon	1
	Passy (Haute Savoie)	1

L'incidence des cas humains semble de nouveau en diminution et a un niveau faible actuellement, des cas sporadiques sont toujours rapportés [ANSES, 2017 ; Dupouy-Camet et al, 2020 ; Kuchta et al, 2015].

A noter qu'en Amérique du Nord le nombre de cas de Dibothriocéphalose imputés à *D. latus* à chuté drastiquement. La plupart des cas encore rapportés le sont pour les Etats-Unis de la région des Grands Lacs, de l'Alaska et pour le Canada de la province de Manitoba. En revanche ce parasite reste commun en Russie, de l'Oural à l'extrémité Est du pays, incluant par exemple le lac Baikal [Kuchta et al, 2015].

### 3) Répartition du parasitisme chez les poissons (Tableau 9)

Tableau 9 : Répartition du parasitisme chez les poissons des lacs alpins

Période [auteurs, date]	Lieu	Espèce (n)	Prévalence ± IC95%	Intensité d'infestation		Intensité moyenne	Abondance moyenne
				Min	Max		
<b>2003-2005</b> [Nicoulaud et al, 2005]	Lac Léman	<i>P. fluviatilis</i>	4 – 10%				
<b>2011-2013</b> [Dupouy-Camet et al, 2015]	Lac Léman	<i>P. fluviatilis</i>	0,93%				
		(960 filets)	0,3-1,5%				
		<i>P. fluviatilis</i>	29,2%				
		(24 poissons entiers)					
		<i>E. lucius</i> (6)	100%				

		<i>L. lotta</i> (7)	28,6%				
<b>2005-2007</b> [Wicht et al, 2009]	Lac de Côme (Italie)	<i>P. fluviatilis</i>	30%			1,25	
<b>2013-2014</b> [Gustinelli et al, 2016]	Lac de Côme	<i>P. fluviatilis</i> (426)	25,4%	1	3	1,24	0,31
			21,3-29,8				
		<i>E. lucius</i> (19)	84,2%	2	206	28,25	23,79
	Lac Majeur (Italie)	<i>P. fluviatilis</i> (635)	60,4-96,6				
			3,6%	1	2	1,5	0,05
		0,4-12,5					
	Lac Iseo (Italie)	<i>P. fluviatilis</i> (458)	6,6%	1	3	1,05	0,07
			4,8-8,8				
		<i>E. lucius</i> (1)	100%	1	1	1	1
Lac Iseo (Italie)	<i>P. fluviatilis</i> (458)	2,5-100					
		7,6%	1	4	1,29	0,1	
	5,4-10,5						
Lac Iseo (Italie)	<i>E. lucius</i> (7)	71,4%	1	35	16,4	11,71	
		29-96,3					
	<i>L. lotta</i> (26)	3,8	3	3	3	0,12	
			0,1-19,6				
<b>2019</b> [Menconi et al, 2020]	Lac Iseo	<i>P. fluviatilis</i> (598)	6,5%			1 (sud du lac) – 1,2 (nord)	0,02 (sud) – 0,26 (nord)

*n* = nombre de poissons analysés ; IC95% = Intervalle de confiance à 95% ; Intensité moyenne = moyenne de plérocercoides/poisson

#### Remarques :

- Entre 2011 et 2013, aucun poisson examiné provenant des lacs d'Annecy et du Bourget n'était porteur de plérocercoides de *D. latus*. Aucun des ombles chevaliers (*Salvelinus alpinus* [DORIS, 2020]) ni des corégones (aussi appelés féras, *Coregonus lavaretus* [DORIS, 2014]) du lac Léman n'était parasité [Dupouy-Camet et al, 2015]. Entre 2013 et 2014, Gustinelli et collaborateurs rapportent qu'aucun poisson du lac de Garde (Italie) n'était atteint par le parasite et que pour chacun des quatre lacs, aucune corégone (*C. lavaretus*) ni alose (*Alosa fallax lacustris*) n'étaient parasités. Il semble que la prévalence de l'infestation des perches (*Perca fluviatilis* [INPN, 2020]) est en baisse [Dupouy-Camet et Yera, 2015].

- Les plérocercoides ont été trouvées majoritairement dans les filets pour les perches (*P. fluviatilis*) (219, contre 4 dans les viscères) contrairement aux brochets (*Esox lucius* [DORIS, 2020]) (68 dans les filets contre 467 dans les viscères) [Gustinelli et al, 2016].

- Le brochet (*E. lucius*) à un intérêt tout particulier par ailleurs, au sommet de la pyramide alimentaire, il concentre les plérocercoides (jusqu'à 18 sur un seul individu lors de l'enquête Fish-Parasite). Cela en fait un bon indicateur pour évaluer la présence ou l'absence de la dibothriocéphalose dans la région où il est prélevé [Dupouy-Camet et Yera, 2015].

#### 4) Autres paramètres

##### - Habitudes alimentaires et mondialisation

La réémergence de l'incidence de la dibothriocéphalose semble due à la popularité croissante des plats et préparations à base de poisson cru, tant indigènes qu'importés [Dupouy-Camet et Yera, 2015 ; Robert-Gangneux et al, 2019]. En outre cela concerne aussi les préparations fumées à froid, les marinades, les salaisons qui ne permettent pas de tuer le parasite [Gustinelli et al, 2016 ; Dupouy-Camet et al, 2015]. La distribution à travers le monde de traditions culinaires exotiques (sushis, etc.) et la mondialisation des échanges ont mis un terme aux restrictions géographiques des parasites [Autier et al, 2019].

##### - Respect de la réglementation sanitaire

Le règlement (CE) n°853/2004, qui exige la congélation de tout poisson destiné à être consommé cru, n'est pas appliqué par tous les fournisseurs de denrées alimentaires. Les amateurs de sushis ont tendance à estimer que la congélation altère les propriétés gustatives du poisson, cela conduirait les fournisseurs de sushis à un manque d'observance [Robert-Gangneux et al, 2019].

##### - Pollution des lacs

La persistance du cycle de ce parasite est le témoin d'une pollution fécale des lacs. Les lacs d'Annecy et du Bourget bénéficient depuis longtemps d'un réseau d'égouts entourant ces deux lacs. Ceci pourrait expliquer l'absence probable de la parasitose dans ces lacs. Le lac Léman bénéficie d'un réseau de stations d'épuration dont la modernisation récente a amélioré la situation locale [Dupouy-Camet et Yera, 2015].

##### - Rôle des HD sauvages

Le rôle des carnivores domestiques (chiens, chats) et sauvages (renards, loups...) dans le maintien du cycle demeure méconnu [Dupouy-Camet et Yera, 2015].

#### 5) Dibothriocéphalose d'importation (Tableau 10)

Tableau 10 : Revue de quelques cas de Dibothriocéphalose d'importation en France

Période [auteurs, date]	Lieu	Parasite	Nombre de cas
<b>2006</b> [Yera et al, 2006]	France	<i>D. nihonkaiense</i>	1
<b>2016-2018</b> [Robert-Gangneux et al, 2019]	CHU de Rennes	<i>D. nihonkaiense</i>	7
<b>2018</b> [Greigert et al, 2020]	CHU de Strasbourg	<i>D. nihonkaiense</i>	1

*D. nihonkaiense*, une espèce inféodée au saumon sauvage du Pacifique et absente d'Europe [Dupouy-Camet et al, 2020]. Ce poisson est couramment utilisé dans la préparation des sushis [Robert-Gangneux et al, 2019] et les moyens logistiques actuels permettent de faire voyager des produits de la pêche sur de très longues distances. Il faut noter que les larves de

*Dibothriocephalus* sp. peuvent survivre plusieurs jours si le poisson est simplement maintenu à 4°C [Kuchta et al, 2014].

La mondialisation croissante de l'industrie de la pêche et les migrations de personnes concourent à générer une augmentation constante de la probabilité d'introduire des espèces de parasites exotiques et donc de voir apparaître en Europe des cas sporadiques inhabituels d'infestation.

Si l'on considère également que les conditions environnementales existent pour permettre le cycle complet de ces parasites, il apparaît que ces nouvelles espèces pourraient être la source d'épidémies dans le futur [Pastor-Valle et al, 2014]. Cela suppose que le parasite soit capable de s'adapter à de nouveaux hôtes (copépode, poissons), mais cela a déjà été observé [Robert-Gangneux et al, 2019]. *D. dendriticus*, habituellement parasite de poissons marins, a été découvert pour la première fois dans un écosystème d'eau douce, à l'intérieur de truites arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss* [DORIS, 2021]) au Chili en 2009 [Rozas et al, 2012].

### C. Contamination de l'Homme

*D. latus* présente une spécificité parasitaire large, sa présence ayant été rapportée chez divers animaux tels que les chiens, les chats, les renards, les loutres ou les loups [Dupouy-Camet et Yera, 2015]. Bien qu'hôte accidentel, l'Homme est associé au taux de croissance le plus rapide du parasite et serait de ce fait considéré comme le principal HD [Delpy et al, 2005 ; Waeschenbach et al, 2017].

L'Homme se contamine en effet accidentellement en ingérant la larve plérocercóide contenue dans de la chair de poisson (Figure 29) consommée crue ou insuffisamment cuite [ANSES, 2017]. Fait intéressant, Flammer et collaborateurs rapportent dans leur étude sur les helminthoses à l'époque médiévale qu'à chaque découverte d'œufs de cestodes, systématiquement étaient retrouvés des œufs de *D. latum* et de *Tænia* spp.. Cela témoignant ainsi de la présence de certains types d'aliments et de pratiques culinaires particulières qui étaient plus courants dans certaines régions [Flammer et al, 2020].

De plus, le nombre d'individus infectés augmente avec l'âge, ce qui se comprend en considérant que la probabilité d'infestation augmente avec la quantité de repas de poisson consommé insuffisamment cuit [Flammer et al, 2020].

A noter qu'une seule larve plérocercóide suffit à provoquer une infestation [ANSES, 2017].

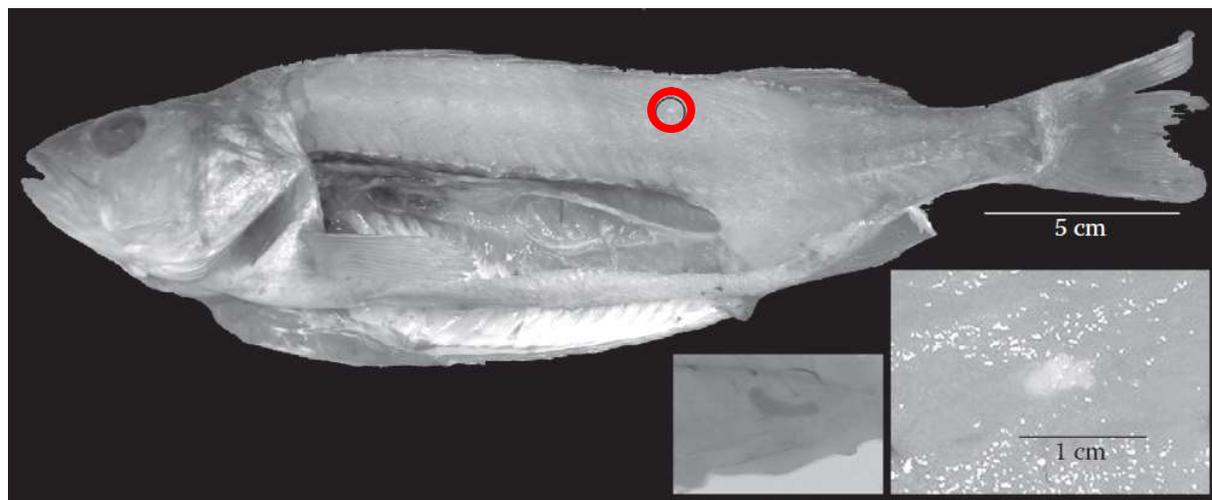


Figure 29 : Larve plérocercóide de *D. latus* dans une perche (*P. fluviatilis*) pêchée en Italie et vue détaillée sur la larve [d'après Kuchta et al, 2015].

## 1) Poissons concernés

Des poissons carnassiers vivant strictement en d'eau douce peuvent être porteurs de la plérocercœide de *D. latus*. Leur régime alimentaire est principalement basé sur la prédation (crustacés, poissons...). Les poissons concernés sont notamment (Figure 30) : la perche (*P. fluviatilis*) ; le brochet (*E. lucius*) ; la lotte d'eau douce (*Lota lota* [DORIS, 2016]) ; l'omble chevalier (*S. alpinus*) [ANSES, 2017 ; Delpy et al, 2005]. En Europe, la perche est l'hôte le plus commun, le brochet est un hôte paraténique et la lotte de rivière joue un rôle mineur [Gustinelli et al, 2016].



Figure 30 : En haut : à gauche, perche (*P. fluviatilis*) [Lonfat, 2005] ; à droite, brochet (*E. lucius*) [Lonfat, 2006]. En bas : à gauche, lotte de rivière (*L. lota*) [Kupfer, 2006] ; à droite omble chevalier (*S. alpinus*) [Rosso, 2004].

A noter : certaines sources mentionnent les poissons carnassiers anadromes. Ces poissons ont la particularité de vivre en mer mais de se reproduire dans l'eau douce des rivières et leur régime alimentaire est principalement basé sur la prédation d'autres poissons. On retrouve dans cette catégorie les salmonidés canadiens du genre *Onchorynchus* [ANSES, 2017]. Effectivement ces poissons peuvent être vecteurs de la dibothriocéphalose, cependant ils ne portent pas la plérocercœide de *D. latus*. Ces poissons hébergent en effet d'autres espèces du genre *Dibothriocephalus* (telles que *D. dendriticus* ou *D. nihonkaiense*) [Kuchta et al, 2015 ; Dupouy-Camet et Yera, 2015].

D'autres poissons, d'eau douce ou anadromes, semblent réfractaires à ce parasite : ils ne semblent pas pouvoir héberger *D. latus*. Ce serait le cas des corégonidés (féras) et, probablement, des salmonidés européens du genre *Salmo* [ANSES, 2017].

## 2) Facteurs favorisants

Le mode d'alimentation de certains peuples et la pratique du rejet des excréments humains dans les cours d'eau facilitent la transmission, entretenant le cycle du parasite. Au Japon et dans les pays scandinaves la consommation importante de poissons crus a été mise en cause pour expliquer le taux élevé de contamination par le passé [Delpy et al, 2005].

## 3) Aliments à considérer

Les aliments impliqués sont donc la chair (filets marinés, carpaccio, sushi, sashimi, ceviche, etc.) ou les œufs crus ou peu cuits de poissons d'eau douce [Kuchta et al, 2013].

La perche (*P. fluviatilis*) représente le principal danger épidémiologique en Europe. C'est un poisson important sur le plan commercial et elle est souvent cuisinée crue et préparée traditionnellement dans les restaurants et les ménages privés. En Italie du nord le « carpaccio di persico » est ainsi la principale source de contamination [Dupouy-Camet et Yera, 2015 ; Menconi et al, 2020].

Les autres principales sources de contamination vont être les filets de poisson marinés dans le nord Europe et l'omble chevalier consommé cru ou peu cuit sur les bords du Léman.

A noter que les corégones (*C. lavaretus*) sont une des principales espèces pêchées et sont fréquemment consommés crus sous forme de filets fumés mais que comme dit plus haut ils ne semble apparemment pas impactés par le parasite [Dupouy-Camet et Yera, 2015].

## **III. Symptomatologie**

La dibothriocéphalose est suspectée dans le contexte d'un repas potentiellement contaminant. *D. latus* est un ver non invasif. Sa présence crée une inflammation locale au point d'ancrage [Delpy et al, 2005] et peut occasionner l'apparition de signes cliniques et biologiques dans environ 20% des cas, mais le plus souvent les patients sont asymptomatiques [Kuchta et al, 2015]. La durée des symptômes est conditionnée par la durée de vie du parasite dans l'intestin [ANSES, 2017]. Sa létalité est nulle.

A noter que les enfants souffrent toujours d'une plus grande morbidité, avec une prévalence et une intensité d'infection plus élevées que les groupes d'âge plus avancé. D'autre part il n'y a pas de différences significative entre les proportions d'hommes et de femmes touchées [Flammer et al, 2020].

### **A. Signes cliniques**

Les patients porteurs du parasite au stade adulte peuvent présenter une palette assez large de symptômes cliniques légers qui en majorité ne sont pas spécifiques. Les plus courants sont des troubles intestinaux, en lien avec des facteurs mécaniques, traumatiques, spoliateurs et immunologiques [Waeschenbach et al, 2017 ; Delpy et al, 2005]. Relativement bien supportée par l'Homme, la dibothriocéphalose se traduit par l'émission spontanée de chaîne d'anneaux dans les selles ou par des épisodes de douleurs abdominales non caractéristiques provoquées par la présence du parasite [Dupouy-Camet et Yera, 2015]. En résumé le patient peut présenter :

### 1) Symptômes digestifs

Ils sont variés : douleurs abdominales diffuses, sensation d'inconfort et ballonnements (13% des cas). Diarrhées et constipations sont aussi rapportés (14% des cas). Dans de rares cas, une occlusion, une perforation digestive ou encore une appendicite peuvent être observées. Les occlusions peuvent être provoquée par une infestation massive [Waeschenbach et al, 2017 ; Delpy et al, 2005 ; Kuchta et al, 2015].

### 2) Symptômes généraux

Ils sont fréquemment associés aux symptômes digestifs, tels que : asthénie, sensation de malaise, céphalées voire douleurs thoraciques [Delpy et al, 2005].

### 3) Symptômes psychiatriques

Il peut être constaté : hypochondrie, paranoïa, hystérie [Delpy et al, 2005].

Dans la plupart des cas (83%) l'évacuation de segments du ver sera le seul symptôme de l'infestation [Kuchta et al, 2015].

## **B. Signes biologiques**

Bien que très rarement retrouvé en pratique, l'anémie par carence en vitamine B12 est caractéristique de l'infestation par *D. latus* [Delpy et al, 2005]. Elle a été retrouvée chez des populations dénutries et se déclare lorsque l'infestation est chronique et multiple [ANSES, 2017]. Cela fut observé par exemple auprès de populations finlandaises au sortir de la seconde guerre mondiale. De nos jours cependant l'anémie ne semble plus observée [Dupouy-Camet et Yera, 2015].

#### - Mécanisme physiopathologique :

Dans la lumière intestinale, *D. latus* dissocie la vitamine B12 du facteur intrinsèque ce qui va la rendre indisponible pour l'hôte [Kuchta et al, 2015]. Lorsque la carence est sévère elle peut entraîner une anémie mégaloblastique [ANOFEL et al, 2018] pernicieuse de type Biermer, la différence avec l'anémie de Biermer se faisant par son indépendance vis à vis du facteur intrinsèque. Elle est résolutive après apport de vitamine B12 et ne récidive pas après élimination des vers [Delpy et al, 2005].

Il est possible de se faire une idée de la fréquence de ces signes. 40% des patients seraient susceptibles de présenter une baisse du taux de vitamine B12 tandis que seuls 2 % développeraient une anémie [Delpy et al, 2005].

## **IV. Diagnostic**

Le diagnostic de certitude est généralement apporté par l'analyse coprologique qui peut permettre d'identifier différents stades morphologiques.

Cependant compte tenu de la proximité morphologique entre les différentes espèces de *Diphyllobothriidae*, cette approche ne suffit pas toujours pour poser un diagnostic d'espèce. Il est possible de contourner ce problème en associant une analyse de biologie moléculaire à la coprologie [Pastor-Valle et al, 2014].

## A. Méthodes de diagnostic direct

### 1) Coprologie et recherche parasitologique

Elle retrouve des œufs ou des proglottis de *D. latus* et pose le diagnostic définitif.

- Identification des œufs de *D. latus*

Parmi les méthodes employées, les méthodes par flottation sont efficaces pour concentrer les œufs (méthode de Willis ou méthode de Faust au sulfate de zinc par exemple). Les œufs (Figure 31) sont de forme ovoïde, mesurant 60-70  $\mu\text{m}$  x 40-45  $\mu\text{m}$  et possèdent un opercule à une extrémité et un petit mamelon à l'autre [Delpy et al, 2005 ; ANSEF, 2017 ; ANOFEL, 2018]. Ils possèdent une paroi épaisse, une surface lisse et sont non-embryonnés à la ponte [Waeschenbach et al, 2017 ; ANOFEL, 2018]. La taille des œufs est un point de vigilance, car elle varie considérablement, y compris au sein d'une même espèce, dépendant principalement du type d'HD et de l'intensité de l'infestation. Il est pratiquement impossible d'établir un diagnostic juste en se basant sur la morphométrie des œufs [Kuchta et al, 2015].

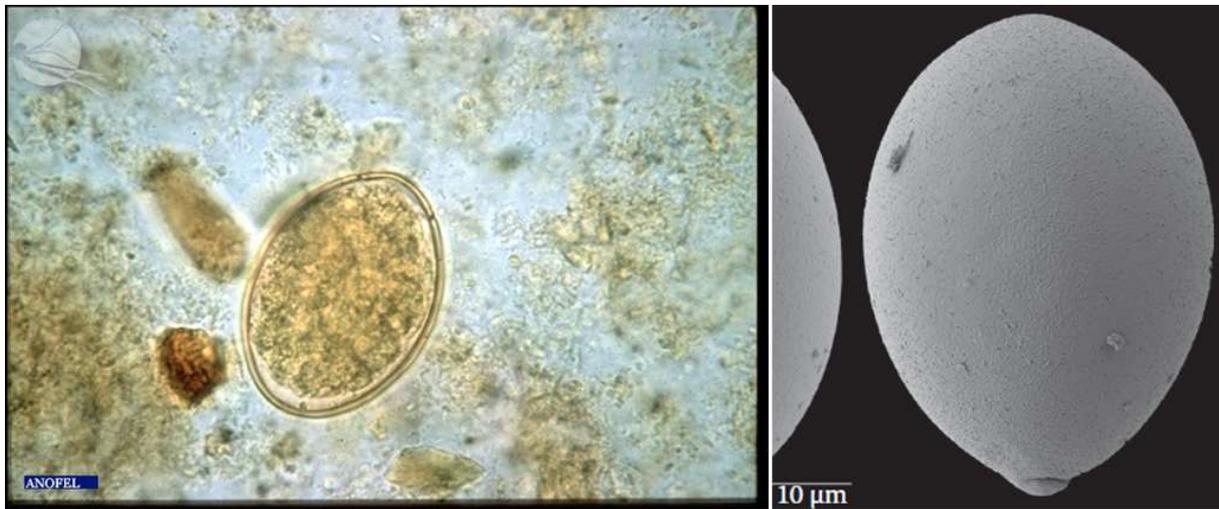


Figure 31 : Œuf de *D. latus* : à gauche (MO) [ANOFEL, 2018] ; à droite (MEB) [Kuchta et al, 2015].

- Identification des proglottis de *D. latus* (voir partie B.β.1 : structure du stade adulte)

- Signe annexe pouvant être retrouvé

La mise en évidence de cristaux de Charcot-Leyden dans les selles est fréquente [ANOFEL et al, 2018]. Cette présence indique la cristallisation de produits de dégradation des polynucléaires éosinophiles et un élément en faveur de la présence d'un helminthe. Toutefois d'autres hypothèses peuvent expliquer leur présence comme une allergie alimentaire [FMC-HGE, 2008].

### 2) Coloscopie

*D. latus* est parfois découvert lors d'une coloscopie, ceci étant potentiellement dû à la migration du parasite dans le colon suite à la prise de la préparation colique. On relève un

intérêt thérapeutique potentiel de l'acide diatrizoïque (Gastrograffine®) sur le parasite [Fujita et al, 2002].

Critères de reconnaissance de la forme adulte de *D. latus* :

- Strobile et proglottis (Figure 32) (voir partie B.β.1 : structure du stade adulte).



Figure 32 : *D. latus* : enchainements de proglottis et pores génitaux (médians, ventraux) bien visibles [ANOFEL, 2022].

- Scolex : (voir partie B.β.1 : structure du stade adulte)

### 3) Identification moléculaire

Les tests moléculaires sont devenus indispensables pour l'identification précise d'espèce [Waeschenbach et al, 2017]. Les analyses moléculaires par PCR classique ou par séquençage représentent deux moyens fiables, toutefois, ils ne sont pas adaptés à une utilisation en routine dans les laboratoires (process long, compliqués à mettre en œuvre et d'un coût élevé). C'est pourquoi un autre test moléculaire, basé sur la PCR multiplex, a été ultérieurement développé. Ce dernier est moins onéreux, plus rapide et permet de discriminer les parasites les plus courants chez l'Homme [Wicht et al, 2010].

La PCR multiplex permet de différencier les quatre espèces de *Dibothriocephalus* les plus souvent retrouvées (*D. latus*, *D. nihonkaiensis*, *D. dendriticum*, *D. pacificum*). Elle utilise un gène de l'ADN mitochondrial codant pour la sous-unité 1 du cytochrome c oxydase [Wicht et al, 2010]. Ce gène connaît une évolution plus rapide, il est de ce fait considéré comme un marqueur de choix pour le diagnostic d'espèce [Waeschenbach et al, 2017 ; Kuchta et al, 2015].

## **B. Méthodes de diagnostic indirect**

- Bilan biologique

Il retrouve parfois une anémie par carence en vitamine B12, macrocytaire, régénérative avec fréquente anisocytose et anisochromie. Les autres lignées peuvent également être touchées avec thrombopénie voire leucopénie avec des polynucléaires hypersegmentés [Delpy et al, 2005].

L'hyperéosinophilie est inconstante. Habituellement modérée elle peut atteindre des taux élevés en début d'infection chez certains sujets. Elle reste ensuite modérée ou revient à la normale à la phase d'état avec l'élimination des anneaux [ANOFEL et al, 2018].

Le bilan peut également montrer : hypoprotidémie, hypoalbuminémie, hypogammaglobulinémie, et vitesse de sédimentation (VS) accélérée [Delpy et al, 2005].

- Myélogramme

Il peut présenter un aspect de mégalo blastose (rappelant l'anémie de Biermer) [Delpy et al, 2005].

- Prélèvement gastrique

L'exploration des sécrétions est normale. De plus, le dosage des anticorps anti-facteur intrinsèque et anticorps anti-cellules pariétales est négatif [Delpy et al, 2005].

## **V. Traitements**

L'identification de l'espèce parasitaire est indispensable pour définir un cas clinique et contribuer à l'amélioration des connaissances sur une parasitose, mais dans le cas qui nous intéresse, elle n'est pas indispensable pour définir la stratégie thérapeutique. Les anthelminthiques employés sur les cestodes sont restreints et ce sont souvent les mêmes qui sont employés, indépendamment de l'espèce, la dose étant le seul paramètre pouvant varier [Kuchta et al, 2015].

### **A. Antiparasitaire**

- Praziquantel (BILTRICIDE® 600mg) [VIDAL, 2022]

Actuellement traitement de référence, l'intérêt thérapeutique de cette molécule a été démontré dès 1975. Le praziquantel agit en bloquant le métabolisme du glucose et permet de soigner facilement cette pathologie. La dibothriocéphalose à *D. latus* est habituellement traitée en première intention à la dose de 10 mg/kg en prise unique (per os) [Delpy et al, 2005 ; Robert-Gangneux et al, 2019]

Indépendamment de l'espèce parasitaire ou en cas d'échec de la première prise, la dose habituellement administrée est de 25 à 50 mg/kg (prise unique orale) [Kuchta et al, 2015 ; Robert-Gangneux et al, 2019].

Les éventuels effets secondaires sont bénins (céphalée, asthénie, arthralgie, douleurs abdominales) mais peuvent s'accroître si la charge parasitaire traitée est élevée. Le praziquantel est contre indiqué en cas de cysticercose oculaire concomitante et avec l'usage de rifampicine [Delpy et al, 2005 ; Kuchta et al, 2015 ; Robert-Gangneux et al, 2019].

Remarque : aucune résistance médicamenteuse n'a été rapportée chez les agents de la famille des Diphylobothriidae [Robert-Gangneux et al, 2019].

(Anciennement : Niclosamide (TREDEMINE®), jusqu'à son arrêt de commercialisation le 2 janvier 2020 [VIDAL, 2022])

## **B. Autres thérapeutiques**

- Acide diatrizoïque (sous forme de sodium amidotrizoate et méglumine amidotrizoate) GASTROGRAFINE® 370mg Iode/mL

Produit de contraste principalement indiqué pour l'exploration radiologique du tube digestif, l'administration intraduodénale d'acide diatrizoïque est efficace dans le traitement des grands cestodes tels que ceux du genre *Dibothriocephalus*. Elle favorise l'expulsion complète du parasite vivant incluant son scolex intact ce qui rend possible l'identification de l'espèce. Cependant il y a plusieurs freins à l'emploi de ce traitement, l'administration duodénale est en elle-même douloureuse, le traitement est cher et il nécessite le recours à des images de fibroscopie [VIDAL, 2021 ; Kuchta et al, 2015].

- supplémentation vitaminique B12 si nécessaire après élimination du parasite [Delpy et al, 2005].

- thérapeutiques végétales : thymol ; fougère mâle [Delpy et al, 2005].

- autres : desaspidin ROSAPIN® (bloque la phosphorylation oxydative) ; mépacrine ; dichlorophène ATIPHEN® ; bithionol ; paromomycine HUMATIN® [Delpy et al, 2005].

## **C. Suivi de ces traitements** [Delpy et al, 2005]

Le suivi du traitement est important, il permet de s'assurer du succès de la thérapie. Il repose sur la recherche microscopique d'œufs dans les selles et est considéré efficace si plus aucun œuf n'est retrouvé dans plusieurs prélèvements successifs dans un laps de temps compatible avec le développement éventuel d'un nouvel adulte (soit trois à quatre semaines après le traitement).

## **PARTIE III : PROPHYLAXIE, ANISAKIDOSE ET DIBOTHRIOCEPHALOSE**

### **I. Prophylaxie collective**

La réglementation a pour objectif qu'il n'y ait aucun produit fini manifestement parasité remis au consommateur. Les obligations des professionnels décrites par la réglementation ne ciblent pas un maillon de la filière en particulier, chaque opérateur étant à son niveau responsable de la bonne application des actions pour la gestion de ce risque. [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

#### **A. Dispositions réglementaires s'adressant aux professionnels pour la maîtrise du risque parasitaire**

5 principes :

- Contrôles visuels
- Interdiction de mise sur le marché de produits manifestement parasités
- Traitement par congélation
- Dérogations au traitement par congélation
- Information du consommateur

##### **1) Contrôles visuels**

Les exploitants du secteur alimentaire doivent veiller à ce que les produits de la pêche aient été soumis à un contrôle visuel destiné à détecter la présence de parasites visibles avant de les mettre sur le marché [Règlement (CE) n°853/2004, 2004].

Les contrôles visuels s'imposent pour tous les produits de la pêche et à chaque opérateur de la filière, depuis le producteur jusqu'à l'établissement délivrant le produit final au consommateur. Leurs modalités de mise en œuvre diffèrent selon le stade de la filière, les manipulations effectuées sur le produit et les moyens à disposition [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

##### **1.1) Définitions :**

- « parasite visible », désigne tout parasite ou groupe de parasites ayant une dimension, une couleur ou une texture permettant de le distinguer nettement des tissus du poisson (Figure 33)

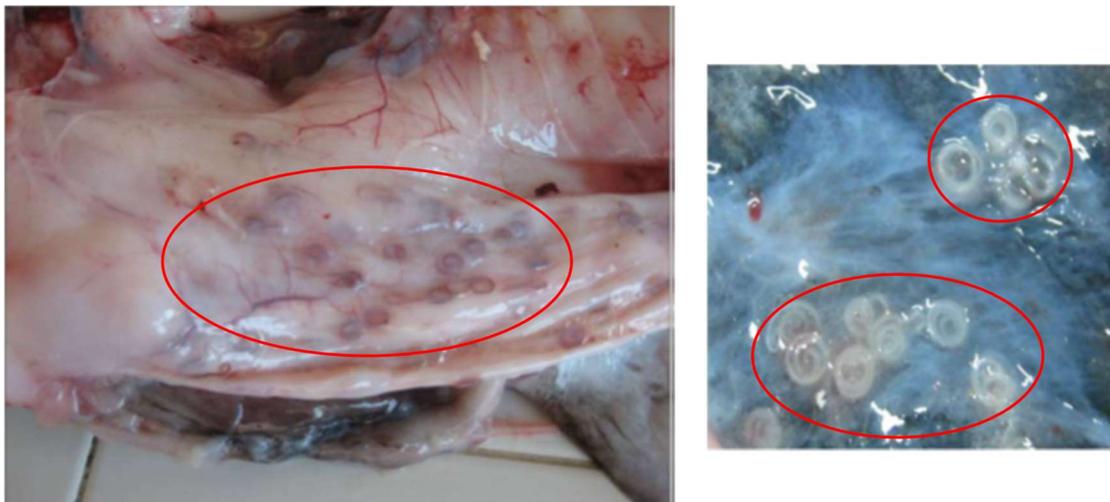


Figure 33 : Infestation de flancs de poisson par des larves d'Anisakidés ; à gauche un flanc de lotte (*L. piscatorius*) [modifié d'après Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

- « contrôle visuel », désigne un examen non destructif des poissons ou des produits de la pêche, exercé avec ou sans moyen optique d'agrandissement et dans de bonnes conditions d'éclairage pour l'œil humain, y compris par mirage si nécessaire.

- « mirage », désigne dans le cas de poissons plats ou de filets de poisson, l'observation à contre-jour du poisson éclairé par une source lumineuse dans une pièce sombre afin d'y détecter des parasites (Figure 34) [Règlement (CE) n°2074/2005, 2005]. L'utilisation de tables de mirage peut s'avérer pertinente pour améliorer la détection des parasites enchâssés dans la profondeur des muscles [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019]. L'efficacité du mirage est variable cependant : 7 à 75 % des parasites sont détectés, dépendant de l'espèce de poisson (chair plus ou moins foncée et dense) ainsi que de l'espèce d'anisakidé (larve plus ou moins grande et colorée). De plus elle n'est pas applicable à certains produits comme les filets avec peau [ANSES, 2017 ; Karl et Leinemann, 1993].



Figure 34 : Observation par mirage de larves d'anisakidés à travers un filet de poisson [modifié d'après Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

## 1.2) Éviscération

Le contrôle visuel doit porter sur un nombre représentatif d'échantillons. Les personnes responsables des établissements à terre et le personnel qualifié à bord des navires usines déterminent le nombre et la fréquence des contrôles en fonction de la nature des produits de la pêche, de leur origine géographique et de l'usage auquel ils sont destinés. Au cours de la production, le contrôle visuel des poissons éviscérés est réalisé par des personnes qualifiées et porte sur la cavité abdominale (Figure 35), les foies, les œufs et les laitances destinés à la consommation humaine. Selon le système d'éviscération utilisé, le contrôle visuel doit être réalisé :

- de manière continue par le manipulateur pendant l'éviscération et le lavage, en cas d'éviscération manuelle ;
- par sondage sur un nombre représentatif d'échantillons, de dix poissons par lot au moins, en cas d'éviscération mécanique [Règlement (CE) n°2074/2005, 2005].



Figure 35 : Forte infestation d'anisakidés au niveau du péritoine, à gauche Saint-Pierre (*Zeus faber* [FishBase, 2020]) ; à droite merlu commun (*M. merluccius*) [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019]

### - Mise en œuvre:

Il est attendu que l'éviscération soit complète et soignée : ouverture jusqu'à l'anus, enlèvement de la totalité de la masse viscérale suivi d'un lavage : les amas ou grappes de parasites visibles, présent dans la cavité abdominale et sur le péritoine doivent être retirés (Figure 36). Si les foies, les gonades et les laitances (poches d'œufs) sont très infestés, ils doivent aussi être éliminés [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

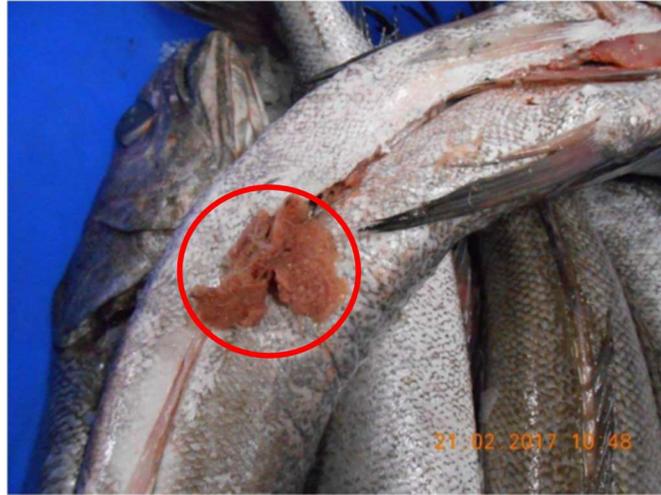


Figure 36 : Grappe de larves d’anisakidés dans la cavité abdominale d’un merlu commun (*M. merluccius*) [modifié d’après Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

### 1.3) Parage, filetage et tranchage

Le contrôle visuel des filets ou tranches de poissons est effectué par des personnes qualifiées pendant le parage et après le filetage ou le tranchage (Figure 37). Lorsqu’un examen individuel est impossible en raison de la taille des filets ou des opérations de filetage, un plan d’échantillonnage doit être établi et tenu à la disposition de l’autorité compétente. Lorsque le mirage des filets s’avère nécessaire d’un point de vue technique, il doit être inclus dans le plan d’échantillonnage [Règlement (CE) n°2074/2005, 2005].

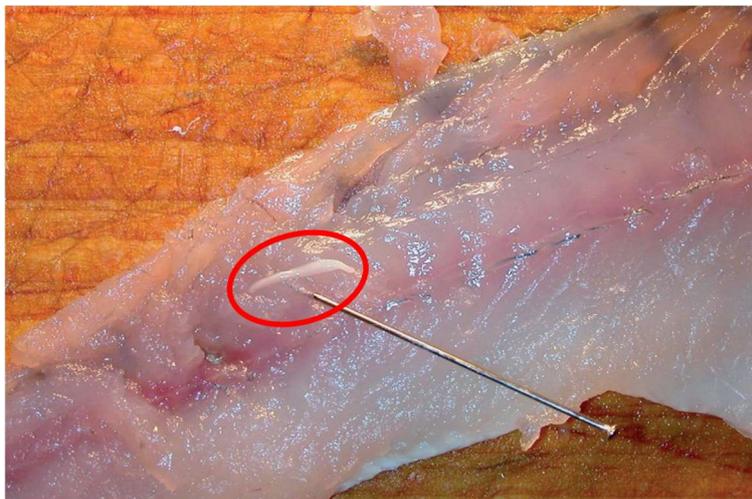


Figure 37 : Larve plérocercarioïde à la surface d’un filet de perche (*P. fluviatilis*) [modifié d’après ANSES, 2017]

Pour certaines espèces : maquereau (*S. scombrus*), hareng (*C. harengus*), morue (*G. morhua*), le parage des filets en enlevant les parties antéro-ventrales (AV) des rabats ventraux (muscles ventraux proches de la cavité abdominale) (Figure 38) peut permettre de réduire la probabilité de présence d’anisakidés de plus de 90% dans le produit final frais [Levsen et al, 2018]. A titre d’exemple chez le hareng, la probabilité de présence de L3 dans les filets parés était estimée cinq à huit fois plus faible que dans les filets non-parés [Levsen et Lunestad, 2010].

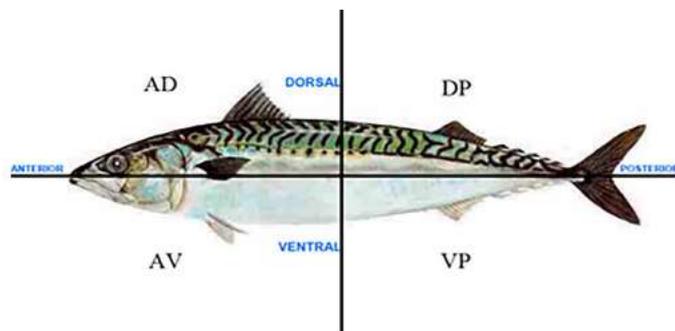


Figure 38 : Sections anatomiques du corps d'un poisson [Levsen et al, 2018].  
 AD = antéro-dorsal ; AV = antéro-ventral ; DP = postéro-dorsal ; VP = postéro-ventral

#### 1.4) Points d'attention

- Le contrôle visuel doit être systématique en cas d'éviscération ou de filetage manuel [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].
- Poissons entiers : certains poissons ne sont pas éviscérés à bord, pour des raisons techniques (poissons de petite taille : anchois, sardine par exemple) ou commerciales (espèces vendues traditionnellement non vidées, comme le bar de ligne, la dorade royale, le rouget ou le grondin). Dans ces cas l'élimination d'éventuels parasites sera effectuée par le premier opérateur qui pratiquera l'éviscération des produits. Cela pourra notamment être réalisé lors de la vente au consommateur, soit éventuellement par le pêcheur lui-même s'il a un a un étal de remise directe [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].
- Selon la connaissance qu'ont les professionnels des matières premières qu'ils travaillent régulièrement, l'échantillonnage sera adapté aux risques liés aux espèces et à leur provenance. Certaines espèces sont réputées être généralement plus infestées (merlu, merlan, cabillaud, lotte, lieus, lingues, maquereau, anchois, hareng, sardine, etc.), mais il existe une variabilité importante inter-individuelle et selon les zones de pêche et la saison [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019]. (valable pour *Anisakis* et *Dibothriocephalus* ainsi que les autres parasites en général)
- En raison de la présence de larves d'autres parasites proches, une identification moléculaire est utile pour affirmer le diagnostic d'espèce [ANSES, 2017].

#### 2) Interdiction de mise sur le marché des produits manifestement parasités

Si un professionnel détecte la présence de parasites lors des contrôles visuels qu'il a mis en place, il doit mettre en œuvre une action corrective adaptée. Chaque opérateur doit éliminer, par nettoyage, tri ou parage, les parasites et les parties parasitées qu'il a pu détecter. Lorsque l'infestation est trop massive pour rendre efficace les opérations de parage, le produit doit être retiré du marché.

L'interdiction de mise sur le marché de produits de pêche manifestement parasités s'entend donc, pour chaque opérateur, comme la recherche et l'élimination des parasites visibles mis en évidence au cours de leur manipulation, avant que la denrée ne soit prise en charge par l'opérateur suivant ou soit livrée au consommateur (Figure 39). Il s'agit d'une chaîne de contrôles et de responsabilités, qui doit aboutir à un produit final manifestement non parasité livré au consommateur [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].



Figure 39 : Portion de Lotte (*L. piscatorius*) parasitée par des larves d'anisakidés au stade de la mise en vente en grande et moyenne surface (GMS) [modifié d'après Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019]

### 3) Traitement par congélation

Les contrôles visuels, associés à l'élimination des parasites détectés, mis en œuvre par l'ensemble des opérateurs de la filière, n'offrent pas nécessairement in fine une protection totale du consommateur, compte tenu de la mise évidence parfois difficile des parasites (petite taille, couleur translucide, enchâssement dans la chair). Certains produits de la pêche présentent ainsi un risque particulier du fait de leur mode de consommation (crus) ou de préparation (insuffisamment cuits « rosés à l'arrêt, faiblement marinés, salés ou fumés à froid), les parasites éventuellement présents pouvant être encore vivants [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

Aux Pays-Bas, la prévalence de l'anisakidose a chuté de façon spectaculaire après 1967, lorsque la législation obligeant la congélation en profondeur du hareng avant consommation a été introduite [van Thiel, 1976].

Tout professionnel mettant sur le marché des produits de la pêche dont le mode de préparation ou de consommation présente un risque (établissement de manipulation, de transformation, restaurateur, etc.) doit donc obligatoirement procéder à cette étape de congélation assainissante ou s'assurer qu'elle a été effectuée préalablement. Ce traitement ne dispense pas de réaliser au préalable les contrôles visuels et parages éventuels destinés à éliminer les parasites visibles [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

#### 3.1) Méthode et produits concernés :

Les produits de la pêche doivent être congelés à une température ne dépassant pas  $-20^{\circ}\text{C}$  en tous points du produit pendant une période d'au moins 24 heures ; ce traitement doit être appliqué au produit cru ou au produit fini :

- les produits de la pêche devant être consommés crus ou pratiquement crus ;
- certaines espèces si ces dernières doivent subir un fumage à froid au cours duquel la température interne du produit ne dépasse pas  $60^{\circ}\text{C}$  (hareng, maquereau, sprat, saumon (sauvage) de l'Atlantique ou du Pacifique ;
- les produits de la pêche marinés et/ou salés si le traitement est insuffisant pour détruire les larves de nématodes

[Règlement (CE) n°853/2004, 2004].

A noter que la salaison, le fumage et le marinage ne sont pas efficaces contre les plérocercoides de *D. latus* [Dupouy-Camet et Yera, 2015 ; ANSES, 2017].

### 3.2) Autres possibilités :

- congélation à -35°C à cœur pendant un minimum de 15 heures.

- congélation à -18°C à cœur pendant 96 heures (4 jours).

- stockage en congélateur ménager à -18°C pendant 7 jours

[Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

### 3.3) Mise en œuvre par les professionnels

C'est une étape critique pour la maîtrise du risque parasitaire. Elle doit de ce fait être documenté dans le plan HACCP et faire l'objet d'une surveillance avec enregistrements (couple temps-température) [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

Remarque : HACCP est un acronyme qui désigne « l'analyse des risques et la maîtrise des points critiques » [Règlement (CE) n°853/2004, 2004]. C'est une obligation réglementaire que doivent appliquer tous les exploitant du secteur alimentaire [Règlement (CE) n°852/2004, 2004].

## 4) Dérogations au traitement par congélation

### 4.1) Traitement par la chaleur

Une température à cœur d'au moins 60°C pendant une minute permet de tuer les parasites qui n'auraient pas été détectés et éliminés.

Le fumage à chaud, peut également permettre d'atteindre ce barème [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

### 4.2) Procédés de transformation

Pour obtenir une inactivation des parasites : fort salage associé ou non à une marinade acide [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

Cela peut fonctionner sur *A. Simplex*. mais ce n'est pas systématique pour les autres parasites comme *D. latus* [ANSES, 2017].

### 4.3) Poissons d'élevage

La dérogation au traitement assainissant par congélation est possible pour les poissons d'élevage sous certaines conditions (les poissons sont élevés à partir d'embryons et exclusivement soumis à un régime alimentaire exempt de parasites viables susceptibles de présenter un risque sanitaire, et qui satisfont à une des exigences suivantes : ils ont été élevés exclusivement dans un milieu exempt de parasites viables ou l'exploitant du secteur alimentaire vérifie, au moyen de procédures approuvées par les autorités compétentes, que les produits de la pêche ne présentent pas de risque sanitaire au regard de la présence de parasites viables [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

## 5) Information du consommateur [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019]

En poissonnerie et rayon marée des GMS, les professionnels sont tenus de délivrer une information adaptée à leurs clients :

- nécessité de cuire à cœur les poissons sauvages
- en cas de consommation de poisson cru ou peu transformé, soit les orienter sur des produits adaptés (poissons d'élevage, produits congelés, décongelés ou assainis par congélation), soit les informer de la nécessité d'une congélation préalable en congélateur domestique (7 jours) avant préparation.

Cette information peut prendre la forme d'un affichage ou d'un étiquetage spécifique (« à cuire à cœur » par exemple).

Les restaurateurs, traiteurs et autres professionnels préparant des plats à base de produits crus ou faiblement transformés doivent de la même manière veiller à n'utiliser que des matières premières dont le risque parasitaire est maîtrisé, c'est-à-dire remplissant les conditions ci-dessus (le traitement préalable de congélation assainissante devant être attesté par le fournisseur ou réalisé par eux-mêmes).

### **B. Organisation de tournées d'inspection lors de contrôles officiels**

Le respect des prescriptions réglementaires par les professionnels tout au long de la filière, du pêcheur au distributeur, est vérifiée lors de tournées d'inspection [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

Est ainsi contrôlé l'amont de la filière (pêcheur, halles à marées) et l'aval de la filière (manipulation, transformation, distribution et restauration). Dans cette dernière « catégorie » on remarque que sont également contrôlés le niveau de formation du personnel au risque parasitaire mais également la gestion des produits parasités [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

- Notifications d'alertes

Les non-conformités suivantes font l'objet d'une notification d'alerte :

- Lorsque les lots de produits, mis en vente ou destinés à être mis en vente en l'état au consommateur, sont reconnus manifestement parasités à l'issue d'un contrôle visuel officiel (Figure 40).



Figure 40 : Portion de poisson manifestement parasitée par des larves d'anisakidés au stade de la mise en vente en GMS [modifié d'après Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019]

- Lorsque lors d'un contrôle officiel, il est mis en évidence que le traitement assainissant destiné à tuer les parasites n'a pas été mené, ou pas efficacement, avant remise au consommateur.

Ces non-conformités interviennent à un stade où les produits sont déjà conditionnés pour la vente en l'état aux consommateurs, sans qu'il soit prévu de les contrôler de nouveau. En l'absence d'amélioration notable de la situation à moyen terme, les acteurs concernés sont mis en demeure de procéder aux mesures correctives adaptées. A échéance les lots peuvent être consignés avec obligation de les mettre en conformité et, si refus de mise en conformité, ces derniers peuvent être saisis. Des sanctions pénales peuvent être appliquées [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019].

### **C. Anthelminthiques**

Les médicaments anthelminthiques efficaces représentent la première intervention pour les efforts de contrôle modernes, bien qu'ils soient souvent soutenus par l'amélioration de l'assainissement et les programmes d'éducation sanitaire [Flammer et al, 2020].

### **D. Prophylaxie collective : particularités des larves du genre *Anisakis***

Les anisakidés sont considérés comme l'un des plus importants dangers biologiques présents dans les « produits de la mer » [Cavallero et al, 2021].

#### 1) Recommandations pour la production primaire

- Exploitation de la ressource naturelle

Considérer toutes les espèces de poissons sauvages marins comme potentiellement contaminés, sachant qu'aucune zone géographique n'est reconnue exempte de parasites [ANSES, 2017].

- L'aquaculture

L'aquaculture a des avantages certains par rapport à la pêche traditionnelle exploitant la ressource naturelle.

En fournissant au poisson une alimentation maîtrisée, composée d'aliments préparés/transformés à volonté, dès le stade œuf et tout au long de sa vie, il est possible de mettre sur le marché du poisson dont la contamination parasitaire est négligeable voire nulle. A l'instar de résultats prodigués par différentes études ; une ferme marine grecque ou la prévalence d'infestation de bars communs (aussi appelés loups, *Dicentrarchus labrax* [DORIS, 2020] a été évaluée à 0,7% [Cammilleri et al, 2018] ; ou de fermes marines de bars communs et de dorade royale (*Sparus aurata* [DORIS, 2021]) au sud de l'Espagne ou aucun parasite n'a été retrouvé [Peñalver et al, 2010].

A noter que les farines de poissons utilisées dans l'industrie agroalimentaire peuvent comporter les allergènes parasitaires de L3 et ainsi contaminer les animaux qui vont consommer cette farine. Cela a notamment été rapporté chez des poissons d'élevage (Figure 41) [Fæste et al, 2015] ainsi que chez des volailles [Polimeno et al, 2021 ; Armentia et al, 2006]. De même compte tenu de leur caractère thermostable les allergènes peuvent se retrouver dans des produits transformés industriels à base de poisson [Kochanowski et al,

2020]. Il semble donc que le poisson sauvage ne soit pas la seule source alimentaire à risque pour les patients atteints d'anisakidose allergique.

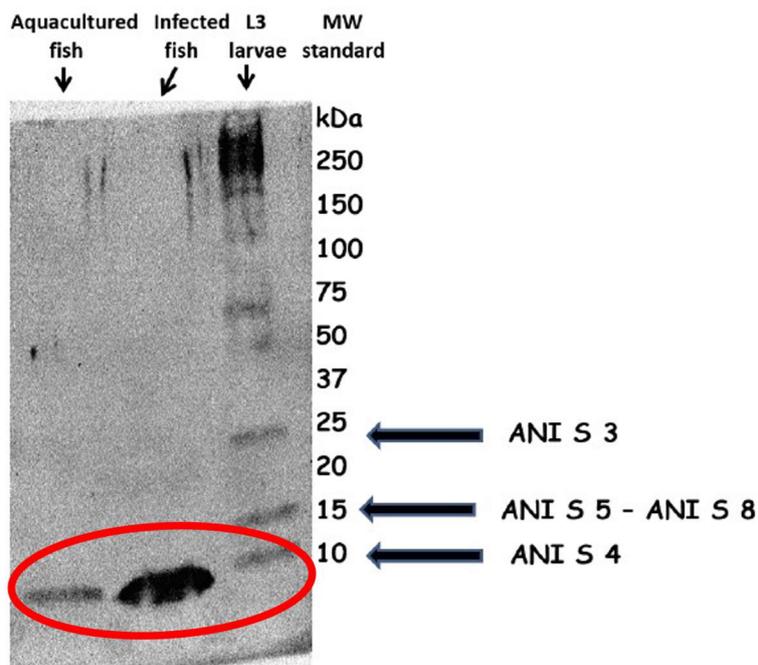


Figure 41 : Western Blot comparant : extraits protéiques de L3 d'*A. simplex*, poissons parasités par L3, poissons d'aquaculture [d'après Polimeno et al, 2021].

Entouré en rouge : tache commune aux trois extraits et correspondant à l'allergène Ani S 4

## 2) Autres traitements d'inactivation des anisakidés

Si la présence de parasites est confirmée, les produits ne sont pas mis sur le marché pour la consommation humaine avant d'avoir été traités par l'un des moyens cités ci-dessous (Tableau 11) [Codex alimentarius, 2004].

Les conditions indiquées tuent les larves d'*Anisakis*, mais ne permettent pas d'éliminer le risque d'allergie chez l'Homme car les allergènes vont résister [ANSES, 2017].

Tableau 11 : Autres traitements d'inactivation des anisakidés en milieu industriel [ANSES, 2017]

Traitement	Conditions	Impact	Matrice
Température	Cuisson à cœur : > 60°C, une minute ; La FDA recommande d'atteindre au moins 70°C si la cuisson est au micro-ondes.	Inactivation du parasite  NB : ne permet pas de détruire tous les allergènes	
	Congélation en tous points du produit : -20°C, 24h* (ou) -35°C, 15h** (ou) -15°C, 96h **		
Salage***	NaCl à 8-9 %, 6 semaines Sel sec, 21j		hareng
Marinage***	NaCl à 12 % + ac. acétique à 10 %, 5j		anchois
	NaCl à 12 % + ac. acétique à 6 %, 13j à 4°C		
	NaCl à 6 % + ac. acétique à 2,4 %, 35j		
	NaCl à 10 % + ac. acétique à 6 %, 24h puis 4°C, 13j		
	NaCl à 6,3 % + ac. acétique à 3,7 %, 28j		
Ionisation***	3-6 kGy ( <i>Anisakis marina</i> )	maquereau	
Pression***	300 MPa ( <i>Anisakis simplex</i> )	saumon	

\* = règlement (CE) n°853/2004 modifié et n°1276/2011 ; \*\* = normes américaines ; \*\*\* = ces conditions efficaces ne sont pas celles généralement utilisées en procédés industriels courants mais concernent plutôt des productions traditionnelles et à petite échelle

Il est à noter que d'après l'ANSES, la cuisson (60°C à cœur) et la congélation dans des conditions de temps et températures précises (- 20 °C en tous points du produit pendant au moins 24 heures), sont les traitements les plus efficaces pour tuer les larves d'*Anisakis* spp et *Pseudoterranova* spp.

### 3) Autres méthodes de détection et d'identification

D'autres méthodes de détection et d'identification, même de petites quantités de matériel parasitaire, ont été mises au point à ce jour. Ces méthodes ne seront pas abordées de manière exhaustive dans ce travail, nous avons en effet choisi d'attirer l'attention sur certaines d'entre elles :

- Inspection sous lumière Ultra-Violette (UV) [Cavallero et al, 2021]

Essentiellement retrouvée dans les protocoles d'études scientifiques de grande échelle, elle est de plus en plus employée pour la détection systématique des larves de nématodes dans la chair des poissons [Levsen et Lunestad, 2010 ; Levsen et Karl, 2014 ; Klapper et al, 2015 ; Cipriani et al, 2016 ; Levsen et al, 2016]. La méthode utilise la fluorescence des larves d'anisakidés congelées [Pippy, 1970] et est basée sur l'inspection de filets ou viscères de poisson aplatis ou pressés puis surgelés et enfin exposé à de la lumière UV [Karl et Leinemann, 1993].

Toutes les larves d'anisakidés présentes apparaissent comme des points fluorescents dans l'échantillon (Figure 42). La brillance dépendant probablement de facteurs variés comme les

espèces d'anisakidés présentes, leurs taille et âge, le degré d'encapsulation, et peut-être de si le cycle de congélation/décongélation affecte l'intégrité de la larve [Levsen et al, 2018].

Un des avantages de cette méthode est qu'elle permet une détermination approximative des sites d'infestation dans les filets comme dans les viscères.

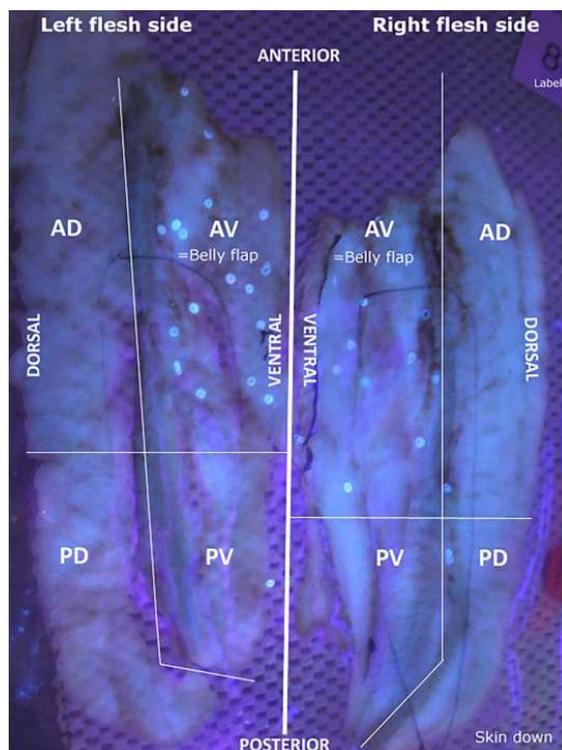


Figure 42 : Larves d'anisakidés encapsulées dans les filets d'un poisson (vue sous UV) [Levsen et al, 2018].

*Les parasites sont majoritairement concentrés au niveau des rabats ventraux (section antéro-ventrale AV) (partie la plus proche des viscères)*

#### - Inspection après digestion artificielle chloropeptique

La solution aqueuse d'un mélange pepsine et acide chlorhydrique (HCl) est utilisée sur des tissus mous [Cavallero et al, 2021]. Laborieuse et coûteuse, cette méthode inadaptée à l'industrie reste utile pour les études expérimentales [Stern et al, 1958 ; Smith et Wootten, 1975]. La digestion artificielle permet une séparation facile des larves L3 du muscle ou des viscères de poisson, ce qui facilite leur comptage. Dans les gros morceaux de poisson, il a été signalé que son utilisation pourrait détecter 50 % de parasites en plus par rapport à l'inspection visuelle par mirage [Huang, 1990].

Les conditions de digestion correspondent aux conditions rencontrées dans les voies digestives des mammifères et garantit la survie des nématodes [Codex alimentarius FAO-WHO, 2004].

#### - La technique de Baermann,

Elle est basée sur la migration active des larves d'*Anisakis* sous hydrotropisme positif et s'est révélée efficace [Cavallero et al, 2021].

#### - Utilisation de l'IRM pour la détection des anisakidés

L'IRM a montré un certain potentiel pour l'étude de la présence d'anisakidés dans les poissons. Elle se montre capable de détecter les L3 dans les produits de la pêche in situ, dans un environnement 3D et de manière non invasive et non destructive (Figure 43). Il est ainsi possible par ce moyen de repérer les accumulations des larves dans les viscères de poissons entiers, mais aussi leur présence et leurs mouvements dans les muscles des poissons [Bao et al, 2017].

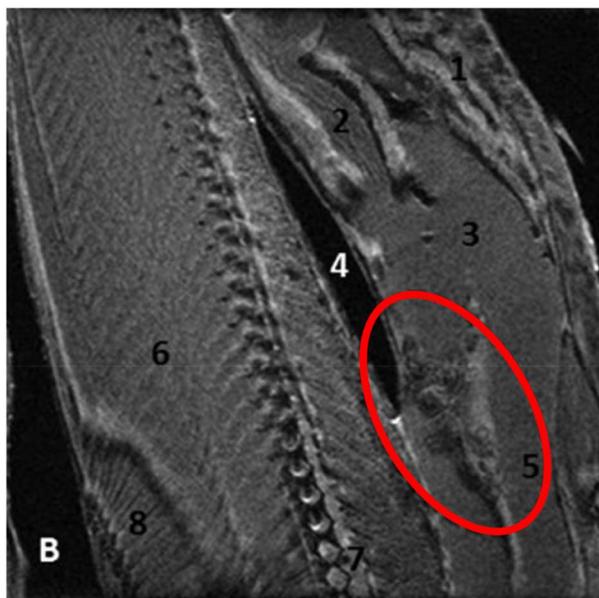


Figure 43 : IRM sagittale d'un hareng montrant une accumulation de larves d'*A. simplex s.l.* au niveau des organes internes [d'après Bao et al, 2017]. (entouré en rouge) = les L3 ; 1 = caecum pylorique ; 2 = estomac ; 3 = gonades ; 4 = vessie natatoire ; 5 = accumulation de larves d'*Anisakis* ; 6 = muscles ; 7 = rachis ; 8 = nageoire dorsale

#### - Imagerie par spectroscopie ou Imagerie hyperspectrale (HSI)

Outil analytique nouveau intégrant imagerie et spectroscopie, il permet d'atteindre un profil spectral complet de chaque point d'une scène en cours d'imagerie (Figure 50). Cette technique est de plus en plus reprise ces dernières années dans les applications de contrôle des aliments [Heia, Karsten et al, 2007 ; Sivertsen et al, 2011].

Ce système est utilisé par exemple dans la détection de nématodes dans des filets de morue (*Gadus morhua*) [Sivertsen et al, 2011].

#### - Test d'amplification et de détection de l'ADN, le système LAMP (Amplification isotherme à médiation en boucle)

Les résultats obtenus démontrent une sensibilité maximale (100%, amplification positive pour tous les échantillons de poissons contaminés artificiellement par *Anisakis* spp.), une haute spécificité (aucune amplification pour les genres *Contracaecum*, *Pseudoterranova* ou *Hysterothylacium* et les échantillons non infectés), une certaine rapidité et une limite de détection inférieure à la référence existante (résultats en 35 minutes versus 94 minutes pour la méthode PCR, limite de détection  $10^2$  fois inférieure) qui indiquent que ce test peut être un outil fiable, facile à utiliser et pratique pour la détection rapide de l'ADN d'*Anisakis* dans les produits transformés à base de poisson.

Il peut être employé en autocontrôle afin de vérifier par exemple que les pratiques d'éviscération ont été correctement effectuées. De plus ce test est peu coûteux [Cammilleri et al, 2020].

#### 4) Autres mesures

La formation des patients à reconnaître les larves du parasite pour leur éviter de les consommer à nouveau accidentellement. Ou encore l'éviction des petits poissons (comme les anchois) ou tissus hypaxiaux (muscles de la partie antéro-ventrale, proches de la cavité abdominale) du régime alimentaire [Smith et Wootten, 1978 ; Gracia-Bara et al, 2001 ; Audicana et al, 2003].

Pour les patients allergiques à *Anisakis* ces conseils et les mesures préventives existantes apparaissent impuissantes à protéger contre des sensibilisations ultérieures, les allergènes parasitaires étant résistants aux traitements thermiques [Dupouy-Camet et al, 2016 ; ANSES, 2017 ; Ventura et al, 2008].

### **E. Prophylaxie collective : particularités des larves du genre *Dibothriocephalus***

Plusieurs axes peuvent concourir à assurer la prévention vis-à-vis de cette parasitose :

#### 1) En amont de la production, la protection de l'environnement de la ressource exploitée

- La lutte contre le péril fécal évitant la contamination de l'eau [Delpy et al, 2005]. Le traitement des eaux usées dans les stations d'épuration modernes, interrompant le cycle de transmission [ANSES, 2017] est ainsi un des moyens concourant à cette lutte. Toutefois comme le font remarquer Kuchta et collaborateurs, cette mesure bien qu'importante, n'aura que des effets limités si d'autres hôtes définitifs interviennent dans la même zone. Ces hôtes agissent en effet comme des réservoirs parasitaires en entretenant le cycle de vie de ce dernier [Kuchta et al, 2015].

A noter par ailleurs que la rupture du cycle est d'autant plus compliqué que les premiers HI, les copépodes, sont présent presque partout, que les plérocercoides survivent de plusieurs mois à quelques années à l'intérieur des hôtes secondaires et que le spectre des HD est large. Tout cela facilite la perpétuation du cycle de ce parasite et joue un rôle crucial dans le maintien de sa présence même dans des zones inhabitées par l'Homme [Kuchta et al, 2015].

Les poissons d'élevage peuvent de ce fait malgré tout être contaminés. Les écloseries et les enclos de poissons d'eau douce dans les cours d'eau pouvant facilement recevoir le parasite par le ruissellement des excréments humains et animaux, véhiculés par exemple par la pluie [Gordon et al, 2016].

#### 2) Autres traitements d'inactivation des larves de *D. latus*

- Thermique, par la chaleur à 55°C pendant 10 minutes : inactivation des larves plérocercoides [Kuchta et al, 2015].

- Thermique, par congélation avec différents couples température – durée (Tableau 12)

Tableau 12 : Autres recommandations pour le contrôle par congélation du risque parasitaire à *D. latus* [d'après Kuchta et al, 2015].

Température (°C)	Durée	Référence	Remarque
-20°C	>24h	EU-Hazard Analysis and Critical Control Points	
-20°C	7 jours	U.S. Food and Drug Administration	Recommandation pour la production alimentaire
-35°C	15h	U.S. Food and Drug Administration	Recommandation pour la production alimentaire

Ces recommandations rejoignent les recommandations européennes et françaises (Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019 et Règlement (CE) n°853/2004, 2004).

## **II. Prophylaxie individuelle**

### **A. Mesures communes dans la gestion du risque parasitaire lié au poisson**

Point de départ : la diffusion de l'information au public sur les risques possibles pour la santé liés à la consommation de poissons crus ou insuffisamment cuits. Plusieurs axes peuvent être détaillés :

#### 1) Acquisition de produits de la pêche

- S'orienter sur des produits adaptés (poisson d'élevage, produits congelés, décongelés, ou assainis par congélation) [Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220, 2019]. Les produits de la pêche ne faisant pas partie de l'une ou l'autre de ces catégories sont considérés à risque de contamination.

- Recommandations aux pêcheurs amateurs : avant de se rendre sur un site de pêche, vérifier que le site n'est pas déconseillé ni interdit ; pêcher des spécimens vivants et en bon état ; les conserver au frais après capture [Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, 2021].

Les poissons à risque de contamination doivent être consommés après congélation ou après cuisson [ANSES, 2017].

#### 2) Consommation sous forme crue ou peu transformée de produits de la pêche « à risque de contamination »

##### 2.1) Préparation du poisson

Procéder à l'éviscération rapide du poisson pêché ou acheté entier. Elle peut être réalisée au besoin par le poissonnier sur demande lors de l'achat [Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, 2021].

##### 2.2) Stockage du poisson (Figure 44)

Si le poisson acheté est sauvage, s'il est pêché par le consommateur, ou s'il n'a pas subi de congélation assainissante au préalable, il faut le stocker systématiquement avant préparation

pendant 7 jours en congélateur domestique (3 ou 4 étoiles) à -18°C (7 jours étant le temps total de stockage et de congélation) [Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, 2021]. Ce traitement se rapprochant beaucoup de la préconisation la plus stricte et qui est valable pour tout type d'helminthe et qui invite à procéder à une congélation à -20°C pendant 7 jours [Gordon et al, 2016].



Figure 44 : Infographie de prévention sur le risque parasitaire lié à *Anisakis* [Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, 2018]

### 2.3) Délai avant consommation

Ces produits doivent être ensuite consommés dans les plus brefs délais [Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, 2021].

### 2.4) Conseil général de préparation

La découpe en tranches fines (carpaccio) plutôt qu'en tranches épaisses ou en cubes permet souvent de détecter la présence de parasites, sachant que par exemple une larve d'*Anisakis* coupée en deux morceaux reste capable de pénétrer dans la paroi du tube digestif [ANSES, 2017]. Si des parasites sont détectés ils sont éliminés et les parties contaminées rejetées.

## 3) Consommation sous forme cuite de produits de la pêche « à risque de contamination »

Les points 2.1), 2.3) et 2.4) sont ici aussi des préalables à respecter avant de procéder à la cuisson.

Prévention anisakidose : Le produit destiné à être consommé cuit doit l'être à cœur (une minute minimum à 60°C à cœur) ou, pour une cuisson au micro-ondes, une minute minimum à 70°C à cœur.

Prévention dibothriocéphalose : cuisson à cœur, 55 à 60°C pendant 10 minutes [Dupouy-Camet et al, 2015], les larves de *D. latus* requièrent une durée de cuisson supérieure.

La durée de cuisson doit être adaptée au volume du morceau préparé de manière à ce que ce dernier soit cuit en profondeur. Une cuisson rose à l'arête est insuffisante pour inactiver les larves potentiellement présentes, il est donc important de s'assurer que ce ne soit pas le cas [ANSES, 2017 ; Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, 2018].

Il ne faut pas préparer ou consommer un produit manifestement parasité même si ce dernier à subit une congélation assainissante. Ne pas cuire non plus un tel produit en vue de sa consommation ultérieure.

#### 4) Gestion du risque allergique

Il n'existe pas de mesure permettant d'éviter le risque allergique, seule l'éviction est recommandée en cas d'allergie [ANSES, 2017].

#### 5) Personnes fragiles

Concernant les personnes les plus fragiles telles que les femmes enceintes, les personnes âgées, les jeunes enfants ou les personnes immunodéprimées, il est recommandé d'éviter la consommation de poissons crus, crustacés et mollusques crus ou simplement marinés [Ministère de l'agriculture et de l'alimentation, 2021].

## CONCLUSION

La popularité croissante des plats à base de poisson cru ou préparés selon des méthodes qui transforment le produit initial sans inactiver les helminthes parasites hébergés, le plus souvent au stade de larves encapsulées, est le facteur clé de l'augmentation du nombre de cas des zoonoses parasitaires transmises par le poisson.

La mondialisation, le changement climatique et l'augmentation globale de la consommation de poisson sont également des paramètres à prendre en compte [Gordon et al, 2016].

En France, le nombre de cas d'anisakidose semble en diminution si l'on compare la dernière étude rétrospective avec la précédente réalisée dans les années 1980. De même le nombre de cas dibothriocéphalose, qui après un sursaut au début des années 2000, semble de nouveau en diminution et limité et à des zones géographiques restreintes.

La réglementation sanitaire très stricte qui entoure les produits de la pêche semble être la principale raison du déclin de ces zoonoses sur le territoire français. C'est un outil de prévention essentiel et c'est le meilleur moyen de lutte contre ces pathologies.

Il est cependant nécessaire de poursuivre les efforts de prévention, en informant le consommateur sur les dangers de certaines habitudes alimentaires et sur les moyens à disposition pour maîtriser le risque. La mesure essentielle à retenir est que les poissons et céphalopodes doivent être éviscérés et consommés bien cuits ou congelés convenablement au préalable [Pastor-Valle et al, 2014 ; Polimeno et al, 2021 ; Dupouy-Camet et al, 2014]. Mais la prévention passe aussi par une sensibilisation des professionnels de santé à ces pathologies encore souvent méconnues.

En effet les mesures préventives comme les traitements de ces pathologies ne permettent pas d'éliminer les parasites de l'écosystème, et cela à cause des hôtes multiples qui vont jouer le rôle de réservoir parasitaire [Dupouy-Camet et Yera, 2015]. Le risque zoonotique issu de la consommation de poisson reste donc toujours d'actualité.

## TABLE DES FIGURES

<b>Figure 1</b> : Infestation massive d'un merlan bleu ( <i>Micromesistius poutassou</i> ) par des larves L3 d' <i>A. simplex</i> .....	14
<b>Figure 2</b> : Extrémité antérieure de la larve d' <i>A. simplex</i> : à gauche une L3 (MO x 200) ; au centre une L3 et à droite une L4 (microscopie électronique à balayage (MEB)) .....	15
<b>Figure 3</b> : Extrémité postérieure d'une larve d' <i>A. simplex</i> : à gauche une L3 (MO x 200) ; au centre une L3 et à droite une L4 (MEB) .....	15
<b>Figure 4</b> : Schémas de l'extrémité antérieure d'une larve d'Anisakidé : à gauche une L3 d' <i>A. simplex</i> , accompagnée de quatre sections transversales à différents niveaux ; à droite une L3 de <i>P. decipiens</i> .....	16
<b>Figure 5</b> : Anisakidés : à gauche larve L3 d' <i>Anisakis</i> sp.; à droite formes adultes d' <i>Anisakis</i> sp17	
<b>Figure 6</b> : Cycle biologique des anisakidés .....	18
<b>Figure 7</b> : Krill atlantique (ou norvégien) <i>Meganyctiphanes norvegica</i> . A gauche individu isolé ; A droite un banc au large d'Antibes .....	19
<b>Figure 8</b> : Chair de hareng ( <i>C. harengus</i> ) infestée par des L3 d' <i>Anisakis</i> sp. ....	20
<b>Figure 9</b> : Ulcères d'estomac chez un marsouin commun ( <i>Phocoena phocoena</i> [DORIS, 2021]) provoqués par <i>A. simplex</i> .....	21
<b>Figure 10</b> : Répartition des cas d'anisakidose en France métropolitaine (2010-2014).....	23
<b>Figure 11</b> : Risque d'exposition à <i>Anisakis</i> spp. chez différentes espèces de poisson.....	25
<b>Figure 12</b> : Représentation schématique de l'implication des réponses immunitaires innées et adaptatives dans le processus pathogénique de l'anisakidose.....	29
<b>Figure 13</b> : Anisakidose intestinale (tomodensitométrie abdominale). A gauche : œdème d'un segment de l'intestin grêle ; A droite : ascite entourant le foie et la rate .....	35
<b>Figure 14</b> : Anisakidose gastrique. A gauche, infestation expérimentale d'une muqueuse de lapin par de multiples L3 d' <i>A. simplex</i> ; A droite, larve d' <i>Anisakis</i> chez l'Homme (endoscopie) .....	38
<b>Figure 15</b> : Anisakidose intestinale. A gauche, larve d' <i>Anisakis</i> découverte par coloscopie ; A droite, larve d' <i>Anisakis</i> dans une pièce de résection chirurgicale de colon.....	38
<b>Figure 16</b> : Larves L3 d' <i>Anisakis</i> spp.....	39
<b>Figure 17</b> : <i>Anisakis</i> spp. Granulome et larve en histologie .....	40
<b>Figure 18</b> : Larve anisakidé pénétrant la muqueuse intestinale (échographie endoscopique) 41	
<b>Figure 19</b> : Extraction par endoscopie d'une larve d' <i>Anisakis</i> .....	43
<b>Figure 20</b> : Scolex d'une larve plérocercarioïde de <i>D. latus</i> (MEB).....	48
<b>Figure 21</b> : Strobile de <i>D. latus</i> (au centre), de <i>D. dendriticus</i> (à gauche) et de <i>Diplogonoporus balaenopterae</i> (à droite).....	48
<b>Figure 22</b> : Scolex de <i>D. latus</i> au stade adulte (MEB) .....	49

<b>Figure 23</b> : Proglottis de <i>D. latus</i> .....	50
<b>Figure 24</b> : Schéma du système reproducteur des membres de l'ordre des Diphylobothriidea (b et g) comparé à celui des Bothriocephalidea (a, c – f).....	52
<b>Figure 25</b> : Cycle de <i>D. latus</i> .....	53
<b>Figure 26</b> : Copépodes ; à gauche de l'espèce <i>Cyclops scutifer</i> ; à droite de l'espèce <i>Eudiaptomus gracilis</i> .....	54
<b>Figure 27</b> : Larve plérocercarioïde de <i>D. latus</i> encapsulée dans la chair d'un poisson.....	55
<b>Figure 28</b> : Répartition géographique des cas humains de dibothriocéphalose à <i>D. latus</i> .....	56
<b>Figure 29</b> : Larve plérocercarioïde de <i>D. latus</i> dans une perche ( <i>P. fluviatilis</i> ) pêchée en Italie et vue détaillée sur la larve.....	60
<b>Figure 30</b> : En haut : à gauche, perche ( <i>P. fluviatilis</i> ) ; à droite, brochet ( <i>E. lucius</i> ). En bas : à gauche, lotte ( <i>L. lota</i> ) ; à droite omble chevalier ( <i>S. alpinus</i> ).....	61
<b>Figure 31</b> : Œuf de <i>D. latus</i> : à gauche (MEB) ; à droite (MO) .....	64
<b>Figure 32</b> : <i>D. latus</i> : enchainements de proglottis et pores génitaux (médians, ventraux) bien visibles.....	65
<b>Figure 33</b> : Infestation de flancs de poisson par des larves d'Anisakidés ; à gauche un flanc de lotte ( <i>L. piscatorius</i> ).....	69
<b>Figure 34</b> : Observation par mirage de larves d'anisakidés à travers un filet de poisson .....	69
<b>Figure 35</b> : Forte infestation d'anisakidés au niveau du péritoine, à gauche Saint-Pierre ( <i>Zeus faber</i> ) ; à droite merlu commun ( <i>M. merluccius</i> ).....	70
<b>Figure 36</b> : Grappe de larves d'anisakidés dans la cavité abdominale d'un merlu commun ( <i>M. merluccius</i> ).....	71
<b>Figure 37</b> : Larve plérocercarioïde à la surface d'un filet de perche ( <i>Perca fluviatilis</i> ).....	71
<b>Figure 38</b> : Sections anatomiques du corps d'un poisson .....	72
<b>Figure 39</b> : Portion de Lotte ( <i>L. piscatorius</i> ) parasitée par des larves d'anisakidés au stade de la mise en vente en grande et moyenne surface (GMS).....	73
<b>Figure 40</b> : Portion de poisson manifestement parasitée par des larves d'anisakidés au stade de la mise en vente en GMS.....	75
<b>Figure 41</b> : Western Blot comparant : extraits protéiques de L3 d' <i>A. simplex</i> , poissons parasités par L3, poissons d'aquaculture.....	77
<b>Figure 42</b> : Larves d'anisakidés encapsulées dans les filets d'un poisson (vue sous UV).....	79
<b>Figure 43</b> : IRM sagittale d'un hareng montrant une accumulation de larves d' <i>A. simplex</i> s.l. au niveau des organes internes .....	80
<b>Figure 44</b> : Infographie de prévention sur le risque parasitaire lié à <i>Anisakis</i> .....	83

## TABLE DES TABLEAUX

<b>Tableau 1</b> : Taxonomie des nématodes <i>A. simplex</i> et <i>P. decipiens</i> .....	13
<b>Tableau 2</b> : Prévalence de l'infestation par anisakidés chez différentes espèces de poissons.	24
<b>Tableau 3</b> : Présentation de huit allergènes d' <i>A. simplex</i> à travers leurs localisations et classes	31
<b>Tableau 4</b> : Résumé chronologique des étapes physiopathologiques de l'anisakidose humaine	32
<b>Tableau 5</b> : Stratégie diagnostique .....	37
<b>Tableau 6</b> : Méthodes de diagnostic indirect de l'anisakidose.....	42
<b>Tableau 7</b> : Taxonomie de <i>D. latus</i> et aperçu de la diversité des Cestodes .....	47
<b>Tableau 8</b> : Répartition géographique des cas de dibothriocéphalose en Europe de l'Ouest..	57
<b>Tableau 9</b> : Répartition du parasitisme chez les poissons des lacs alpins .....	58
<b>Tableau 10</b> : Revue de quelques cas de Dibothriocéphalose d'importation en France .....	59
<b>Tableau 11</b> : Autres traitements d'inactivation des anisakidés en milieu industriel.....	78
<b>Tableau 12</b> : Autres recommandations pour le contrôle par congélation du risque parasitaire à <i>D. latus</i> .....	82

## BIBLIOGRAPHIE

Abe, Niichiro. « **Application of the PCR-Sequence-Specific Primers for the Discrimination among Larval Anisakis Simplex Complex** ». Parasitology Research 102, n° 5 (avril 2008): 1073-75. <https://doi.org/10.1007/s00436-008-0886-7>.

Abollo, E., L. Paggi, S. Pascual, et S. D'Amelio. « **Occurrence of Recombinant Genotypes of Anisakis Simplex s.s. and Anisakis Pegreffii (Nematoda: Anisakidae) in an Area of Sympatry** ». Infection, Genetics and Evolution: Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases 3, n° 3 (septembre 2003): 175-81. [https://doi.org/10.1016/s1567-1348\(03\)00073-x](https://doi.org/10.1016/s1567-1348(03)00073-x).

Adroher-Auroux, Francisco Javier, et Rocío Benítez-Rodríguez. « **Anisakiasis and Anisakis: An Underdiagnosed Emerging Disease and Its Main Etiological Agents** ». Research in Veterinary Science 132 (1 octobre 2020): 535-45. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.08.003>.

Aibinu, Ibukun E., Peter M. Smooker, et Andreas L. Lopata. « **Anisakis Nematodes in Fish and Shellfish- from Infection to Allergies** ». International Journal for Parasitology. Parasites and Wildlife 9 (août 2019): 384-93. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2019.04.007>.

Allen, J. E., et R. M. Maizels. « **Immunology of Human Helminth Infection** ». International Archives of Allergy and Immunology, vol. 109, n° 1, janvier 1996, p. 3-10. PubMed, <https://doi.org/10.1159/000237225>.

Aneiros-Fernandez, Jose, Mercedes Caba Molina, Rosa Rios Pelegrina, Alina Nicolae, Ovidiu Preda, Francisco O'Valle, Jose Aneiros Cachaza, et Miguel Camara Pulido. « **Intestinal Eosinophilic: Anisakiasis** ». Journal of Medical Cases 1, n° 3 (4 décembre 2010): 84-86. <https://doi.org/10.4021//jmc.v1i3.110>.

Añíbarro, B., et F. J. Seoane. « **Occupational Conjunctivitis Caused by Sensitization to Anisakis Simplex** ». The Journal of Allergy and Clinical Immunology, vol. 102, n° 2, août 1998, p. 331-32. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0091-6749\(98\)70108-3](https://doi.org/10.1016/s0091-6749(98)70108-3).

ANOFEL. « **Parasitologie et mycologie médicales - Guide des analyses et des pratiques diagnostiques.** » Elsevier Health Sciences, 2018, p. 331-40. <https://www.elsevier-masson.fr/parasitologie-et-mycologie-medicales-guide-des-analyses-et-des-pratiques-diagnostiques-9782294755378.html>

ANOFEL. « **Parasitologie et mycologie médicales - Guide des analyses et des pratiques diagnostiques.** » Elsevier Health Sciences, 2018, p. 319-22. <https://www.elsevier-masson.fr/parasitologie-et-mycologie-medicales-guide-des-analyses-et-des-pratiques-diagnostiques-9782294755378.html>

ANOFEL. « **H028. Chair de hareng : Anisakis sp. – larves** ». Parasitologie – Faculté de Médecine Necker – Paris. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

ANOFEL. « **H110. Diphyllbothrium latum (bothriocéphale) - adulte** ». Parasitologie-Mycologie – CHU - Angers. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

ANOFEL. « **H302. *Diphyllobothrium latum* (bothriocéphale) - adulte** ». Parasitologie-Mycologie – CHU Cochin - Paris. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

ANOFEL. « **H303. *Diphyllobothrium latum* – larve plérocercarioïde** ». Parasitologie-Mycologie – CHU Cochin - Paris. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

ANSES agence nationale de sécurité sanitaire, alimentation, environnement, travail. **Fiche de description de danger biologique transmis par les aliments / *Anisakis* spp., *Pseudoterranova* spp.** avril 2017, p. 1-4. <https://www.anses.fr/fr/system/files/BIORISK2016SA0071Fi.pdf>

ANSES agence nationale de sécurité sanitaire, alimentation, environnement, travail. **Fiche de description de danger biologique transmis par les aliments / *Diphyllobothrium latum*.** avril 2017, p. 1-3. <https://www.anses.fr/fr/system/files/BIORISK2016SA0070Fi.pdf>

ANSES agence nationale de sécurité sanitaire, alimentation, environnement, travail. **Fiche de description de danger biologique transmis par les aliments / *Anisakis* spp., *Pseudoterranova* spp.** janvier 2011, p. 1-4. <https://www.anses.fr/en/system/files/MIC2010sa0229FiEN.pdf>

Arenal Vera, J. J., J. L. Marcos Rodríguez, M. H. Borrego Pintado, W. Bowakin Dib, J. Castro Lorenzo, et J. I. Blanco Alvarez. « **[Anisakiasis as a cause of acute appendicitis and rheumatologic picture: the first case in medical literature]** ». Revista Espanola De Enfermedades Digestivas: Organo Oficial De La Sociedad Espanola De Patologia Digestiva 79, n° 5 (mai 1991): 355-58. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/1867924/>

Armentia, A., F. J. Martín-Gil, C. Pascual, M. Martín-Esteban, A. Callejo, et C. Martínez. « **Anisakis Simplex Allergy after Eating Chicken Meat** ». Journal of Investigational Allergology & Clinical Immunology vol. 16, n° 4, 2006, p. 258-63. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/16889284/>

Armentia, A., M. Lombardero, A. Callejo, J. M. Martín Santos, F. J. Gil, J. Vega, M. L. Arranz, et C. Martínez. « **Occupational Asthma by Anisakis Simplex** ». The Journal of Allergy and Clinical Immunology vol. 102, n° 5, novembre 1998, p. 831-34. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0091-6749\(98\)70024-7](https://doi.org/10.1016/s0091-6749(98)70024-7).

Asaishi, K., C. Nishino, M. Totsuka, H. Hayasaka, et T. Suzuki. « **Studies on the Etiologic Mechanism of Anisakiasis. --2. Epidemiologic Study of Inhabitants and Questionnaire Survey in Japan** ». Gastroenterologia Japonica, vol. 15, n° 2, avril 1980, p. 128-34. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7189735/>

Asaishi, K., C. Nishino, T. Ebata, M. Totsuka, H. Hayasaka, et T. Suzuki. « **Studies on the Etiologic Mechanism of Anisakiasis. --1. Immunological Reactions of Digestive Tract Induced by Anisakis Larva** ». Gastroenterologia Japonica, vol. 15, n° 2, avril 1980, p. 120-27. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6445848/>

Audicana, M. T., L. Fernández de Corres, D. Muñoz, E. Fernández, J. A. Navarro, et M. D. del Pozo. « **Recurrent Anaphylaxis Caused by Anisakis Simplex Parasitizing Fish** ». The Journal of Allergy and Clinical Immunology, vol. 96, n° 4, octobre 1995, p. 558-60. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0091-6749\(95\)70301-2](https://doi.org/10.1016/s0091-6749(95)70301-2).

Audicana, M. Teresa, et Malcolm W. Kennedy. « **Anisakis Simplex: From Obscure Infectious Worm to Inducer of Immune Hypersensitivity** ». *Clinical Microbiology Reviews*, avril 2008. world, journals.asm.org, <https://doi.org/10.1128/CMR.00012-07>.

Audicana, María Teresa, Ignacio J. Ansotegui, Luis Fernández de Corres, et Malcolm W. Kennedy. « **Anisakis Simplex: Dangerous--Dead and Alive?** » *Trends in Parasitology*, vol. 18, n° 1, janvier 2002, p. 20-25. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s1471-4922\(01\)02152-3](https://doi.org/10.1016/s1471-4922(01)02152-3).

Audicana, María, M.D. Pozo, Raul Iglesias, et Florencio Ubeira. « **Anisakis simplex and Pseudoterranova decipiens** ». *International Handbook of Foodborne Pathogens*, 1 janvier 2003, p. 613-36. ResearchGate, [https://www.researchgate.net/publication/280950898\\_Anisakis\\_simplex\\_and\\_Pseudoterranova\\_decipiens/related](https://www.researchgate.net/publication/280950898_Anisakis_simplex_and_Pseudoterranova_decipiens/related)

Autier, Brice, Sorya Belaz, Brigitte Degeilh, Jean-Pierre Gangneux, et Florence Robert-Gangneux. « **Dibothriocephalus Nihonkaiensis: An Emerging Foodborne Parasite in Brittany (France)?** » *Parasites & Vectors* 12, n° 1 (28 mai 2019): 267. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3516-6>.

Bahna, S. L. « **Unusual Presentations of Food Allergy** ». *Annals of Allergy, Asthma & Immunology: Official Publication of the American College of Allergy, Asthma, & Immunology*, vol. 86, n° 4, avril 2001, p. 414-20. PubMed, [https://doi.org/10.1016/S1081-1206\(10\)62487-8](https://doi.org/10.1016/S1081-1206(10)62487-8).

Bahna, Sami L. « **You Can Have Fish Allergy and Eat It Too!** » *The Journal of Allergy and Clinical Immunology*, vol. 114, n° 1, juillet 2004, p. 125-26. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.jaci.2004.04.026>.

Bao, Miguel, Graham J. Pierce, Santiago Pascual, Miguel González-Muñoz, Simonetta Mattiucci, Ivona Mladineo, Paolo Cipriani, Ivana Bušelić, et Norval J. C. Strachan. « **Assessing the Risk of an Emerging Zoonosis of Worldwide Concern: Anisakiasis** ». *Scientific Reports*, vol. 7, 13 mars 2017, p. 43699. PubMed, <https://doi.org/10.1038/srep43699>.

Bao, Miguel, Norval J. C. Strachan, Lee C. Hastie, Ken MacKenzie, Hugh C. Seton, et Graham J. Pierce. « **Employing Visual Inspection and Magnetic Resonance Imaging to Investigate Anisakis Simplex s.l. Infection in Herring Viscera** ». *Food Control*, vol. 75, 1 mai 2017, p. 40-47. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2016.12.030>.

Blanco, Raúl Iglesias. *La anisakirosis y su diagnóstico*. Univ Santiago de Compostela, 1998.

Bray, Rod, Camba RC. et David Gibson. « **WoRMS taxon details – *Diphyllobothrium Cobbold, 1858*** ». dernière modification 2 août 2019, WoRMS - World Register of Marine Species, <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=105012>

Bray, Rod, et David Gibson. « **WoRMS taxon details – *Dibothriocephalus latus* (Linnaeus, 1758) Lühe, 1899** ». dernière modification 4 mars 2022, WoRMS - World Register of Marine Species, <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=1027587>

Bray, Rod, et David Gibson. « **WoRMS taxon details – *Dibothriocephalus dendriticus* (Nitzsch, 1824) Lühe, 1910** ». dernière modification 26 février 2022, WoRMS - World Register of Marine Species, <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=1027588#attributes>

Bray, Rod, et David Gibson. «**WoRMS taxon details – *Diphyllobothrium latum* (Linnaeus, 1758) Lühe, 1910** ». dernière modification 24 août 2017, WoRMS - World Register of Marine Species, <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=105205>

Bray, Rod,. «**WoRMS taxon details – *Diphyllobothriidae* Lühe, 1910** ». dernière modification 10 septembre 2010, WoRMS - World Register of Marine Species, <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=104937>

Bronstein, J. A., et Francis Klotz. **Cestodoses larvaires**. Emc - Maladies Infectieuses, vol. 2, 1 juin 2005, p. 59-83. ResearchGate, <https://doi.org/10.1016/j.emcmi.2004.11.002>.

Brunet, Julie, Bernard Pesson, Maude Royant, Jean-Philippe Lemoine, Alexander W. Pfaff, Ahmed Abou-Bacar, Hélène Yera, et al. «**Molecular Diagnosis of *Pseudoterranova Decipiens* s.s in Human, France** ». BMC Infectious Diseases 17, n° 1 (6 juin 2017): 397. <https://doi.org/10.1186/s12879-017-2493-7>.

Bucci, Cristina, Serena Gallotta, Ivonne Morra, Adele Fortunato, Carolina Ciacci, et Paola Iovino. «**Anisakis, Just Think about It in an Emergency!** » International Journal of Infectious Diseases: IJID: Official Publication of the International Society for Infectious Diseases, vol. 17, n° 11, novembre 2013, p. e1071-1072. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2013.05.008>.

Bulletin officiel du Ministère de l'agriculture et de l'alimentation. **Instruction technique DGAL/SDSSA/2019-220 – Maîtrise du risque parasitaire dans les produits de la mer et d'eau douce**. 20 mars 2019, p. 1-20. *Sommaire n°12 du 14-03-2019 au 21-03-2019*, <https://info.agriculture.gouv.fr/gedei/site/bo-agri/instruction-2019-220>

«**Rapid Counting of Nematoda in Salmon by Peptic Digestion.** » U.S. Fish and Wildlife Service, Special Scientific Report—Fisheries, p. 255:5, 1958.

Cammilleri, Gaetano, Antonella Costa, Stefania Graci, Maria Drussilla Buscemi, Rosaria Collura, Antonio Vella, Andrea Pulvirenti, et al. «**Presence of *Anisakis Pegreffii* in Farmed Sea Bass (*Dicentrarchus Labrax* L.) Commercialized in Southern Italy: A First Report** ». Veterinary Parasitology, vol. 259, 15 août 2018, p. 13-16. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.06.021>.

Cammilleri, Gaetano, Vincenzo Ferrantelli, Andrea Pulvirenti, Chiara Drago, Giuseppe Stampone, Gema Del Rocio Quintero Macias, Sandro Drago, et al. «**Validation of a Commercial Loop-Mediated Isothermal Amplification (LAMP) Assay for the Rapid Detection of *Anisakis* Spp. DNA in Processed Fish Products** ». Foods (Basel, Switzerland), vol. 9, n° 1, 16 janvier 2020, p. E92. PubMed, <https://doi.org/10.3390/foods9010092>.

Carbonell, Nicolas. «**F49. Extraction endoscopique d'une larve d'*Anisakis*** ». Service de gastro-entérologie Saint Antoine – Paris 1. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

Castillo, Jean-Pierre. «**Nage active** » (Krill atlantique, *Meganyctiphanes norvegica* M. Sars, 1857. N°3044). Avril 2014. *DORIS*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/3044>

Cavallero, Serena, Steven A. Nadler, Lia Paggi, Nelio B. Barros, et Stefano D'Amelio. «**Molecular Characterization and Phylogeny of Anisakid Nematodes from Cetaceans from Southeastern Atlantic Coasts of USA, Gulf of Mexico, and Caribbean Sea** ».

Parasitology Research 108, n° 4 (avril 2011): 781-92. <https://doi.org/10.1007/s00436-010-2226-y>.

Cavallero, Serena, et Stefano D'Amelio. « **Anisakis From Molecular Identification to Omic Studies** », 2021, p. 415-24. *ResearchGate*, <https://doi.org/10.1201/9781351120388-28>.

CDC centers for disease control and prevention. **Parasites - Anisakiasis**. Page last reviewed : may 20, 2020. <https://www.cdc.gov/parasites/anisakiasis/>

Chalmers, Rachel M., Lucy J. Robertson, Pierre Dorny, Suzanne Jordan, Age Kärssin, Frank Katzer, Stéphanie La Carbona, et al. « **Parasite Detection in Food: Current Status and Future Needs for Validation** ». Trends in Food Science & Technology, vol. 99, 1 mai 2020, p. 337-50. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.03.011>.

Chanet, Brunot, Michel Lonfat, Jean-Pierre Corolla, et Sandra Sohier. **Omble chevalier, *Salvelinus alpinus* Linnaeus, 1758, N°1751**. dernière modification 27 décembre 2020, DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/1751>

Chappuis, Alexis, Michel Barrabes et Jérémy Don. « **Sardine d'europe, *Sardina pilchardus* Walbaum, 1792, N°3095**. » dernière modification 10 janvier 2021, DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/3095>

Cipriani, Paolo, Virginia Acerra, Bruno Bellisario, Gian Luca Sbaraglia, Roberto Cheleschi, Giuseppe Nascetti, et Simonetta Mattiucci. « **Larval Migration of the Zoonotic Parasite *Anisakis pegreffii* (Nematoda: Anisakidae) in European Anchovy, *Engraulis encrasicolus*: Implications to Seafood Safety** ». Food Control, vol. 59, 1 janvier 2016, p. 148-57. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2015.04.043>.

Civitello, David J., Jeremy Cohen, Hiba Fatima, Neal T. Halstead, Josue Liriano, Taegan A. McMahan, C. Nicole Ortega, et al. « **Biodiversity Inhibits Parasites: Broad Evidence for the Dilution Effect** ». Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 112, n° 28 (14 juillet 2015): 8667-71. <https://doi.org/10.1073/pnas.1506279112>.

Codex alimentarius FAO-WHO, normes alimentaires internationales. **Norme pour le hareng de l'atlantique salé et les sprats salés. CXS 244-2004**. Adoptée en 2004. Amendée en 2011, 2013, 2016, 2018. p. 1-8. <https://www.fao.org/fao-who-codexalimentarius/search/fr/?cx=018170620143701104933%3Aqq82jsfba7w&q=anisakis&cof=FORID%3A9>.

Comas, D., E. Mateu, F. Calafell, A. Pérez-Lezaun, E. Bosch, R. Martínez-Arias, et J. Bertranpetit. « **HLA Class I and Class II DNA Typing and the Origin of Basques** ». Tissue Antigens, vol. 51, n° 1, janvier 1998, p. 30-40. PubMed, <https://doi.org/10.1111/j.1399-0039.1998.tb02944.x>.

Conde-Salazar, L., M. A. González, et D. Guimaraens. « **Type I and Type IV Sensitization to *Anisakis simplex* in 2 Patients with Hand Eczema** ». Contact Dermatitis, vol. 46, n° 6, juin 2002, p. 361. PubMed, <https://doi.org/10.1034/j.1600-0536.2002.460612.x>.

Conti, Cédric, Thomas Devignes et Sylvie Didierlaurent. « **Truite arc-en-ciel *Oncorhynchus mykiss* Walbaum, 1792. N°2308** ». dernière modification 15 février 2021, *DORIS données*

*d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/2308>

Corolla Jean-Pierre et Michel Kupfer. « **Vairon *Phoxinus phoxinus* Linnaeus 1758. N°1656** ». dernière modification 5 février 2017, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/1656>

Coves, J., et Frédéric André. **Maquereau commun, *Scomber scombrus* Linnaeus, 1758, N°4278**. dernière modification 13 juillet 2021, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/4278>

Cuende, E., M. T. Audicana, M. García, M. Anda, L. Fernández Corres, C. Jiménez, et J. C. Vesga. « **Rheumatic Manifestations in the Course of Anaphylaxis Caused by Anisakis Simplex** ». *Clinical and Experimental Rheumatology*, vol. 16, n° 3, juin 1998, p. 303-04. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/9631754/>

D'Amelio, S. « **Anisakis (Chapter 45)**. » In : Liu D (ed.), *Molecular Detection of Human Parasitic Pathogens*. CRC Press, Boca Raton, FL ; 2012. <https://www.routledge.com/Molecular-Detection-of-Human-Parasitic-Pathogens/Liu/p/book/9781439812426>

D'Amelio, S., N. B. Barros, S. Ingrassio, D. A. Fauquier, R. Russo, et L. Paggi. « **Genetic Characterization of Members of the Genus *Contraecaecum* (Nematoda: Anisakidae) from Fish-Eating Birds from West-Central Florida, USA, with Evidence of New Species** ». *Parasitology* 134, n° Pt 7 (juillet 2007): 1041-51. <https://doi.org/10.1017/S003118200700251X>.

D'Amelio, S., K. D. Mathiopoulos, C. P. Santos, O. N. Pugachev, S. C. Webb, M. Picanço, et L. Paggi. « **Genetic Markers in Ribosomal DNA for the Identification of Members of the Genus *Anisakis* (Nematoda: Ascaridoidea) Defined by Polymerase-Chain-Reaction-Based Restriction Fragment Length Polymorphism** ». *International Journal for Parasitology* 30, n° 2 (février 2000): 223-26. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(99\)00178-2](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(99)00178-2).

D'Amico, Priscilla, Renato Malandra, Francesco Costanzo, Lorenzo Castigliero, Alessandra Guidi, Daniela Gianfaldoni, et Andrea Armani. « **Evolution of the Anisakis Risk Management in the European and Italian Context** ». *Food Research International* 64 (1 octobre 2014): 348-62. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2014.06.038>.

Daschner, A., F. Vega de la Osada, et C. Y. Pascual. « **Allergy and Parasites Reevaluated: Wide-Scale Induction of Chronic Urticaria by the Ubiquitous Fish-Nematode *Anisakis Simplex* in an Endemic Region** ». *Allergologia Et Immunopathologia*, vol. 33, n° 1, février 2005, p. 31-37. PubMed, <https://doi.org/10.1157/13070606>.

Daschner, Alvaro, Carmen Cuéllar, et Marta Rodero. « **The Anisakis Allergy Debate: Does an Evolutionary Approach Help?** » *Trends in Parasitology* 28, n° 1 (janvier 2012): 9-15. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2011.10.001>.

David Gibson. « **WoRMS taxon details – *Dibothriocephalus nihonkaiensis* (Yamane, Kamo, Bylund et Wikgren, 1986) Brabec, Scholz, Littlewood et Kuchta, 2017** ». dernière modification 19 août 2017, WoRMS - World Register of Marine Species, <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=1027592>

Deardorff, T.L., R.E. Jones, et Stephen Kayes. « **Adherence of eosinophils to the epicuticle of infective juveniles of *Anisakis simplex* (Nematoda: Anisakidae)** ». *J Helminthol Soc Wash.*, vol. 58, janvier 1991, p. 131-37.

Deardorff, T. L., S. G. Kayes, et T. Fukumura. « **Human Anisakiasis Transmitted by Marine Food Products** ». *Hawaii Medical Journal*, vol. 50, n° 1, janvier 1991, p. 9-16. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2022472/>

Deardorff, Thomas L., et Robin M. Overstreet. « **Seafood-Transmitted Zoonoses in the United States: The Fishes, the Dishes, and the Worms** ». In *Microbiology of Marine Food Products*, édité par Donn R. Ward et Cameron Hackney, 211-65. Boston, MA: Springer US, 1991. [https://doi.org/10.1007/978-1-4615-3926-1\\_9](https://doi.org/10.1007/978-1-4615-3926-1_9).

Del Chierico, Federica, Andrea Masotti, Manuela Onori, Ersilia Fiscarelli, Livia Mancinelli, Gabriella Ricciotti, Federico Alghisi, et al. « **MALDI-TOF MS Proteomic Phenotyping of Filamentous and Other Fungi from Clinical Origin** ». *Journal of Proteomics*, vol. 75, n° 11, juin 2012, p. 3314-30. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.jprot.2012.03.048>.

Pozo, M. D. del, I. Moneo, L. F. de Corres, M. T. Audicana, D. Muñoz, E. Fernandez, J. A. Navarro, et M. García. « **Laboratory Determinations in *Anisakis Simplex* Allergy** ». *The Journal of Allergy and Clinical Immunology*, vol. 97, n° 4, avril 1996, p. 977-84. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0091-6749\(96\)80073-x](https://doi.org/10.1016/s0091-6749(96)80073-x).

Delpy, R., M. Guisset, et Francis Klotz. « **Cestodoses adultes.** » *Emc - Maladies Infectieuses*, vol. 2, 1 mars 2005, p. 11-32. *ResearchGate*, <https://doi.org/10.1016/j.emcmi.2004.10.001>.

Denys Gaël. **Perche (français) *Perca fluviatilis* Linnaeus, 1758**. 28 août 2020, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/69350](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/69350)

Desowitz, R. S., R. B. Raybourne, H. Ishikura, et M. M. Kliks. « **The Radioallergosorbent Test (RAST) for the Serological Diagnosis of Human Anisakiasis** ». *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, vol. 79, n° 2, 1985, p. 256-59. PubMed, [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(85\)90351-7](https://doi.org/10.1016/0035-9203(85)90351-7).

Didierlaurent, S., et Jacques Dumas. **Marsouin commun, *Phocoena phocoena* Linnaeus, 1758, N°1796**. dernière modification 15 février 2021, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/1796>

Didierlaurent, S., et Sandra Sohier. **Lieu noir, *Pollachius virens* Linnaeus, 1758, N°3309**. dernière modification 15 février 2021, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/3309>

Didierlaurent, S., et Sylvie Babin. **Merlu commun, *Merluccius merluccius* Linnaeus, 1758, N° 2643**. dernière modification 11 février 2021, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/2643>

Donia, Marwa, et Mark T. Hamann. « **Marine Natural Products and Their Potential Applications as Anti-Infective Agents** ». *The Lancet. Infectious Diseases*, vol. 3, n° 6, juin 2003, p. 338-48. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s1473-3099\(03\)00655-8](https://doi.org/10.1016/s1473-3099(03)00655-8).

Dooley, JR., et RC Neafie. « **Anisakiasis.** » In: Pathology of Tropical and Extraordinary Diseases. Vol. 2. Washington, DC: AFIP, 1976, pp. 475–481.

Dupouy-Camet, J., M. Gay, et R. Houin. « **De nouvelles habitudes alimentaires, de nouveaux risques parasitaires : l'exemple du poisson** ». Bulletin De L'Academie Nationale De Medecine, vol. 204, n° 9, décembre 2020, p. 1010-16. PubMed Central, <https://doi.org/10.1016/j.banm.2020.10.003>.

Dupouy-Camet, J., aïla Touabet-Azouzi, Émilie Fréalle, Dieter Van Cauteren, Hélène Yera, et Anne Moneret-Vautrin. « **Incidence de l'Anisakidose en France. Enquête rétrospective 2010-2014** ». Bulletin épidémiologique hebdomadaire, (5-6), 16 février 2016, p. 64-70. *Santé Publique France*, [http://www.invs.sante.fr/beh/2016/5-6/2016\\_5-6\\_1.html](http://www.invs.sante.fr/beh/2016/5-6/2016_5-6_1.html)

Dupouy-Camet, J., Malak Haidar, Eduardo Dei-Cas, Hélène Yera, Laurent Espinat, Amine Benmostefa, Jean Guillard, et Cécile-Marie Aliouat-Denis. « **Prévalence de l'infestation par *Diphyllobothrium latum* de différents poissons des lacs Léman, du Bourget et d'Annecy et évaluation de l'incidence des cas humains auprès des laboratoires d'analyse médicale de la région (2011-2013)** ». Bulletin épidémiologique hebdomadaire, n°67, mars 2015, p. 2-5. *ANSES*, <https://be.anses.fr/fr/issue/67%20Bulletin%20epid%20miologie>

Dupouy-Camet, J., et R. Peduzzi. « **Current Situation of Human Diphyllbothriasis in Europe** ». Euro Surveillance: Bulletin Europeen Sur Les Maladies Transmissibles = European Communicable Disease Bulletin 9, n° 5 (mai 2004): 31-35.

Dupouy-Camet, Jean, et Hélène Yera. « **Redécouverte de la diphyllbothriose dans la région des lacs sub-alpins français** ». Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France 168 (1 janvier 2015): 172. <https://doi.org/10.4267/2042/56870>.

Dupouy-Camet, Jean, Mélanie Gay, Odile Bourgau, Agathe Nouchi, Elsa Léger, et Eduardo Dei-Cas. « **L'atteinte œsophagienne : une complication rare de l'anisakidose à *Pseudoterranova*** ». La Presse Médicale, Biomarqueurs, vol. 43, n° 1, 1 janvier 2014, p. 81-83. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.lpm.2013.01.070>.

EFSA BIOHAZ. Panel, 2010. « **Scientific Opinion on risk assessment of parasites in fishery products** ». EFSA. J. 8 (4), 1543 [91 pp]. <https://www.efsa.europa.eu/de/efsajournal/pub/1543>. Consulté le 13 mars 2022.

Elliott, Stephane. « **Nuage de krill** » (Krill atlantique, *Meganyctiphanes norvegica* M. Sars, 1857. N°3044). juin 2006. *DORIS*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/3044>

Fæste, C. K., A. Levsen, A. H. Lin, N. Larsen, C. Plassen, A. Moen, T. Van Do, et E. Egaas. « **Fish Feed as Source of Potentially Allergenic Peptides from the Fish Parasite *Anisakis Simplex* (s.l.)** ». Animal Feed Science and Technology, vol. 202, 1 avril 2015, p. 52-61. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2015.01.006>.

Feldmeier H., Poggensee G. « **Epidémiologie, histoire naturelle et diagnostic de l'anisakiose humaine** ». European Microbiology, n° janvier-février, 1993, p. 30-36.

Fernández de Corres, L., M. Audicana, M. D. Del Pozo, D. Muñoz, E. Fernández, J. A. Navarro, M. García, et J. Díez. « **Anisakis Simplex Induces Not Only Anisakiasis: Report on 28 Cases of Allergy Caused by This Nematode** ». Journal of Investigational Allergology

& *Clinical Immunology*, vol. 6, n° 5, octobre 1996, p. 315-19. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/8959543/>

Fey, Laurent. « **Capelan, *Mallotus villosus* Müller, 1776, N°5540.** » dernière modification 10 janvier 2022, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/5540>

Fiorenza, Evan A., Catrin A. Wendt, Katie A. Dobkowski, Teri L. King, Marguerite Pappaionou, Peter Rabinowitz, Jameal F. Samhoury, et Chelsea L. Wood. « **It's a Wormy World: Meta-Analysis Reveals Several Decades of Change in the Global Abundance of the Parasitic Nematodes *Anisakis* Spp. and *Pseudoterranova* Spp. in Marine Fishes and Invertebrates** ». *Global Change Biology* 26, n° 5 (mai 2020): 2854-66. <https://doi.org/10.1111/gcb.15048>.

Flammer, Patrik G., Hannah Ryan, Stephen G. Preston, Sylvia Warren, Renáta Přichystalová, Rainer Weiss, Valerie Palmowski, et al. « **Epidemiological Insights from a Large-Scale Investigation of Intestinal Helminths in Medieval Europe** ». *PLoS Neglected Tropical Diseases*, vol. 14, n° 8, août 2020, p. e0008600. PubMed, <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008600>.

FMC-HGE association française de formation médicale continue en hépato-gastro-entérologie. Parasitoses intestinales méconnues. 2008. <https://www.fmcgastro.org/postu-main/archives/postu-2008-paris/parasitoses-intestinales-meconnues/>

Foti, Caterina, Eustachio Nettis, Nicoletta Cassano, Iris Di Mundo, et Gino A. Vena. « **Acute Allergic Reactions to *Anisakis Simplex* after Ingestion of Anchovies** ». *Acta Dermato-Venereologica*, vol. 82, n° 2, 2002, p. 121-23. PubMed, <https://doi.org/10.1080/00015550252948167>.

Fournet Nelly, Edith Laurent, Gabrielle Jones, Nathalie Jourdan Da Silva, Mathieu Tourdjman, Fanny Chereau, Athinna Nisavanh, et Henriette de Valk. **Surveillance des toxi-infections alimentaires collectives (TIAC). Données de la déclaration obligatoire, 2018. Point de janvier 2019.** Le point épidémio, janvier 2019, p. 1-12. *Santé Publique France*, <https://www.santepubliquefrance.fr/maladies-et-traumatismes/maladies-infectieuses-d-origine-alimentaire/toxi-infections-alimentaires-collectives/documents/bulletin-national/surveillance-des-toxi-infections-alimentaires-collectives.-donnees-de-la-declaration-obligatoire-2018>

Fournet Nelly, Edith Laurent, Gabrielle Jones, Mathieu Tourdjman, Fanny Chereau, Athinna Nisavanh, Nathalie Jourdan Da Silva, et Henriette de Valk. **Surveillance des toxi-infections alimentaires collectives (TIAC). Données de la déclaration obligatoire, 2019. Point de mars 2021.** Le point épidémio, mars 2021, p. 1-12. *Santé Publique France*, <https://www.santepubliquefrance.fr/maladies-et-traumatismes/maladies-infectieuses-d-origine-alimentaire/toxi-infections-alimentaires-collectives/documents/bulletin-national/surveillance-des-toxi-infections-alimentaires-collectives.-donnees-de-la-declaration-obligatoire-2019>

FranceAgrimer. « **Consommation des produits de la pêche et de l'aquaculture en 2018** ». édition juillet 2019. <https://www.franceagrimer.fr/fam/content/download/62337/document/A4 %20BILAN%20CO NSO%20PRODS%20AQUA%202018.pdf?version=2>

Fréalte, E., M. Gay, N. Touabet, et [et al.]. « L'anisakidose, une helminthose humaine aux manifestations allergiques émergentes ». Feuilles de biologie n° 328 (2016): 27-38. [https://bib.vinci.be/opac\\_css/index.php?lvl=notice\\_display&id=74608](https://bib.vinci.be/opac_css/index.php?lvl=notice_display&id=74608)

Fujita, Minoru, Hideki Koga, Mitsuo Iida, Katsuya Hirakawa, Kazunori Hoshika, Ken Haruma, et Tetsuya Okino. « **The Diagnostic Yield of Colonoscopy and the Therapeutic Value of Intraduodenal Amidotrizoic Acid Injection in Intestinal Diphylobothrium Latum Infection: Report of a Case** ». The American Journal of Gastroenterology, vol. 97, n° 9, septembre 2002, p. 2468-70. PubMed, <https://doi.org/10.1111/j.1572-0241.2002.06009.x>.

García, M., I. Moneo, M. T. Audicana, M. D. del Pozo, D. Muñoz, E. Fernández, J. Díez, M. A. Etxenagusia, I. J. Ansotegui, et L. Fernández de Corres. « **The Use of IgE Immunoblotting as a Diagnostic Tool in Anisakis Simplex Allergy** ». The Journal of Allergy and Clinical Immunology, vol. 99, n° 4, avril 1997, p. 497-501. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0091-6749\(97\)70076-9](https://doi.org/10.1016/s0091-6749(97)70076-9).

Gay, M., M. Bao, K. MacKenzie, S. Pascual, K. Buchmann, O. Bourgau, C. Couvreur, et al. « **Infection Levels and Species Diversity of Ascaridoid Nematodes in Atlantic Cod, Gadus Morhua, Are Correlated with Geographic Area and Fish Size** ». Fisheries Research, Parasite risk assessment in European fish stocks, vol. 202, 1 juin 2018, p. 90-102. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2017.06.006>.

Gay, Mélanie, Bruno Le Fur, Odile Bourgau, Delphine Wacogne et Pierre Malle. « **Localisation et détection des Anisakidae dans deux espèces de poissons : merlan (Merlangius merlangius) et maquereau (Scomber scombrus)** ». Bulletin épidémiologique, santé animale et alimentation n°55 (30 décembre 2012): 12-17. <https://be.anses.fr/sites/default/files/BEP-mg-BE55-Art3.pdf>

Gay, Mélanie, Renaud Lailier, Odile Bourgau, Laurence Rudloff, Solène Guillotteau et Gradziella Midelet. « **Niveaux d'infestation par les Anisakidae chez sept espèces de poisson prélevées au stade de la distribution en France** ». Bulletin épidémiologique, santé animale et alimentation n°87 (avril 2019): 14-20. <https://be.anses.fr/fr/issue/87%20avril%202019#>

GBIF « *Cyclops kolensis* Lilljeborg, 1901 ». observé par Aleksandr Novikov en Fédération de Russie le 16 juillet 2018. <https://www.gbif.org/occurrence/2992879429>. Consulté le 8 avril 2022.

GBIF « *Diphylobothrium Latum* (Linnaeus, 1758) Lühe, 1910 ». <https://www.gbif.org/species/4345022>. Consulté le 8 avril 2022.

GBIF global biodiversity information facility. **Anisakis simplex (Rhudolphi 1809) - occurrence du 09/03/2021**. 2021. <https://www.gbif.org/fr/occurrence/3061540539>

GBIF. « *Dibothriocephalus Latus* (Linnaeus, 1758) Lühe, 1899 ». dernière modification 2021. Consulté le 8 avril 2022. <https://www.gbif.org/species/9614851>.

Gibson, David. « **WoRMS taxon details – Anisakis Dujardin, 1845** ». dernière modification 27 avril 2017, WoRMS World Register of Marine Species, <https://www.marinespecies.org/aphia.php?p=taxdetails&id=22832>

Gibson, David, Kihara TC., Shamsi Shokoofeh, et Bazzera TN. « **WoRMS taxon details – Pseudoterranova Mozgovi, 1953** ». dernière modification 21 novembre 2020, WoRMS

Gomes, Tiago Leandro, Karl Marx A. Quiazon, Maho Kotake, Naoki Itoh, et Tomoyoshi Yoshinaga. « **Anisakis Spp. in Fishery Products from Japanese Waters: Updated Insights on Host Prevalence and Human Infection Risk Factors** ». *Parasitology International* 78 (1 octobre 2020): 102137. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2020.102137>.

Gómez-Morales, Maria Angeles, Cristina Martínez Castro, Marco Lalle, Rosa Fernández, Patrizio Pezzotti, Elvira Abollo, et Edoardo Pozio. « **UV-Press Method versus Artificial Digestion Method to Detect Anisakidae L3 in Fish Fillets: Comparative Study and Suitability for the Industry** ». *Fisheries Research*, Parasite risk assessment in European fish stocks, vol. 202, 1 juin 2018, p. 22-28. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2016.12.011>.

Gordon, Catherine A., Donald P. McManus, Malcolm K. Jones, Darren J. Gray, et Geoffrey N. Gobert. « **The Increase of Exotic Zoonotic Helminth Infections: The Impact of Urbanization, Climate Change and Globalization** ». *Advances in Parasitology*, vol. 91, 2016, p. 311-97. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2015.12.002>.

Goto, C., S. Kasuya, K. Koga, H. Ohtomo, et N. Kagei. « **Lethal Efficacy of Extract from Zingiber Officinale (Traditional Chinese Medicine) or [6]-Shogaol and [6]-Gingerol in Anisakis Larvae in Vitro** ». *Parasitology Research*, vol. 76, n° 8, 1990, p. 653-56. PubMed, <https://doi.org/10.1007/BF00931082>.

Gracia-Bara, M. T., V. Matheu, J. M. Zubeldia, M. Rubio, E. Ordoqui, M. P. López-Sáez, Z. Sierra, P. Tornero, et M. L. Baeza. « **Anisakis Simplex-Sensitized Patients: Should Fish Be Excluded from Their Diet?** » *Annals of Allergy, Asthma & Immunology: Official Publication of the American College of Allergy, Asthma, & Immunology*, vol. 86, n° 6, juin 2001, p. 679-85. PubMed, [https://doi.org/10.1016/S1081-1206\(10\)62298-3](https://doi.org/10.1016/S1081-1206(10)62298-3).

Greco, Viviana, Cristian Piras, Luisa Pieroni, Maurizio Ronci, Lorenza Putignani, Paola Roncada, et Andrea Urbani. « **Applications of MALDI-TOF Mass Spectrometry in Clinical Proteomics** ». *Expert Review of Proteomics*, vol. 15, n° 8, août 2018, p. 683-96. PubMed, <https://doi.org/10.1080/14789450.2018.1505510>.

Greigert, Valentin, Julie Brunet, Alexander W. Pfaff, Jean-Philippe Lemoine, Ermanno Candolfi, et Ahmed Abou-Bacar. « **Locally Acquired Infection with Dibothriocephalus Nihonkaiense (=Diphyllobothrium Nihonkaiense) in France: The Importance of Molecular Diagnosis** ». *Parasitology Research* 119, n° 2 (février 2020): 513-18. <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06566-6>.

Grillo, Federica, Michela Campora, Luca Carlin, Laura Cornara, Paola Parente, Alessandro Vanoli, Andrea Remo, et al. « **“Stranger Things” in the Gut: Uncommon Items in Gastrointestinal Specimens** ». *Virchows Archiv: An International Journal of Pathology*, 1 octobre 2021. PubMed, <https://doi.org/10.1007/s00428-021-03188-1>.

Guardone, Lisa, Andrea Armani, Daniele Nucera, Francesco Costanzo, Simonetta Mattiucci, et Fabrizio Bruschi. « **Human Anisakiasis in Italy: A Retrospective Epidemiological Study over Two Decades** ». *Parasite (Paris, France)*, vol. 25, 2018, p. 41. PubMed, <https://doi.org/10.1051/parasite/2018034>.

Guarneri, Fabrizio, Claudio Guarneri, et Salvatore Benvenga. « **Cross-Reactivity of Anisakis Simplex: Possible Role of Anisakis 2 and Anisakis 3** ». International Journal of Dermatology, vol. 46, n° 2, février 2007, p. 146-50. PubMed, <https://doi.org/10.1111/j.1365-4632.2006.03091.x>.

Gustinelli, Andrea, Vasco Menconi, Marino Prearo, Monica Caffara, Marzia Righetti, Tommaso Scanzio, Annibale Raglio, et Maria Letizia Fioravanti. « **Prevalence of Diphylobothrium Latum (Cestoda: Diphylobothriidae) Plerocercoids in Fish Species from Four Italian Lakes and Risk for the Consumers** ». International Journal of Food Microbiology 235 (17 octobre 2016): 109-12. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2016.06.033>.

Hauck, A. K. « **Occurrence and Survival of the Larval Nematode Anisakis Sp. in the Flesh of Fresh, Frozen, Brined, and Smoked Pacific Herring, Clupea Harengus Pallasii** ». The Journal of Parasitology, vol. 63, n° 3, juin 1977, p. 515-19. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/559067/>

Heia, Karsten, Agnar H. Sivertsen, Svein K. Stormo, Edel Elvevoll, Jens Petter Wold, et Heidi Nilsen. « **Detection of Nematodes in Cod (Gadus Morhua) Fillets by Imaging Spectroscopy** ». Journal of Food Science, vol. 72, n° 1, janvier 2007, p. E011-015. PubMed, <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00212.x>.

Hochberg, Natasha S., et Davidson H. Hamer. « **Anisakidosis: Perils of the Deep** ». Clinical Infectious Diseases: An Official Publication of the Infectious Diseases Society of America, vol. 51, n° 7, 1 octobre 2010, p. 806-12. PubMed, <https://doi.org/10.1086/656238>.

Hotez, P., M. Cappello, J. Hawdon, C. Beckers, et J. Sakanari. « **Hyaluronidases of the Gastrointestinal Invasive Nematodes Ancylostoma Caninum and Anisakis Simplex: Possible Functions in the Pathogenesis of Human Zoonoses** ». The Journal of Infectious Diseases, vol. 170, n° 4, octobre 1994, p. 918-26. PubMed, <https://doi.org/10.1093/infdis/170.4.918>.

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.** » Réc. Méd. Vet. 166, 1990, 895-900. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19920882808>

Iglesias, R., J. Leiro, F. M. Ubeira, M. T. Santamarina, I. Navarrete, et M. L. Sanmartín. « **Antigenic Cross-Reactivity in Mice between Third-Stage Larvae of Anisakis Simplex and Other Nematodes** ». Parasitology Research, vol. 82, n° 4, 1996, p. 378-81. PubMed, <https://doi.org/10.1007/s004360050131>.

Ishikura, H., K. Kikuchi, K. Nagasawa, T. Ooiwa, H. Takamiya, N. Sato, et K. Sugane. « **Anisakidae and Anisakidosis** ». Progress in Clinical Parasitology, vol. 3, 1993, p. 43-102. PubMed, [https://doi.org/10.1007/978-1-4612-2732-8\\_3](https://doi.org/10.1007/978-1-4612-2732-8_3).

Ishikura, H., Y. Kobayashi, K. Miyamoto, K. Yagi, O. Nakajima, O. Fujita, Y. Oikawa, J. Maejima, T. Aji, et Y. Akao. « **[Transition of occurrence of anisakiasis and its paratenic host fishes in Japan, with pathogenesis of anisakiasis]** ». [Hokkaido Igaku Zasshi] The Hokkaido Journal of Medical Science 63, n° 3 (mai 1988): 376-91. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/3292360/>

Ishikura, Hajime. « **Clinical Features of Intestinal Anisakiasis** ». Intestinal Anisakiasis in Japan: Infected Fish, Sero-Immunological Diagnosis, and Prevention, édité par Hajime

Ishikura et Kokichi Kikuchi, Springer Japan, 1990, p. 89-100. Springer Link, [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68299-8\\_12](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68299-8_12).

ITIS – Integrated taxonomic information system – « **Report: Diphylobothriidae** ». dernière modification 2017. [https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=57332#null](https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=57332#null). Consulté le 8 avril 2022.

ITIS integrated taxonomic information system. **Report** – *Anisakis*. 2021 [https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=63864#null](https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=63864#null)

ITIS integrated taxonomic information system. **Report - *Diphylobothrium latum* (Linnaeus, 1758)**. 2021. [https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=1060146#null](https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=1060146#null)

Jansen, Teunis, et Henrik Gislason. « **Population Structure of Atlantic Mackerel (*Scomber Scombrus*)** ». PloS One, vol. 8, n° 5, 2013, p. e64744. PubMed, <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0064744>.

Jex, Aaron R., Shiping Liu, Bo Li, Neil D. Young, Ross S. Hall, Yingrui Li, Linfeng Yang, et al. « **Ascaris Suum Draft Genome** ». Nature 479, n° 7374 (26 octobre 2011): 529-33. <https://doi.org/10.1038/nature10553>.

Journal officiel de l'Union européenne. **RÈGLEMENT (CE) N°2074/2005 DE LA COMMISSION du 5 décembre 2005 établissant les mesures d'application relatives à certains produits régis par le règlement (CE) n°853/2004 du Parlement européen et du Conseil et à l'organisation des contrôles officiels prévus par les règlements (CE) n°854/2004 du Parlement européen et du Conseil [...]**. 2005, p. 9. *EUR-Lex Access to European Union law*, <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/FR/TXT/?uri=CELEX%3A32005R2074>

Journal officiel de l'Union européenne. **RÈGLEMENT (CE) N°852/2004 DU PARLEMENT EUROPÉEN ET DU CONSEIL du 29 avril 2004 relatif à l'hygiène des denrées alimentaires**. 2004, p. 2-6. *EUR-Lex Access to European Union law*, <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/FR/TXT/?uri=celex%3A32004R0852>

Journal officiel de l'Union européenne. **RÈGLEMENT (CE) N°853/2004 DU PARLEMENT EUROPÉEN ET DU CONSEIL du 29 avril 2004 fixant des règles spécifiques d'hygiène applicables aux denrées alimentaires d'origine animale**. 2004, p. 46-47. *EUR-Lex Access to European Union law*, <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/FR/TXT/?uri=celex%3A32004R0853>

Kagei, N., Orikasa H, Hori E, Sannomiya A, et Yasumura Y. « **A case of hepatic anisakiasis with a literal survey for extra-gastrointestinal anisakiasis**. » Jpn J Parasitol 44:346–351, 1995. [https://www.researchgate.net/publication/328426429\\_Hepatic\\_Anisakiasis\\_in\\_Japan/references](https://www.researchgate.net/publication/328426429_Hepatic_Anisakiasis_in_Japan/references)

Kakizoe, S., H. Kakizoe, K. Kakizoe, Y. Kakizoe, M. Maruta, T. Kakizoe, et S. Kakizoe. « **Endoscopic Findings and Clinical Manifestation of Gastric Anisakiasis** ». The American Journal of Gastroenterology, vol. 90, n° 5, mai 1995, p. 761-63. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7733084/>

Karl H., Leinemann M. « **Une méthode rapide et quantitative de détection des nématodes dans les filets de poisson et produits à base de poisson** ». Archiv für Lebensmittelhygiene, n° 44, septembre-octobre (octobre 1993): 124-25.

Kasuya, S., H. Hamano, et S. Izumi. « **Mackerel-Induced Urticaria and Anisakiasis** ». Lancet (London, England), vol. 335, n° 8690, mars 1990, p. 665. PubMed, [https://doi.org/10.1016/0140-6736\(90\)90455-e](https://doi.org/10.1016/0140-6736(90)90455-e).

Kawanishi, Koki, Yoshifumi Ikeda, Masahiko Furotani, Sayaka Tsuboi, Takayuki Kanno, Toru Niwa, Tsunehiro Nagaoka, Yoshinari Tabata, et Masayuki Kitano. « **Fifty-Millimeter Abscess in the Ileum Caused by Perforation from Anisakiasis Successfully Treated with Conservative Therapy without Drainage** ». Oxford Medical Case Reports, vol. 2021, n° 6, juin 2021, p. omab033. PubMed, <https://doi.org/10.1093/omcr/omab033>.

Kennedy, M. W., J. Tierney, P. Ye, F. A. McMonagle, A. McIntosh, D. McLaughlin, et J. W. Smith. « **The Secreted and Somatic Antigens of the Third Stage Larva of Anisakis Simplex, and Antigenic Relationship with Ascaris Suum, Ascaris Lumbricoides, and Toxocara Canis** ». Molecular and Biochemical Parasitology, vol. 31, n° 1, octobre 1988, p. 35-46. PubMed, [https://doi.org/10.1016/0166-6851\(88\)90143-0](https://doi.org/10.1016/0166-6851(88)90143-0).

Kent, Alexander J., Campbell C. Pert, Robert A. Briers, Karen Diele, et Sonja Rueckert. « **Increasing Intensities of Anisakis Simplex Third-Stage Larvae (L3) in Atlantic Salmon of Coastal Waters of Scotland** ». Parasites & Vectors, vol. 13, n° 1, 12 février 2020, p. 62. PubMed, <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3942-5>.

Kikuchi, Y., H. Ishikura, K. Kikuchi, et H. Hayasaka. « **Pathology of Gastric Anisakiasis** ». In Gastric Anisakiasis in Japan: Epidemiology, Diagnosis, Treatment, édité par Hajime Ishikura et Masayoshi Namiki, 117-27. Tokyo: Springer Japan, 1989. [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5\\_17](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5_17).

Kikuchi, Y., H. Ishikura, et K. Kikuchi. « **Pathology of Intestinal Anisakiasis** ». In Intestinal Anisakiasis in Japan: Infected Fish, Sero-Immunological Diagnosis, and Prevention, édité par Hajime Ishikura et Kokichi Kikuchi, 129-43. Tokyo: Springer Japan, 1990. [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68299-8\\_16](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68299-8_16).

Kim, H. « **Chronic Gastric Anisakiasis: Radiologic and Endoscopic Features** ». AJR. American Journal of Roentgenology, vol. 162, n° 2, février 1994, p. 468-69. PubMed, <https://doi.org/10.2214/ajr.162.2.8310956>.

Kim, Kyu-Heon, Keeseon S. Eom, et Joong-Ki Park. « **The Complete Mitochondrial Genome of Anisakis Simplex (Ascaridida: Nematoda) and Phylogenetic Implications** ». International Journal for Parasitology 36, n° 3 (mars 2006): 319-28. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2005.10.004>.

Klapper, Regina, Thomas Kuhn, Julian Münster, Arne Levsen, Horst Karl, et Sven Klimpel. « **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, vol. 207, n° 1-2, janvier 2015, p. 72-80. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.11.017>.

Kliks, M. M. « **Human Anisakiasis: An Update** ». JAMA, vol. 255, n° 19, 16 mai 1986, p. 2605. PubMed, <https://doi.org/10.1001/jama.1986.03370190089026>.

Kobayashi, A., M. Tsuji, et D. L. Wilbur. « **Probable Pulmonary Anisakiasis Accompanying Pleural Effusion** ». The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, vol. 34, n° 2, mars 1985, p. 310-13. PubMed, <https://doi.org/10.4269/ajtmh.1985.34.310>.

Kochanowski, Maciej, Mirosław Różycki, Joanna Dąbrowska, Aneta Belcik, Jacek Karamon, Jacek Sroka, et Tomasz Cencek. « **Proteomic and Bioinformatic Investigations of Heat-Treated Anisakis Simplex Third-Stage Larvae** ». Biomolecules, vol. 10, n° 7, juillet 2020, p. E1066. PubMed, <https://doi.org/10.3390/biom10071066>.

Kuchta, R., T. Scholz, J. Brabec, et R. A. Bray. « **Suppression of the Tapeworm Order Pseudophyllidea (Platyhelminthes: Eucestoda) and the Proposal of Two New Orders, Bothriocephalidea and Diphylobothriidea** ». International Journal for Parasitology, vol. 38, n° 1, janvier 2008, p. 49-55. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2007.08.005>.

Kuchta, Roman, Jan Brabec, Petra Kubáčková, et Tomáš Scholz. « **Tapeworm Diphylobothrium Dendriticum (Cestoda)--Neglected or Emerging Human Parasite?** » PLoS Neglected Tropical Diseases 7, n° 12 (2013): e2535. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002535>.

Kuchta, Roman, José-Guillermo Esteban, Jan Brabec, et Tomáš Scholz. « **Misidentification of Diphylobothrium Species Related to Global Fish Trade, Europe** ». Emerging Infectious Diseases 20, n° 11 (novembre 2014): 1955-57. <https://doi.org/10.3201/eid2011.140996>.

Kuchta, Roman, Thomas Scholtz, Jan Brabec, et Barbara Narduzzi-Wicht. « **Diphylobothrium, Diplogonoporus, and Spirometra** ». Biology of Foodborn Parasites (2015) : 299-326. [https://books.google.fr/books?id=YDPpBwAAQBAJ&pg=PA299&lpg=PA299&dq=Diphylobothrium,+Diplogonoporus,+and+Spirometra+Roman+Kuchta,+Tom%C3%A1%C5%A1+Scholz,+Jan+Brabec,+and+Barbara+Narduzzi-Wicht&source=bl&ots=H4Je\\_ZEIE7&sig=ACfU3U3xhJ5SF6C7E\\_UL7Bz9zsWS\\_Ky-zQ&hl=fr&sa=X&ved=2ahUKEwjhy\\_vl\\_KD3AhWG\\_7sIHVFUDscQ6AF6BAgCEAM#v=onepage&q=Diphylobothrium%2C%20Diplogonoporus%2C%20and%20Spirometra%20Roman%20Kuchta%2C%20Tom%C3%A1%C5%A1%20Scholz%2C%20Jan%20Brabec%2C%20and%20Barbara%20Narduzzi-Wicht&f=false](https://books.google.fr/books?id=YDPpBwAAQBAJ&pg=PA299&lpg=PA299&dq=Diphylobothrium,+Diplogonoporus,+and+Spirometra+Roman+Kuchta,+Tom%C3%A1%C5%A1+Scholz,+Jan+Brabec,+and+Barbara+Narduzzi-Wicht&source=bl&ots=H4Je_ZEIE7&sig=ACfU3U3xhJ5SF6C7E_UL7Bz9zsWS_Ky-zQ&hl=fr&sa=X&ved=2ahUKEwjhy_vl_KD3AhWG_7sIHVFUDscQ6AF6BAgCEAM#v=onepage&q=Diphylobothrium%2C%20Diplogonoporus%2C%20and%20Spirometra%20Roman%20Kuchta%2C%20Tom%C3%A1%C5%A1%20Scholz%2C%20Jan%20Brabec%2C%20and%20Barbara%20Narduzzi-Wicht&f=false)

Kuipers, F. C. « **EOSINOPHILIC PHLEGMONOUS INFLAMMATION OF THE ALIMENTARY CANAL CAUSED BY A PARASITE FROM THE HERRING** ». Pathologia Et Microbiologia, vol. 27, 1964, p. 925-30. PubMed, <https://doi.org/10.1159/000161548>.

Kupfer, M., et Jean-Pierre Herold. **Lotte de rivière, Lota lota Linnaeus, 1758, N°204**. dernière modification 17 juin 2016, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/204>

Kupfer, Michel, Michel Rosso et Jean-Pierre Herold. « **Corégone Coregonus lavaretus Linnaeus 1758. N°381** ». dernière modification 5 décembre 2014, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/381>

Kupfer, Michel. « **Lotte en compagnie de petites perches** » (Lotte de rivière, *Lota lota* Linnaeus, 1758. N°204). 24 novembre 2006. *DORIS*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/204>

Lamare, Véronique, Jean-Pierre Castillo et Jérémy Pastor. « **Dorade (Daurade) royale Sparus aurata Linnaeus 1758. N°465** ». dernière modification 2 octobre 2021, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/465>

Le Bailly, Matthieu, et Françoise Bouchet. « **Diphyllobothrium in the Past: Review and New Records** ». *International Journal of Paleopathology* 3, n° 3 (1 septembre 2013): 182-87. <https://doi.org/10.1016/j.ijpp.2013.05.004>.

Lessard, M-P., CHAMBERLAND Suzie, MASSON Stéphane, et FEY Laurent. **Morue franche, Gadus morhua Linnaeus, 1758, N°867**. dernière modification 16 février 2021, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/867>

Levsen, Arne, Cecilie S. Svanevik, Paolo Cipriani, Simonetta Mattiucci, Mélanie Gay, Lee C. Hastie, Ivana Bušelić, et al. « **A Survey of Zoonotic Nematodes of Commercial Key Fish Species from Major European Fishing Grounds—Introducing the FP7 PARASITE Exposure Assessment Study** ». *Fisheries Research, Parasite risk assessment in European fish stocks*, vol. 202, 1 juin 2018, p. 4-21. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2017.09.009>.

Levsen, Arne, et Bjørn Tore Lunestad. « **Anisakis Simplex Third Stage Larvae in Norwegian Spring Spawning Herring (Clupea Harengus L.), with Emphasis on Larval Distribution in the Flesh** ». *Veterinary Parasitology*, vol. 171, n° 3-4, 4 août 2010, p. 247-53. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.03.039>.

Levsen, Arne, et Horst Karl. « **Anisakis Simplex (s.l.) in Grey Gurnard (Eutrigla Gurnardus) from the North Sea: Food Safety Considerations in Relation to Fishing Ground and Distribution in the Flesh** ». *Food Control*, vol. 36, n° 1, 1 février 2014, p. 15-19. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2013.07.006>.

Levsen, Arne, Michela Paoletti, Paolo Cipriani, Giuseppe Nascetti, et Simonetta Mattiucci. « **Species Composition and Infection Dynamics of Ascaridoid Nematodes in Barents Sea Capelin (Mallotus Villosus) Reflecting Trophic Position of Fish Host** ». *Parasitology Research*, vol. 115, n° 11, novembre 2016, p. 4281-91. PubMed, <https://doi.org/10.1007/s00436-016-5209-9>.

Levsen, Arne, Paolo Cipriani, Simonetta Mattiucci, Melanie Gay, Lee C. Hastie, Ken MacKenzie, Graham J. Pierce, et al. « **Anisakis Species Composition and Infection Characteristics in Atlantic Mackerel, Scomber Scombrus, from Major European Fishing Grounds — Reflecting Changing Fish Host Distribution and Migration Pattern** ». *Fisheries Research, Parasite risk assessment in European fish stocks*, vol. 202, 1 juin 2018, p. 112-21. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2017.07.030>.

Lonfat, Michel. « **Individus de profil** » (Perche, *Perca fluviatilis* Linnaeus, 1758. N°330). Avril 2005. *DORIS*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/330>

Lonfat, Michel. « **Toutes nageoires dehors** » (Brochet, *Esox lucius* Linnaeus, 1758. N°366). Juin 2006. *DORIS*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/366>

M. Luna, Susan. **John Dory, Zeus faber (Linnaeus, 1758)**. 2020, *FishBase*, <https://fishbase.mnhn.fr/Summary/SpeciesSummary.php?ID=1370&AT=Saint+Pierre>

Maran, V., GRIOCHE Alain, et ZIEMSKI Frédéric. **Bar commun / loup , *Dicentrarchus labrax* Linnaeus, 1758, N°407**. dernière modification 8 novembre 2020, DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/407>

Marzano, Valeria, Stefania Pane, Gianluca Foglietta, Stefano Levi Mortera, Pamela Vernocchi, Andrea Onetti Muda, et Lorenza Putignani. « **Mass Spectrometry Based-Proteomic Analysis of Anisakis Spp.: A Preliminary Study towards a New Diagnostic Tool** ». *Genes*, vol. 11, n° 6, juin 2020, p. E693. PubMed, <https://doi.org/10.3390/genes11060693>.

Masson, Elsevier. « Cestodoses adultes ». EM-Consulte. Consulté le 3 octobre 2021. <https://www.em-consulte.com/article/29672/cestodoses-adultes>.

Matsui, T., M. Iida, M. Fujishima, et T. Yao. « **Radiographic Features of Intestinal Anisakiasis** ». In *Intestinal Anisakiasis in Japan: Infected Fish, Sero-Immunological Diagnosis, and Prevention*, édité par Hajime Ishikura et Kokichi Kikuchi, Springer Japan, 1990, p. 101-08. Springer Link, [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68299-8\\_13](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68299-8_13).

Matsui, T., M. Iida, M. Murakami, Y. Kimura, M. Fujishima, Y. Yao, et M. Tsuji. « **Intestinal Anisakiasis: Clinical and Radiologic Features** ». *Radiology*, vol. 157, n° 2, novembre 1985, p. 299-302. PubMed, <https://doi.org/10.1148/radiology.157.2.4048435>.

Matsumoto, T., M. Iida, Y. Kimura, K. Tanaka, T. Kitada, et M. Fujishima. « **Anisakiasis of the Colon: Radiologic and Endoscopic Features in Six Patients** ». *Radiology*, vol. 183, n° 1, avril 1992, p. 97-99. PubMed, <https://doi.org/10.1148/radiology.183.1.1549697>.

Matsuoka, H., T. Nakama, H. Kisanuki, H. Uno, N. Tachibana, H. Tsubouchi, Y. Horii, et Y. Nawa. « **A Case Report of Serologically Diagnosed Pulmonary Anisakiasis with Pleural Effusion and Multiple Lesions** ». *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, vol. 51, n° 6, décembre 1994, p. 819-22. PubMed, <https://doi.org/10.4269/ajtmh.1994.51.819>.

Matthews, B. E. « **Behaviour and Enzyme Release by Anisakis Sp. Larvae (Nematoda: Ascaridida)** ». *Journal of Helminthology*, vol. 56, n° 3, septembre 1982, p. 177-83. PubMed, <https://doi.org/10.1017/s0022149x0003457x>.

Mattiucci, Simonetta, Michela Paoletti, et Stephen C. Webb. « **Anisakis Nascettii n. Sp. (Nematoda: Anisakidae) from Beaked Whales of the Southern Hemisphere: Morphological Description, Genetic Relationships between Congeners and Ecological Data** ». *Systematic Parasitology* 74, n° 3 (novembre 2009): 199-217. <https://doi.org/10.1007/s11230-009-9212-8>.

Mattiucci, Simonetta, Giuseppe Nascetti, Murray Dailey, Stephen C. Webb, Nelio B. Barros, Rossella Cianchi, et Luciano Bullini. « **Evidence for a New Species of Anisakis Dujardin, 1845: Morphological Description and Genetic Relationships between Congeners (Nematoda: Anisakidae)** ». *Systematic Parasitology* 61, n° 3 (juillet 2005): 157-71. <https://doi.org/10.1007/s11230-005-3158-2>.

Mattiucci, S., G. Nascetti, R. Clanchi, L. Paggi, P. Arduino, L. Margolis, J. Bratney, et al. « **Genetic and Ecological Data on the Anisakis Simplex Complex, with Evidence for a New Species (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae)** ». *The Journal of Parasitology* 83, n° 3 (juin 1997): 401-16. Pubmed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/9194819/>

Mattiucci, Simonetta, Paolo Cipriani, Stephen C. Webb, Michela Paoletti, Federica Marcer, Bruno Bellisario, David I. Gibson, et Giuseppe Nascetti. « **Genetic and Morphological Approaches Distinguish the Three Sibling Species of the Anisakis Simplex Species Complex, with a Species Designation as Anisakis Berlandi n. Sp. for A. Simplex Sp. C (Nematoda: Anisakidae)** ». The Journal of Parasitology 100, n° 2 (avril 2014): 199-214. <https://doi.org/10.1645/12-120.1>.

Mattiucci, Simonetta, Michela Paoletti, Francesco Borrini, Massimo Palumbo, Raffaele Macarone Palmieri, Vincenzo Gomes, Alessandra Casati, et Giuseppe Nascetti. « **First Molecular Identification of the Zoonotic Parasite Anisakis Pegreffii (Nematoda: Anisakidae) in a Paraffin-Embedded Granuloma Taken from a Case of Human Intestinal Anisakiasis in Italy** ». BMC Infectious Diseases, vol. 11, mars 2011, p. 82. PubMed, <https://doi.org/10.1186/1471-2334-11-82>.

Mattiucci, Simonetta, Paolo Fazii, Alba De Rosa, Michela Paoletti, Angelo Salomone Megna, Antonio Glielmo, Maurizio De Angelis, et al. « **Anisakiasis and Gastroallergic Reactions Associated with Anisakis Pegreffii Infection, Italy** ». Emerging Infectious Diseases, vol. 19, n° 3, mars 2013, p. 496-99. PubMed, <https://doi.org/10.3201/eid1903.121017>.

Mayoux, Alain, Maud Mayoux, Pierre Noël, Sylvie Didierlaurent. « **Krill atlantique, *Meganctiphanes norvegica* M. Sars, 1857. N°3044.** » dernière modification 6 février 2021, DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/3044>

McCallum, Hamish Ian. « **Lose Biodiversity, Gain Disease** ». Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 112, n° 28 (14 juillet 2015): 8523-24. <https://doi.org/10.1073/pnas.1510607112>.

Menconi, Vasco, Paolo Pastorino, Ivana Momo, Davide Mugetti, Maria Cristina Bona, Sara Levetti, Mattia Tomasoni, et al. « **Occurrence and Spatial Distribution of Dibothriocephalus Latus (Cestoda: Diphylobothriidea) in Lake Iseo (Northern Italy): An Update** ». International Journal of Environmental Research and Public Health 17, n° 14 (14 juillet 2020): E5070. <https://doi.org/10.3390/ijerph17145070>.

Mineta, Sho, Kimiyoshi Shimanuki, Atsushi Sugiura, Yoshikazu Tsuchiya, Masahiro Kaneko, Yoshihiko Sugiyama, Koho Akimaru, et Takashi Tajiri. « **Chronic Anisakiasis of the Ascending Colon Associated with Carcinoma** ». Journal of Nippon Medical School = Nippon Ika Daigaku Zasshi, vol. 73, n° 3, juin 2006, p. 169-74. PubMed, <https://doi.org/10.1272/jnms.73.169>.

Ministère de l'agriculture et de l'alimentation. « **Comment fonctionne le système d'alerte sanitaire en France ?** » 22 septembre 2020, *Rubrique alimentation*, <https://agriculture.gouv.fr/comment-fonctionne-le-systeme-dalerte-sanitaire-en-france>

Ministère de l'agriculture et de l'alimentation. « **Le parasitisme des produits de la pêche, qu'est-ce que c'est ?** » 13 août 2018, *Rubrique alimentation*, <https://agriculture.gouv.fr/le-parasitisme-des-produits-de-la-peche-quest-ce-que-cest>

Ministère de l'agriculture et de l'alimentation. « **Manger cru : quels sont les risques et comment les éviter ?** » 27 juillet 2021, *Rubrique alimentation*, <https://agriculture.gouv.fr/manger-cru-quels-sont-les-risques-et-comment-les-eviter>

Mladineo, Ivona, et Vedran Poljak. « **Ecology and Genetic Structure of Zoonotic *Anisakis* Spp. from Adriatic Commercial Fish Species** ». Applied and Environmental Microbiology, vol. 80, n° 4, février 2014, p. 1281-90. PubMed, <https://doi.org/10.1128/AEM.03561-13>.

Mladineo, Ivona, Marijana Popović, Irena Drmić-Hofman, et Vedran Poljak. « **A Case Report of *Anisakis Pegreffii* (Nematoda, Anisakidae) Identified from Archival Paraffin Sections of a Croatian Patient** ». BMC Infectious Diseases, vol. 16, février 2016, p. 42. PubMed, <https://doi.org/10.1186/s12879-016-1401-x>.

MNHN et OFB. « ***Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809)** ». 27 mars 2022, INPN inventaire national du patrimoine naturel, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/238701](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/238701)

MNHN et OFB. « ***Dibothriocephalus latus* (Linnaeus, 1758)** ». 8 avril 2022, INPN - Inventaire national du patrimoine naturel, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/969765](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/969765)

MNHN et OFB. « ***Pseudoterranova decipiens* (Krabbe, 1878)** ». 27 mars 2022, INPN inventaire national du patrimoine naturel, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/315957](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/315957)

MNHN et OFB. **Gingembre officinal (français) *Zingiber officinale* Roscoe, 1807**. 8 mars 2022, INPN inventaire national du patrimoine naturel, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/610862](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/610862)

MNHN et OFB. ***Perilla frutescens* (L.) Britton, 1894**. 8 mars 2022, INPN inventaire national du patrimoine naturel, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/610862](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/610862)

Modrak, G., CARO Valérie, et MENUT Thomas. **Anchois commun, *Engraulis encrasicolus* Linnaeus, 1758, N°3096**. dernière modification 14 novembre 2021, DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques, <https://doris.ffessm.fr/ref/espece/3096>

Moneret-Vautrin, D. A., M. Morisset, J. Flabbee, E. Beaudouin, et G. Kanny. « **Epidemiology of Life-Threatening and Lethal Anaphylaxis: A Review** ». Allergy, vol. 60, n° 4, avril 2005, p. 443-51. PubMed, <https://doi.org/10.1111/j.1398-9995.2005.00785.x>.

Moreno-Ancillo, A., M. T. Caballero, R. Cabañas, J. Contreras, J. A. Martin-Barroso, P. Barranco, et M. C. López-Serrano. « **Allergic Reactions to *Anisakis Simplex* Parasitizing Seafood** ». Annals of Allergy, Asthma & Immunology: Official Publication of the American College of Allergy, Asthma, & Immunology, vol. 79, n° 3, septembre 1997, p. 246-50. PubMed, [https://doi.org/10.1016/S1081-1206\(10\)63009-8](https://doi.org/10.1016/S1081-1206(10)63009-8).

Morris, S. R., et J. A. Sakanari. « **Characterization of the Serine Protease and Serine Protease Inhibitor from the Tissue-Penetrating Nematode *Anisakis Simplex*** ». The Journal of Biological Chemistry, vol. 269, n° 44, 4 novembre 1994, p. 27650-56. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/7961683/>

Moschella, C. M., S. Mattiucci, P. Mingazzini, G. De Angelis, M. Assenza, F. Lombardo, S. Monaco, L. Paggi, et C. Modini. « **Intestinal Anisakiasis in Italy: Case Report** ». Journal of Helminthology, vol. 78, n° 3, septembre 2004, p. 271-73. PubMed, <https://doi.org/10.1079/joh2004237>.

Mouritsen, Kim, Rasmus Hedeholm, Henriette Schack, Lone Møller, Marie Storr-Paulsen, Joanna Dzido, et Jerzy Rokicki. « **Occurrence of Anisakid Nematodes in Atlantic Cod** ».

- (Gadus Morhua) and Greenland Cod (Gadus Ogac), West Greenland** ». *Acta Parasitologica* 55, n° 1 (1 mars 2010): 81-89. <https://doi.org/10.2478/s11686-010-0009-3>.
- Münster, Julian, Sven Klimpel, Heino O. Fock, Ken MacKenzie, et Thomas Kuhn. « **Parasites as Biological Tags to Track an Ontogenetic Shift in the Feeding Behaviour of Gadus Morhua off West and East Greenland** ». *Parasitology Research*, vol. 114, n° 7, juillet 2015, p. 2723-33. PubMed, <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4479-y>.
- Nadler, S. A., et D. S. Hudspeth. « **Ribosomal DNA and Phylogeny of the Ascaridoidea (Nemata: Secernentea): Implications for Morphological Evolution and Classification** ». *Molecular Phylogenetics and Evolution* 10, n° 2 (octobre 1998): 221-36. <https://doi.org/10.1006/mpev.1998.0514>.
- Nadler, Steven A., Stefano D'Amelio, Murray D. Dailey, Lia Paggi, Sandra Siu, et Judy A. Sakanari. « **Molecular Phylogenetics and Diagnosis of Anisakis, Pseudoterranova, and Contracaecum from Northern Pacific Marine Mammals** ». *The Journal of Parasitology* 91, n° 6 (décembre 2005): 1413-29. <https://doi.org/10.1645/GE-522R.1>.
- Nagano, K. « **Gastric Terranovasis** ». In *Gastric Anisakiasis in Japan: Epidemiology, Diagnosis, Treatment*, édité par Hajime Ishikura et Masayoshi Namiki, 133-40. Tokyo: Springer Japan, 1989. [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5\\_19](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5_19).
- Nagorny, Sergey Andreevich, Anna Valentinovna Aleshukina, Iraida Sergeevna Aleshukina, Larisa Alexandrovna Ermakova, et Natalia Yurievna Pshenichnaya. « **The Application of Proteomic Methods (MALDI-Toff MS) for Studying Protein Profiles of Some Nematodes (Dirofilaria and Ascaris) for Differentiating Species** ». *International Journal of Infectious Diseases: IJID: Official Publication of the International Society for Infectious Diseases*, vol. 82, mai 2019, p. 61-65. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2019.02.047>.
- Nicoulaud, J., H. Yéra, et J. Dupouy-Camet. « **[Prevalence of Diphylobothrium latum, L., 1758 infestation in Perca fluviatilis from Lake Lemans]** ». *Parasite (Paris, France)* 12, n° 4 (décembre 2005): 362-64. <https://doi.org/10.1051/parasite/2005124362>.
- Noël Pierre. « **Hareng de l'Atlantique / Hareng commun (français), Clupea harengus Linnaeus, 1758.** » 27 juillet 2018, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/67026](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/67026)
- Noël Pierre. « **Merlan bleu, Poutassou (français) Micromesistius poutassou Risso, 1827.** » 2022, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/68360](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/68360)
- Noël Pierre. **Cardine franche, Cardine (français) Lepidorhombus whiffiagonis Walbaum, 1792.** 2021, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/70511](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/70511)
- Noël Pierre. **Krill antarctique (Français) Euphausia superba Dana, 1850.** 15 avril 2021, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/839509](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/839509)
- Noël Pierre. **Lingue bleue (français) Molva dypterygia Pennant, 1784.** 2021, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/362687](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/362687)

Noël Pierre. **Lingue franche, Grande lingue (français) *Molva molva* Linnaeus, 1758.** 25 mars 2018, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/68407](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/68407)

Noël Pierre. **Merlan (français) *Merlangius merlangus* Linnaeus, 1758.** 25 juillet 2018, *INPN inventaire national du patrimoine naturel*, [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/68357](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/68357)

Okai, T., I. Mouri, Y. Yamaguchi, H. Ohta, Y. Motoo, et N. Sawabu. « **Acute Gastric Anisakiasis: Observations with Endoscopic Ultrasonography** ». *Gastrointestinal Endoscopy*, vol. 39, n° 3, juin 1993, p. 450-52. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0016-5107\(93\)70129-7](https://doi.org/10.1016/s0016-5107(93)70129-7).

Ooiwa, T., K. Sugimachi, et M. Mori. « **Aspects of Mucosal Changes in Gastric Anisakiasis** ». In *Gastric Anisakiasis in Japan: Epidemiology, Diagnosis, Treatment*, édité par Hajime Ishikura et Masayoshi Namiki, 59-66. Tokyo: Springer Japan, 1989. [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5\\_9](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5_9).

Orphanet. « **Prevalence and incidence of rare diseases: Bibliographic data.** » Orphanet Report Series, 1. 2016 Available at: [http://www.orpha.net/orphacom/cahiers/docs/GB/Prevalence\\_of\\_rare\\_diseases\\_by\\_alphabetical\\_list.pdf](http://www.orpha.net/orphacom/cahiers/docs/GB/Prevalence_of_rare_diseases_by_alphabetical_list.pdf)

Ortega-Deballon, P., A. Carabias-Hernández, A. Martín-Blázquez, P. Garaulet, L. Benoit, B. Kretz, M. Limones-Esteban, et J.-P. Favre. « **[Anisakiasis: an infestation to be known by surgeons]** ». *Annales De Chirurgie* 130, n° 6-7 (août 2005): 407-10. <https://doi.org/10.1016/j.anchir.2005.03.009>.

Pancharatnam, S., E. Jacob, et G. Kang. « **Human Diphyllbothriasis: First Report from India** ». *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, vol. 92, n° 2, avril 1998, p. 179-80. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0035-9203\(98\)90737-4](https://doi.org/10.1016/s0035-9203(98)90737-4).

Parlier, E., COROLLA Jean-Pierre, et KUPFER Michel. **Brochet, *Esox lucius* Linnaeus, 1758, N°366.** dernière modification 7 novembre 2020, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/366>

Pascual, S., H. Rodríguez, G. J. Pierce, L. C. Hastie, et A. F. González. « **The NE Atlantic European Hake: A Neglected High Exposure Risk for Zoonotic Parasites in European Fish Markets** ». *Fisheries Research, Parasite risk assessment in European fish stocks*, vol. 202, 1 juin 2018, p. 69-78. ScienceDirect, <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2017.12.008>.

Pastor-Valle, J., L. M. González, J. P. Martín-Clemente, F. J. Merino, B. Gottstein, et T. Gárate. « **Molecular Diagnosis of Diphyllbothriasis in Spain, Most Presumably Acquired via Imported Fish, or Sojourn Abroad** ». *New Microbes and New Infections* 2, n° 1 (janvier 2014): 1-6. <https://doi.org/10.1002/2052-2975.28>.

Pays, J-F. « **H227. *Anisakis* sp. adultes** ». Parasitologie – Faculté de Médecine Necker – Paris. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

Pays, J-F. « **H228. Chair de hareng : *Anisakis* sp. – larves stade 3** ». Parasitologie – Faculté de Médecine Necker – Paris. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

Peñalver, J., E. María Dolores, et P. Muñoz. « **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, vol. 73, n° 7, juillet 2010, p. 1332-34. PubMed, <https://doi.org/10.4315/0362-028x-73.7.1332>.

Perteguer, M. J., R. Raposo, et C. Cuéllar. « **In Vitro Study on the Effect of Larval Excretory/Secretory Products and Crude Extracts from *Anisakis Simplex* on Blood Coagulation** ». International Journal for Parasitology, vol. 26, n° 1, janvier 1996, p. 105-08. PubMed, [https://doi.org/10.1016/0020-7519\(95\)00111-5](https://doi.org/10.1016/0020-7519(95)00111-5).

Petit de voize, P., PERRIER Philippe, et JEGLOT Samuel. **Baudroie, *Lophius piscatorius Linnaeus, 1758, N°773***. dernière modification 9 novembre 2020, *DORIS données d'observations pour la reconnaissance et l'identification de la faune et de la flore subaquatiques*, <https://doris.ffessm.fr/ref/specie/773>

Petithory, J. C., J. Lapierre, M. Rousseau, et M. T. Clique. « **Diagnostic sérologique de l'anisakiase (granulome éosinophile digestif) par précipitation en milieu gélifié (Ouchterlony, électrosynérèse, immunoelectrophorèse)** ». Médecine et Maladies Infectieuses 16, n° 3 (1 mars 1986): 157-62. [https://doi.org/10.1016/S0399-077X\(86\)80219-0](https://doi.org/10.1016/S0399-077X(86)80219-0).

Petithory, J. C., M. Rousseau, et F. Siodlak. « **[Seroepidemiologic data on anisakiasis. Prophylactic consequences for fish products]** ». Annales De Gastroenterologie Et D'hepatologie, vol. 27, n° 6, novembre 1991, p. 285-87. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/1772241/>

PETITHORY, J. C, F. VERRIER, et P. GUYET-ROUSSET. « **Etude biologique d'un cas d'anisakiase colique : revue de la littérature** ». Etude biologique d'un cas d'anisakiase colique : revue de la littérature 40, n° 1 (1992): 47-51. <https://pascal-francis.inist.fr/vibad/index.php?action=getRecordDetail&idt=4351600>

Petithory, Jean-Claude. « **[New data on anisakiasis]** ». Bulletin De l'Academie Nationale De Medecine, vol. 191, n° 1, janvier 2007, p. 53-65; discussion 65-66. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/17645107/>

Pihet, M. « **H535. Larve au stade L3 d'*Anisakis sp.*** ». Université d'Angers, section mycologie et parasitologie. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/recherche>

Pihet, M. « **H537. *Anisakis sp.* : aspect microscopique (extrémité postérieure x 200)** ». Université d'Angers, section mycologie et parasitologie. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/Helminthoses/Oxyurose>

Pihet, M. « **H538. *Anisakis sp.* : aspect microscopique (extrémité antérieure x 200)** ». Université d'Angers, section mycologie et parasitologie. Publication sur le site ANOFEL, consulté le 4 mai 2022, <http://www.eanofel.fr/fr/Helminthoses/Oxyurose>

Pippy, John H. C. « **Use of Ultraviolet Light to Find Parasitic Nematodes in Situ** ». Journal of the Fisheries Board of Canada, 13 avril 2011. Ottawa, Canada, [cdnsiencepub.com](http://cdnsiencepub.com), <https://doi.org/10.1139/f70-107>.

Polimeno, Lorenzo, Maria Teresa Lisanti, Margherita Rossini, Edoardo Giacobazzo, Lucrezia Polimeno, Lucantonio Debellis, Andrea Ballini, Skender Topi, et Luigi Santacroce.

« **Anisakis Allergy: Is Aquacultured Fish a Safe and Alternative Food to Wild-Capture Fisheries for Anisakis Simplex-Sensitized Patients?** » *Biology*, vol. 10, n° 2, 2 février 2021, p. 106. PubMed, <https://doi.org/10.3390/biology10020106>.

Pontes, Tânia, Stefano D'Amelio, Graça Costa, et Lia Paggi. « **Molecular Characterization of Larval Anisakid Nematodes from Marine Fishes of Madeira by a PCR-Based Approach, with Evidence for a New Species** ». *The Journal of Parasitology* 91, n° 6 (décembre 2005): 1430-34. <https://doi.org/10.1645/GE-565R1.1>.

Pozo, M. D. del, I. Moneo, L. F. de Corres, M. T. Audicana, D. Muñoz, E. Fernandez, J. A. Navarro, et M. García. « **Laboratory Determinations in Anisakis Simplex Allergy** ». *The Journal of Allergy and Clinical Immunology* 97, n° 4 (avril 1996): 977-84. [https://doi.org/10.1016/s0091-6749\(96\)80073-x](https://doi.org/10.1016/s0091-6749(96)80073-x).

Préfet de la Mayenne – Les services de l'État en Mayenne. « **Le risque parasite : Anisakis.** » mis à jour le 18 juin 2020, *Rubrique produits de la pêche et coquillages*, <https://www.mayenne.gouv.fr/Politiques-publiques/Agriculture-alimentation-sante-et-protection-animales/Securite-sanitaire-de-l-alimentation/Vous-etes-un-particulier-ou-un-professionnel/Produits-de-la-peche-et-coquillages/Le-risque-parasite-Anisakis>

Pulido-Marrero, Z., E. González-Mancebo, T. Alfaya-Arias, B. de la Hoz-Caballer, et M. Cuevas-Agustín. « **Unusual Sensitization to Anisakis Simplex** ». *Allergy*, vol. 55, n° 6, juin 2000, p. 586-87. PubMed, <https://doi.org/10.1034/j.1398-9995.2000.00643.x>.

Putignani, Lorenza, Federica Del Chierico, Manuela Onori, Livia Mancinelli, Marta Argentieri, Paola Bernaschi, Luana Coltella, et al. « **MALDI-TOF Mass Spectrometry Proteomic Phenotyping of Clinically Relevant Fungi** ». *Molecular BioSystems*, vol. 7, n° 3, mars 2011, p. 620-29. PubMed, <https://doi.org/10.1039/c0mb00138d>.

Reshetnikova N, Kudryavtseva E, Petrash E, Lapin A (2020). « *Eudiptomus gracilis* » Collections of Bioclass, school #179, Moscow. Version 1.5. Lomonosov Moscow State University. Occurrence dataset <https://doi.org/10.15468/4f0bmt> accessed via GBIF.org on 2022-05-03. <https://www.gbif.org/occurrence/2573692349>

Robert-Gangneux, Florence, Brice Autier, et Jean-Pierre Gangneux. « **Dibothriocephalus Nihonkaiensis: An Emerging Concern in Western Countries?** » *Expert Review of Anti-Infective Therapy* 17, n° 9 (septembre 2019): 677-79. <https://doi.org/10.1080/14787210.2019.1665028>.

Rosso, Michel. « **Identification** » (Omble chevalier, *Salvelinus alpinus* Linnaeus, 1758. N°1751). 11 novembre 2004. *DORIS*, <https://doris.ffessm.fr/ref/especie/1751>

Rozas, M., H. Bohle, A. Sandoval, R. Ildefonso, A. Navarrete, et P. Bustos. « **First Molecular Identification of Diphylobothrium dendriticum plerocercoids from feral rainbow trout (Oncorhynchus mykiss) in Chile** ». *The Journal of Parasitology* 98, n° 6 (décembre 2012): 1220-26. <https://doi.org/10.1645/JP-GE-3097.1>.

Ruitenbergh, E. J., et H. J. Loendersloot. « **Histochemical Properties of the Excretory Organ of Anisakis Sp. Larva** ». *The Journal of Parasitology*, vol. 57, n° 5, octobre 1971, p. 1149-50. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/4332375/>

Rushovich, A. M., E. L. Randall, J. A. Caprini, et G. O. Westenfelder. « **Omental Anisakiasis: A Rare Mimic of Acute Appendicitis** ». American Journal of Clinical Pathology, vol. 80, n° 4, octobre 1983, p. 517-20. PubMed, <https://doi.org/10.1093/ajcp/80.4.517>.

Sakai, K., A. Ohtani, H. Muta, K. Tominaga, Y. Chijiwa, K. Hiroshige, H. Fujishima, A. Ohkubo, T. Misawa, et H. Nawata. « **Endoscopic Ultrasonography Findings in Acute Gastric Anisakiasis** ». The American Journal of Gastroenterology, vol. 87, n° 11, novembre 1992, p. 1618-23. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/1442686/>

Sakanari, J. A., C. E. Staunton, A. E. Eakin, C. S. Craik, et J. H. McKerrow. « **Serine Proteases from Nematode and Protozoan Parasites: Isolation of Sequence Homologs Using Generic Molecular Probes** ». Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America, vol. 86, n° 13, juillet 1989, p. 4863-67. PubMed, <https://doi.org/10.1073/pnas.86.13.4863>.

Sakanari, J. A., et J. H. McKerrow. « **Anisakiasis** ». Clinical Microbiology Reviews, vol. 2, n° 3, juillet 1989, p. 278-84. PubMed, <https://doi.org/10.1128/CMR.2.3.278>.

Sakanari, J. A., et J. H. McKerrow. « **Identification of the Secreted Neutral Proteases from Anisakis Simplex** ». The Journal of Parasitology, vol. 76, n° 5, octobre 1990, p. 625-30. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2213405/>

Sánchez-Alonso, Isabel, Noelia Carballeda-Sangiao, Miguel González-Muñoz, Alfonso Navas, Susana C. Arcos, Angel Mendizábal, Margarita Tejada, et Mercedes Careche. « **Pathogenic Potential of Anisakis L3 after Freezing in Domestic Freezers** ». Food Control 84 (1 février 2018): 61-69. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2017.07.010>.

Sánchez-Alonso, Isabel, Santiago Rodríguez, Margarita Tejada, Alfonso Navas, Miguel González-Muñoz, et Mercedes Careche. « **The Artificial Digestion Method Underestimates the Viability of Anisakis Simplex (s.l.) L3 Present in Processed Fish Products** ». Food and Waterborne Parasitology, vol. 23, juin 2021, p. e00121. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2021.e00121>.

Sanchez-Velasco, P., E. Gomez-Casado, J. Martinez-Laso, J. Moscoso, J. Zamora, E. Lowy, C. Silvera, A. Cemborain, F. Leyva-Cobián, et A. Arnaiz-Villena. « **HLA Alleles in Isolated Populations from North Spain: Origin of the Basques and the Ancient Iberians** ». Tissue Antigens, vol. 61, n° 5, mai 2003, p. 384-92. PubMed, <https://doi.org/10.1034/j.1399-0039.2003.00041.x>.

Sánchez-Velasco, P., L. Mendizábal, E. M. Antón, G. Ocejo-Vinyals, J. Jerez, et F. Leyva-Cobián. « **Association of Hypersensitivity to the Nematode Anisakis Simplex with HLA Class II DRB1\*1502-DQB1\*0601 Haplotype** ». Human Immunology, vol. 61, n° 3, mars 2000, p. 314-19. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0198-8859\(99\)00167-6](https://doi.org/10.1016/s0198-8859(99)00167-6).

Scala, E., M. Giani, L. Pirrotta, E. C. Guerra, S. Cadoni, C. R. Girardelli, O. De Pità, et P. Puddu. « **Occupational Generalised Urticaria and Allergic Airborne Asthma Due to Anisakis Simplex** ». European Journal of Dermatology: EJD, vol. 11, n° 3, juin 2001, p. 249-50. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11358735/>

Serracca, Laura, Roberta Battistini, Irene Rossini, Annalaura Carducci, Marco Verani, Marino Prearo, Laura Tomei, Gabriella De Montis, et Carlo Ercolini. « **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* 190 (3 novembre 2014): 79-83. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2014.08.025>.
- Shibata, O., Y. Uchida, et T. Furusawa. « **Acute Gastric Anisakiasis with Special Analysis of the Location of the Worms Penetrating the Gastric Mucosa** ». In *Gastric Anisakiasis in Japan: Epidemiology, Diagnosis, Treatment*, édité par Hajime Ishikura et Masayoshi Namiki, 53-57. Tokyo: Springer Japan, 1989. [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5\\_8](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5_8).
- Shirahama, M., T. Koga, H. Ishibashi, S. Uchida, Y. Ohta, et Y. Shimoda. « **Intestinal Anisakiasis: US in Diagnosis** ». *Radiology*, vol. 185, n° 3, décembre 1992, p. 789-93. PubMed, <https://doi.org/10.1148/radiology.185.3.1438764>.
- Shrestha, Santosh, Akiko Kisino, Makoto Watanabe, Hiroshi Itsukaichi, Kazumitsu Hamasuna, Giichiro Ohno, et Atsushi Tsugu. « **Intestinal Anisakiasis Treated Successfully with Conservative Therapy: Importance of Clinical Diagnosis** ». *World Journal of Gastroenterology*, vol. 20, n° 2, 14 janvier 2014, p. 598-602. PubMed, <https://doi.org/10.3748/wjg.v20.i2.598>.
- Šimat, Vida, Jelena Miletić, Tanja Bogdanović, Vedran Poljak, et Ivona Mladineo. « **Role of Biogenic Amines in the Post-Mortem Migration of Anisakis Pegreffii (Nematoda: Anisakidae Dujardin, 1845) Larvae into Fish Fillets** ». *International Journal of Food Microbiology*, vol. 214, 2 décembre 2015, p. 179-86. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2015.08.008>.
- Sivertsen, Agnar Holten, Karsten Heia, Kristian Hindberg, et Fred Godtlielsen. « **Automatic Nematode Detection in Cod Fillets (Gadus Morhua L.) by Hyperspectral Imaging** ». *Journal of Food Engineering* 111, n° 4 (1 août 2012): 675-81. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2012.02.036>.
- Sivertsen, Agnar Holten, Karsten Heia, Svein Kristian Stormo, Edel Elvevoll, et Heidi Nilsen. « **Automatic Nematode Detection in Cod Fillets (Gadus Morhua) by Transillumination Hyperspectral Imaging** ». *Journal of Food Science*, vol. 76, n° 1, février 2011, p. S77-83. PubMed, <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2010.01928.x>.
- Smith, J. W., et R. Wootten. « **Anisakis and Anisakiasis** ». *Advances in Parasitology*, vol. 16, 1978, p. 93-163. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0065-308x\(08\)60573-4](https://doi.org/10.1016/s0065-308x(08)60573-4).
- Smith, John W. « **The Abundance of Anisakis Simplex L3 in the Body-Cavity and Flesh of Marine Teleosts** ». *International Journal for Parasitology*, vol. 14, n° 5, 1 octobre 1984, p. 491-95. ScienceDirect, [https://doi.org/10.1016/0020-7519\(84\)90030-4](https://doi.org/10.1016/0020-7519(84)90030-4).
- Smith, John W., et R. Wootten. « **Experimental Studies on the Migration of Anisakis Sp. Larvae (Nematoda: Ascaridida) into the Flesh of Herring, Clupea Harengus L.** » *International Journal for Parasitology*, vol. 5, n° 2, 1 avril 1975, p. 133-36. ScienceDirect, [https://doi.org/10.1016/0020-7519\(75\)90019-3](https://doi.org/10.1016/0020-7519(75)90019-3).
- Stern, Joseph A., Diptiman Chakravarti, Joseph R. Uzman, et M. N. Hesselholt. « **Rapid counting of nematoda in salmon by peptic digestion** ». *Federal Government Series. Rapid counting of nematoda in salmon by peptic digestion. Vol. 255. Special Scientific Report - Fisheries. U.S. Department of Interior, Fish and Wildlife Service, 1958.* <http://pubs.er.usgs.gov/publication/70160615>.

Takasaki, Tetsuro, Toru Yamada, Junji Kinoshita, et Yasuaki Motomura. « **Asymptomatic Colonic Anisakiasis: Is It So Rare?** » *Case Reports in Gastroenterology*, vol. 14, n° 3, décembre 2020, p. 593-97. PubMed, <https://doi.org/10.1159/000508822>.

Tamai, Yasuyuki, et Kazuhiko Kobayashi. « **Asymptomatic Colonic Anisakiasis** ». *Internal Medicine (Tokyo, Japan)*, vol. 54, n° 6, 2015, p. 675. PubMed, <https://doi.org/10.2169/internalmedicine.54.3649>.

Tan, B. M., M. R. Sher, R. A. Good, et S. L. Bahna. « **Severe Food Allergies by Skin Contact** ». *Annals of Allergy, Asthma & Immunology: Official Publication of the American College of Allergy, Asthma, & Immunology*, vol. 86, n° 5, mai 2001, p. 583-86. PubMed, [https://doi.org/10.1016/S1081-1206\(10\)62908-0](https://doi.org/10.1016/S1081-1206(10)62908-0).

Thiel, P. H. Van. « **Anisakiasis.** » *Parasitology* 52, n° ¾, p. 16-17, 1962. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19630801752>.

THIEL, P. van, F. C. Kuipers, et R. T. Roskam. « **A Nematode Parasitic to Herring, Causing Acute Abdominal Syndromes in Man** ». *Tropical and Geographical Medicine*, vol. 12, juin 1960, p. 97-113. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/13776308/>

Torre, Iñaki, Alfonso Gutiérrez-Macías, Kepa Elorriaga, Ernesto Martín, Zuriñe Zubero, et Juan Miguel Santamaría. « **[Intestinal occlusion in a previously healthy woman]** ». *Enfermedades Infecciosas Y Microbiología Clínica*, vol. 20, n° 10, décembre 2002, p. 531-32. PubMed, [https://doi.org/10.1016/s0213-005x\(02\)72857-7](https://doi.org/10.1016/s0213-005x(02)72857-7).

Umabayashi, Y. « **[Analysis of factors influencing on Anisakis specific IgE antibodies]** ». *Arerugi = [Allergy]*, vol. 50, n° 11, novembre 2001, p. 1090-95. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11761884/>

Umehara, Azusa, Yasushi Kawakami, Jun Araki, et Akihiko Uchida. « **Multiplex PCR for the Identification of Anisakis Simplex Sensu Stricto, Anisakis Pegreffii and the Other Anisakid Nematodes** ». *Parasitology International* 57, n° 1 (mars 2008): 49-53. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2007.08.003>.

Urban, J. F., K. B. Madden, A. Svetić, A. Cheever, P. P. Trotta, W. C. Gause, I. M. Katona, et F. D. Finkelman. « **The Importance of Th2 Cytokines in Protective Immunity to Nematodes** ». *Immunological Reviews*, vol. 127, juin 1992, p. 205-20. PubMed, <https://doi.org/10.1111/j.1600-065x.1992.tb01415.x>.

Urita, Y., M. Nishino, H. Koyama, E. Kondo, Y. Naruki, et S. Otsuka. « **Esophageal Anisakiasis Accompanied by Reflux Esophagitis** ». *Internal Medicine (Tokyo, Japan)*, vol. 36, n° 12, décembre 1997, p. 890-93. PubMed, <https://doi.org/10.2169/internalmedicine.36.890>.

Valentini, Alice, Simonetta Mattiucci, Paola Bondanelli, Stephen C. Webb, Antonio A. Mignucci-Giannone, Marlene M. Colom-Llavina, et Giuseppe Nascetti. « **Genetic Relationships among Anisakis Species (Nematoda: Anisakidae) Inferred from Mitochondrial Cox2 Sequences, and Comparison with Allozyme Data** ». *The Journal of Parasitology* 92, n° 1 (février 2006): 156-66. <https://doi.org/10.1645/GE-3504.1>.

Van Thiel, P. H. « **The Present State of Anisakiasis and Its Causative Worms** ». *Tropical and Geographical Medicine*, vol. 28, n° 2, juin 1976, p. 75-85. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/788265/>

Ventura, M. T., R. A. Tummolo, E. Di Leo, M. D'Ersasmo, et A. Arsieni. « **Immediate and Cell-Mediated Reactions in Parasitic Infections by Anisakis Simplex** ». Journal of Investigational Allergology & Clinical Immunology, vol. 18, n° 4, 2008, p. 253-59. PubMed, <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/18714532/>

Ventura, M. T., R. A. Tummolo, E. Di Leo, M. D'Ersasmo, et A. Arsieni. « **Immediate and Cell-Mediated Reactions in Parasitic Infections by Anisakis Simplex** ». Journal of Investigational Allergology & Clinical Immunology 18, n° 4 (2008): 253-59. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/18714532/>

VIDAL. « **BILTRICIDE 600 mg cp pellic quadriséc** ». Consulté le 3 mai 2022. <https://www.vidal.fr/medicaments/biltricide-600-mg-cp-pellic-quadrisec-2193.html>.

VIDAL. « **GASTROGRAFINE 370 mg Iode/ml sol buv/rect** ». Consulté le 1 mai 2022. <https://www.vidal.fr/medicaments/gastrografine-370-mg-iode-ml-sol-buv-rect-7348.html>.

VIDAL. « **TREDEMINE 500 mg cp à croquer supprimé** ». dernière mise à jour le 22 mars 2022. Consulté le 8 avril 2022. <https://www.vidal.fr/medicaments/tredemine-500-mg-cp-a-croquer-16729.html>.

Waeschenbach, Andrea, Jan Brabec, Tomáš Scholz, D. Timothy J. Littlewood, et Roman Kuchta. « **The Catholic Taste of Broad Tapeworms - Multiple Routes to Human Infection** ». International Journal for Parasitology, vol. 47, n° 13, novembre 2017, p. 831-43. PubMed, <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2017.06.004>.

Wang, Tao, Katleen Van Steendam, Maarten Dhaenens, Johnny Vlaminck, Dieter Deforce, Aaron R. Jex, Robin B. Gasser, et Peter Geldhof. « **Proteomic Analysis of the Excretory-Secretory Products from Larval Stages of Ascaris Suum Reveals High Abundance of Glycosyl Hydrolases** ». PLoS Neglected Tropical Diseases 7, n° 10 (2013): e2467. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002467>.

Wicht, Barbara, Andrea Gustinelli, Maria Fioravanti, S. Invernizzi, et R. Peduzzi. « **Prevalence of the broad tapeworm Diphylobothrium latum in perch (Perca fluviatilis) and analysis of abiotic factors influencing its occurrence in Lake Lario (Como, Italy)** ». Bulletin of the European Association of Fish Pathologists 29 (1 janvier 2009): 58-65. [https://www.researchgate.net/publication/286553287\\_Prevalence\\_of\\_the\\_broad\\_tapeworm\\_Diphylobothrium\\_latum\\_in\\_perch\\_Perca\\_fluviatilis\\_and\\_analysis\\_of\\_abiotic\\_factors\\_influencing\\_its\\_occurrence\\_in\\_Lake\\_Lario\\_Como\\_Italy](https://www.researchgate.net/publication/286553287_Prevalence_of_the_broad_tapeworm_Diphylobothrium_latum_in_perch_Perca_fluviatilis_and_analysis_of_abiotic_factors_influencing_its_occurrence_in_Lake_Lario_Como_Italy)

Wicht, Barbara, Tetsuya Yanagida, Tomás Scholz, Akira Ito, Juan A. Jiménez, et Jan Brabec. « **Multiplex PCR for Differential Identification of Broad Tapeworms (Cestoda: Diphylobothrium) Infecting Humans** ». Journal of Clinical Microbiology 48, n° 9 (septembre 2010): 3111-16. <https://doi.org/10.1128/JCM.00445-10>.

Xiao, Lihua, Una Ryan, et Yaoyu Feng. « **Biology of Foodborne Parasites** ». 2015. Consulté le 3 juin 2022. Routledge & CRC Press, <https://www.routledge.com/Biology-of-Foodborne-Parasites/Xiao-Ryan-Feng/p/book/9781466568839>.

Xia, Y., H. J. Spence, J. Moore, N. Heaney, L. McDermott, A. Cooper, D. G. Watson, B. Mei, R. Komuniecki, et M. W. Kennedy. « **The ABA-1 Allergen of Ascaris Lumbricoides: Sequence Polymorphism, Stage and Tissue-Specific Expression, Lipid Binding Function,**

**and Protein Biophysical Properties** ». *Parasitology*, vol. 120 ( Pt 2), février 2000, p. 211-24. PubMed, <https://doi.org/10.1017/s0031182099005363>.

Yagihashi, A., N. Sato, S. Takahashi, H. Ishikura, et K. Kikuchi. « **A Serodiagnostic Assay by Microenzyme-Linked Immunosorbent Assay for Human Anisakiasis Using a Monoclonal Antibody Specific for Anisakis Larvae Antigen** ». *The Journal of Infectious Diseases*, vol. 161, n° 5, mai 1990, p. 995-98. PubMed, <https://doi.org/10.1093/infdis/161.5.995>.

Yamamoto, Kazuki, Osamu Takahashi, et Daiki Kobayashi. « **Comparison of Risk Factors between Human Intestinal and Gastric Anisakiasis** ». *Parasitology International* 75 (1 avril 2020): 102024. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2019.102024>.

Yazaki, Y., et M. Namiki. « **Biopsy of Gastric Anisakiasis with Acute Symptoms** ». In *Gastric Anisakiasis in Japan: Epidemiology, Diagnosis, Treatment*, édité par Hajime Ishikura et Masayoshi Namiki, 113-16. Tokyo: Springer Japan, 1989. [https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5\\_16](https://doi.org/10.1007/978-4-431-68290-5_16).

Yera, Hélène, Emilie Fréalle, et Jean Dupouy-Camet. « **Molecular Confirmation of Anisakis Pegreffii as a Causative Agent of Anisakidosis in France** ». *Digestive and Liver Disease: Official Journal of the Italian Society of Gastroenterology and the Italian Association for the Study of the Liver* 48, n° 8 (août 2016): 970. <https://doi.org/10.1016/j.dld.2016.04.003>.

Yera, Hélène, Christelle Estran, Pascal Delaunay, Martine Gari-Toussaint, Jean Dupouy-Camet, et Pierre Marty. « **Putative Diphylobothrium Nihonkaiense Acquired from a Pacific Salmon (Oncorhynchus Keta) Eaten in France; Genomic Identification and Case Report** ». *Parasitology International* 55, n° 1 (mars 2006): 45-49. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2005.09.004>.

Yera, Hélène, Émilie Fréalle, Emmanuel Dutoit, et Jean Dupouy-Camet. « **A National Retrospective Survey of Anisakidosis in France (2010-2014): Decreasing Incidence, Female Predominance, and Emerging Allergic Potential** ». *Parasite (Paris, France)*, vol. 25, 2018, p. 23. PubMed, <https://doi.org/10.1051/parasite/2018016>.

## RÉSUMÉ

La propagation de nouvelles habitudes alimentaires, de certains plats traditionnels, l'augmentation globale de la demande en poisson, la mise au point de meilleurs outils de diagnostic et une plus grande sensibilisation vis-à-vis de la pathologie sont autant de paramètres qui concourent aujourd'hui à expliquer l'augmentation à l'échelle mondiale du nombre de cas de zoonoses parasitaires transmises par la consommation de poisson. La mondialisation des échanges a de plus mis un terme aux restrictions géographiques des parasites. Des cas de parasitoses associés à des espèces parasitaires exotiques sont aujourd'hui fréquemment retrouvés en Europe.

A ce jour, l'anisakidose et la dibothriocéphalose sont les deux principales zoonoses transmises par la consommation de poisson.

L'Homme se contamine accidentellement en ingérant un plat à base de poisson infesté. Ce poisson est alors consommé cru, insuffisamment cuit, ou bien préparé selon un procédé qui ne permet pas d'inactiver les larves encapsulées des helminthes parasites. Il peut par exemple s'agir de poisson fumé à froid, en marinade ou en salaison.

L'anisakidose, fait suite à l'ingestion d'un poisson marin ou de céphalopodes infestés par une ou plusieurs larves de nématode de la famille des Anisakidae. Plusieurs genres et de nombreuses espèces peuvent être responsable, les deux plus courantes étant *Anisakis simplex* et *Pseudoterranova decipiens*.

La dibothriocéphalose, fait en revanche suite à l'ingestion d'un poisson d'eau douce infesté par une ou plusieurs larves d'un cestode du genre *Dibothriocephalus*. L'espèce la plus fréquemment impliquée chez l'Homme étant *Dibothriocephalus latus*.

Les mécanismes physiopathologiques et les symptômes diffèrent entre ces zoonoses. L'anisakidose se manifeste sous des formes digestives et allergiques, tandis que la dibothriocéphalose ne se manifeste le plus souvent que par l'émission de segments du parasite. Dans les deux cas les formes asymptomatiques semblent fréquentes et les symptômes rencontrés sont le plus souvent non spécifiques, rendant le diagnostic compliqué.

Les traitements associés à ces deux zoonoses diffèrent. Lorsque cela est possible, l'anisakidose est traitée par extraction de la larve sous endoscopie, voire par chirurgie. Un traitement médicamenteux est parfois proposé. A l'inverse, la dibothriocéphalose est habituellement traité par anthelminthique, une dose unique de Praziquantel.

La prophylaxie, point central de la lutte contre ces zoonoses, est commune aux différents parasites abordés. Les réglementations européenne et française insistent sur l'importance de pratiquer l'éviscération rapidement après capture, d'éliminer toute partie infestée, à d'inspecter visuellement le produit à chaque étape et de congeler le produit lorsqu'il est destiné à être consommé soit cru soit selon un mode de préparation qui peut présenter un danger pour la santé. Le couple température – durée recommandé est de -20°C pendant 24 heures en tous points du produit, bien que d'autres couples soient également acceptés.

La prophylaxie individuelle suit globalement les mêmes indications, la congélation en congélateur ménager devant en revanche être portée à -18°C pendant 7 jours.

Mots clés : anisakidose ; dibothriocéphalose ; zoonose parasitaire ; poisson ; prophylaxie

## SERMENT DE GALIEN

En présence des Maîtres de la Faculté, je fais le serment :

D'honorer ceux qui m'ont instruit(e) dans les préceptes de mon art et de leur témoigner ma reconnaissance en restant fidèle aux principes qui m'ont été enseignés et d'actualiser mes connaissances,

D'exercer, dans l'intérêt de la santé publique, ma profession avec conscience et de respecter non seulement la législation en vigueur, mais aussi les règles de Déontologie, de l'honneur, de la probité et du désintéressement,

De ne jamais oublier ma responsabilité et mes devoirs envers la personne humaine et sa dignité,

De ne dévoiler à personne les secrets qui m'auraient été confiés ou dont j'aurais eu connaissance dans l'exercice de ma profession,

De faire preuve de loyauté et de solidarité envers mes collègues pharmaciens,

De coopérer avec les autres professionnels de santé.

En aucun cas, je ne consentirai à utiliser mes connaissances et mon état pour corrompre les mœurs et favoriser des actes criminels.

Que les Hommes m'accordent leur estime si je suis fidèle à mes promesses. Que je sois couvert(e) d'opprobre et méprisé(e) de mes confrères si j'y manque.

Signature de l'étudiant

Nom :

Prénom :

du Président du jury

Nom :

Prénom :