

UNIVERSITE DE LIMOGES

Faculté de Pharmacie

ANNÉE 2013

THÈSE N°

RISQUES D'INFECTION PARASITAIRE PAR LE
POISSON CRU
CAS DE L'ANISAKIDOSE ET DE LA BOTHRIOCEPHALOSE

THÈSE POUR LE DIPLÔME D'ÉTAT DE DOCTEUR EN PHARMACIE

présentée et soutenue publiquement

le vendredi 7 juin 2013

par

Sylvie GONZALES

née le 18 juin 1987 à Toulouse (Haute-Garonne)

EXAMINATEURS DE LA THÈSE

M. le Professeur G. DREYFUSSPrésident de thèse (Directeur)
Mme J. COOK-MOREAU, Maître de Conférences Juge
M. L. DURENGUE, Docteur en Pharmacie..... Juge

DOYEN DE LA FACULTE : Monsieur le Professeur Jean-Luc **DUROUX**

1^{er} VICE-DOYEN : Madame Catherine **FAGNERE**, Maître de Conférences

2^{ème} VICE-DOYEN : Monsieur Serge **BATTU**, Maître de Conférences

PROFESSEURS DES UNIVERSITES :

BENEYTOUT Jean-Louis	BIOCHIMIE ET BIOLOGIE MOLECULAIRE
BOTINEAU Michel	BOTANIQUE ET CRYPTOLOGIE
BROSSARD Claude	PHARMACOTECHNIE
BUXERAUD Jacques	CHIMIE ORGANIQUE ET THERAPEUTIQUE
CARDOT Philippe	CHIMIE ANALYTIQUE ET BROMATOLOGIE
DELAGE Christiane	CHIMIE GENERALE ET MINERALE
DESMOULIERE Alexis	PHYSIOLOGIE
DREYFUSS Gilles	MICROBIOLOGIE-PARASITOLOGIE- IMMUNOLOGIE
DUROUX Jean-Luc	BIOPHYSIQUE, BIOMATHEMATIQUES ET INFORMATIQUE
MAMBU Lengo	PHARMACOGNOSIE
LOUDART Nicole (surnombre à compter du 19.12.2011)	PHARMACOLOGIE
ROUSSEAU Annick	BIOSTATISTIQUE
VIANA Marylène	PHARMACOTECHNIE

PROFESSEURS DES UNIVERSITES – PRATICIENS HOSPITALIERS DES DISCIPLINES PHARMACEUTIQUES :

LACHATRE Gérard	TOXICOLOGIE
MOESCH Christian	HYGIENE HYDROLOGIE ENVIRONNEMENT
ROGEZ Sylvie	BACTERIOLOGIE ET VIROLOGIE

MAITRES DE CONFERENCES DES UNIVERSITES :

BASLY Jean-Philippe	CHIMIE ANALYTIQUE ET BROMATOLOGIE
BATTU Serge	CHIMIE ANALYTIQUE ET BROMATOLOGIE
BEAUBRUN-GIRY Karine	PHARMACOTECHNIE
BILLET Fabrice	PHYSIOLOGIE
CALLISTE Claude	BIOPHYSIQUE, BIOMATHEMATIQUES ET INFORMATIQUE
CLEDAT Dominique	CHIMIE ANALYTIQUE ET BROMATOLOGIE
COMBY Francis	CHIMIE ORGANIQUE ET THERAPEUTIQUE
COURTIOUX Bertrand	PHARMACOLOGIE, PARASITOLOGIE
DELEBASSEE Sylvie	MICROBIOLOGIE-PARASITOLOGIE-IMMUNOLOGIE
DEMIOT Claire-Elise	PHARMACOLOGIE
FAGNERE Catherine	CHIMIE ORGANIQUE ET THERAPEUTIQUE
FROISSARD Didier	BOTANIQUE ET CRYPTOLOGIE
JAMBUT Anne-Catherine	CHIMIE ORGANIQUE ET THERAPEUTIQUE
LABROUSSE Pascal	BOTANIQUE ET CRYPTOLOGIE
LEGER David	BIOCHIMIE ET BIOLOGIE MOLECULAIRE
LIAGRE Bertrand	BIOCHIMIE ET BIOLOGIE MOLECULAIRE

LOTFI Hayat	TOXICOLOGIE
MARION-THORE Sandrine	CHIMIE ORGANIQUE ET THERAPEUTIQUE
MARRE-FOURNIER Françoise	BIOCHIMIE ET BIOLOGIE MOLECULAIRE
MILLOT Marion	PHARMACOGNOSIE
MOREAU Jeanne	MICROBIOLOGIE-PARASITOLOGIE- IMMUNOLOGIE
POUGET Christelle	CHIMIE ORGANIQUE ET THERAPEUTIQUE
SIMON Alain	CHIMIE GENERALE ET MINERALE
TROUILLAS Patrick	BIOPHYSIQUE, BIOMATHEMATIQUES ET INFORMATIQUE
VIGNOLES Philippe	BIOPHYSIQUE, BIOMATHEMATIQUES ET INFORMATIQUE

PROFESSEUR DU SECOND DEGRE :

ROUMIEUX Gwenhaël	ANGLAIS
--------------------------	---------

**ASSISTANT HOSPITALIER UNIVERSITAIRE DES DISCIPLINES
PHARMACEUTIQUES :**

IMBERT Laurent	CHIMIE ANALYTIQUE ET BROMATOLOGIE
-----------------------	-----------------------------------

ATTACHE TEMPORAIRE D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE :

LIMAMI Younes	PHARMACOTECHNIE
----------------------	-----------------

REMERCIEMENTS

A Mr Dreyfuss

*Professeur des Université de Limoges
microbiologie-parasitologie-immunologie*

Vous m'avez fait l'honneur de diriger et présider le jury de cette thèse.

Merci de vos conseils tout au long de la préparation et de l'écriture de ce mémoire et
merci de votre disponibilité.

Je vous adresse mes remerciements les plus sincères.

A Mme COOK-MOREAU

*Maître de Conférences à l'Université de Limoges
microbiologie-parasitologie-immunologie*

Merci d'avoir accepté de faire partie de mon jury.

Je vous remercie tout particulièrement pour m'avoir permise de participer à un de mes meilleurs souvenirs universitaire : le stage en FLORIDE à l'Université de Gainesville.

Grâce à cela j'ai pu découvrir une autre culture et une autre vie.
Un voyage qui m'a été tellement enrichissant que je ne l'oublierai jamais.

Pour l'honneur que vous me faites de participer au jury de cette thèse, je vous prie
d'accepter mes plus sincères remerciements.

A Mr DURENGUE

Docteur en Pharmacie

Un grand merci à vous, vous m'avez ouvert les portes de votre officine et je vous en suis très reconnaissante. Vous m'avez transmis énormément lors de mon stage de dernière année et permis d'exercer mes premiers pas en tant que pharmacien diplômé dans votre pharmacie. Merci pour cette atmosphère agréable dans laquelle j'ai évoluée.

Cécile, Noémie, Jessica et Nathalie vous m'avez toujours soutenue et beaucoup appris,
merci.

Mamou

Tu m'as toujours donné tout l'amour dont j'avais besoin.
Merci de m'avoir supportée pendant toutes ces années d'études et de m'avoir toujours encouragée dans les moments difficiles. Pendant les révisions, tu étais ma bouffée d'air j'avais enfin quelqu'un avec qui bavarder après ces heures de révision.
Maman, je t'aime fort et merci pour tout.

Papou

Tu ne le sais peut-être pas mais tu es un gros nounours au cœur tout tendre.
Tu regrettes de ne pas nous avoir assez dit je t'aime mais tu ne nous l'as jamais caché.
J'aurais toujours le souvenir du moment où je t'ai annoncé que j'étais reçue au concours : tu étais sur la route et tu t'es arrêté pour verser une larme.
Papa je t'aime fort, merci.

Joël

On a toujours été complices, les gens sont toujours étonnés du lien qui nous unit et j'en suis très fière. Tout est simple avec toi et j'adore ça.
J'espère toujours passer autant de bons moments avec toi.
Je t'aime mon frère.

Chloé

Tu m'as donné l'idée et encouragée pour faire mes études en pharmacie.
Tu fais partie de ma vie quotidienne depuis maintenant trois ans, nous traversons tout ensemble de la fuite d'eau jusqu'aux soirées télévision...
J'attends avec impatience les prochaines vacances avec la tente.
Je t'aime fort et je te souhaite pleins de réussites en tout point.

Tonton Eric, Tati Manon

Vous m'avez fait découvrir la danse.
Vous m'avez soutenue pour faire pharmacie quand je ne savais plus où j'en étais.
Tati merci pour la relecture, la correction et désolée si je t'ai fait peur pour la dégustation de poissons crus. Merci.

Papi et Mami

Merci à vous deux.
Je ne vous donne pas souvent de nouvelles mais je vous serai toujours reconnaissante pour tout ce que vous avez fait pour moi.
Et je n'oublierai jamais les vacances en famille à Valras.
Papi merci pour la relecture.

Mami Coco

Je sais que tu aurais aimé être avec nous aujourd'hui mais je suis heureuse que tu aies une vie si remplie.
Merci pour tous ces allers-retours que tu fais pour me déposer à l'aéroport et pour venir me chercher quand ils annulent mes vols.

Tim

Voilà sept mois que tu me soutiens tous les jours.
Grâce à toi je peux découvrir une nouvelle culture, un nouveau pays.
La distance n'est pas toujours facile mais on s'en sort..
Merci d'être là pour moi.

Lucie

J'ai partagé avec toi trois merveilleux mois remplis de souvenirs,
on en a traversé des choses ensemble,
notre Saturn nous aura mené partout avec ou sans clim...
Je n'oublierai jamais.

Éliette

Toutes ces années d'université n'auraient pas été les mêmes sans toi.
Peut-être qu'un jour on partira pour le Tibet avec un sac à dos !??
Merci aussi d'être venue partager un bout de mon aventure en Floride, j'ai réussi à te
faire découvrir les choses typiques de là bas.

Alexia

Merci d'avoir partagé l'université, les révisions, les vacances
et tant d'autre chose avec moi.
Je suis fière de t'avoir fait découvrir le camping.
Je t'adore.

Clara

Toutes ces années à rigoler ensemble.
J'espère que tu profites de ton séjour à l'étranger.
On fait ce que l'on peu avec
Skype mais tu me manques en France.

Adrien

La 5^{ème} année en binôme avec toi est inoubliable sans parler des soirées
« bataille de nôtre temps » avec Simon dont
les règles incompréhensibles nous auront fait rire.
Merci de faire partie de mes souvenirs de Floride.

Lulu, Manon, Géraldine et Steffi

Quatre copines toujours là pour faire la fête et papoter. Merci pour tout.

Et merci à tous mes amis : ceux qui m'appellent « titi », les espagnols, les amis du lycée
toujours présents et autres de la fac. Grâce à vous j'ai une vie remplie de joies et de
bonheurs.

SOMMAIRE

REMERCIEMENTS	5
SOMMAIRE	10
ABREVIATIONS	11
INTRODUCTION	13
PARTIE 1 : LES RISQUES POTENTIELS	14
1. L'ANISAKIDOSE	15
1.1. Le parasite	15
1.2. Physiopathologie de la maladie	25
1.3. Prophylaxie	29
2. BOTHRIOCEPHALOSE OU DIPHYLLOBOTHRIOSE	30
2.1. Le parasite	30
2.2. Physiopathologie de la maladie	46
2.3. Prophylaxie	51
PARTIE 2 : PROPHYLAXIE	52
1. LA PROPHYLAXIE COLLECTIVE : COMMENT EVITER OU ELIMINER UNE CONTAMINATION AU NIVEAU INDUSTRIEL ?	53
1.1. La zone de pêche	54
1.2. Les espèces	56
1.3. La transformation du poisson	56
2. PROPHYLAXIE INDIVIDUELLE : COMMENT LE CONSOMMATEUR DOIT-IL SE COMPORTER ?	80
2.1. Le choix du poisson	80
2.2. La préparation du poisson	85
2.3. L'information du consommateur	88
2.4. Eviter les comportements à risque	89
2.5. Eviter la contamination de l'eau	89
CONCLUSION	90
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	92
TABLE DES ANNEXES	104
ANNEXES	105
TABLE DES MATIÈRES	119
TABLE DES FIGURES	121
TABLE DES TABLEAUX	122

ABREVIATIONS

♂ : homme.

♀ : femme.

°C : degré Celsius.

°F : degré Fahrenheit.

ACIA : Agence canadienne d'inspection des aliments.

AESA : Autorité Européenne de Sécurité des Aliments.

AFSSA : Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments.

ANOFEL : association française des enseignants de parasitologie.

AMM : Autorisation de Mise sur le Marché.

ANSES : Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation.

CAP-FEIA : Capture de protéines et fluorescence enzyme ImmunoAssay.

CCP : Critical Control Point.

CDC : Center of Disease Control.

CE : Commission Européenne.

CEVPM : Centre d'Expérimentation et de Valorisation des Produits de la Mer.

cm : centimètre.

CRPMEM : Comité Régional des Pêches Maritimes et des Elevages Marins.

DGCCRF : Direction Générale de la Concurrence, de la Consommation et de la Répression des Fraudes.

EFSA : European Food Safety.

ELISA : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay.

FAO / OMS : Food and Agriculture Organisation / Organisation Mondiale de la Santé.

FDA : Food and Drug Administration.

H : Hôte.

HACCP : Hazard Analysis Critical Control Point.

IgE : Immunoglobuline E.

IMIST : Institut Marocain de l'information scientifique et technique.

Kg : Kilogramme.

KGy : Kilo Gray.

L : Larve.

m : mètre.

mm : millimètre.

MPa : mégapascal.

NaCl : Chlorure de Sodium.

sp : espèce.

SPT : Skin Prick Test.

UE : Union Européenne.

µm : micromètre.

UMF : Union du Mareyage Français.

TMA : triméthylamine.

INTRODUCTION

En France la consommation de poissons crus a toujours été présente : citons par exemple les rollmops, le poisson cru en marinade ou encore le poisson fumé. Certaines de ces méthodes pouvaient être un moyen de conservation du poisson.

Aujourd'hui on utilise ces techniques pour donner un tout autre goût au poisson et apporter de l'originalité dans la culture alimentaire actuelle. De plus, l'engouement pour l'alimentation asiatique et japonaise s'est multiplié ces dernières années, avec le développement de restaurants japonais offrant l'opportunité de manger des poissons crus sous forme de sushi et sashimi. En 10 ans, le nombre de restaurants de sushi a été multiplié par cinq, arrivant même à détrôner la pizza en livraison. La cuisine japonaise est, au goût des français, un nouveau concept.

Maintenant, la culture occidentale évolue : la population est à la recherche d'exotisme, veut copier les habitudes alimentaires de ses voisins. Il en ressort l'envie de préparer soi-même ces mets ; préparer ses propres sushis et sahimis, fumer son poisson chez soi, faire ses propres marinades....

De plus, une nouvelle tendance alimentaire a vu le jour : le crudivorisme, appelé également alimentation vivante. C'est un nouveau mode alimentaire qui consiste à consommer exclusivement des aliments crus non transformés (à l'origine il n'inclut pas les viandes et poissons crus, mais certaines variantes de ce régime alimentaire en autorisent la consommation).

Le risque quand l'on mange du poisson cru, bien qu'il soit frais, en bon état et de bonne qualité, est d'ingérer un poisson infecté par des parasites et de se contaminer.

Parmi les parasites retrouvés dans les poissons, nous présenterons, dans une première partie de ce mémoire, le cas de l'*Anisakis simplex* appartenant à la classe des nématodes, qui provoque une maladie appelée l'anisakidose, et le *Diphyllobothrium latum* appartenant à la classe des cestodes qui provoque la bothriocéphalose. Ces deux maladies sont à tropisme intestinal et se traitent très facilement.

La seconde partie portera sur la prophylaxie industrielle et individuelle pour éviter toute contamination.

PARTIE 1 : LES RISQUES POTENTIELS

1. L'ANISAKIDOSE

Ce chapitre est basé sur les thèses COHEN (2004) et de ORAIN (2010).

1.1. Le parasite

1.1.1. Historique

Les Anisakis adultes ont été décrits en 1845 par Dujardin chez un dauphin.

Le premier cas d'infection humaine par Anisakidae a été décrit au Pays-Bas par Van Thiel en 1960 qui a découvert la présence d'un nématode marin dans un patient souffrant de douleurs abdominales aiguës. Le nématode a plus tard été identifié comme *Anisakis sp.* et l'infection humaine a été appelée Anisakidose (BOUREE 2012).

La maladie a ensuite été recensée en Europe, en Amérique et surtout en Asie (où l'homme s'infecte par l'ingestion de poissons fumés, crus ou peu cuits), au Japon (où les sushis et sashimis sont très appréciés) (BOUREE 2012).

Le Japon reste le pays le plus touché, avec plus de 2000 nouveaux cas chaque année par rapport à leurs traditions culinaires.

Aux Etats-Unis le premier cas date de 1975, et en France de 1969 (BOUREE *et al*, 1995).

1.1.2. Classification

Cette classification est décrite d'après Nelson (NELSON 2009).

Règne : ANIMAL

→ Organismes pluricellulaires, hétérotrophes et habituellement mobiles à un stade de leur développement.

Embranchement : NEMATHELMINTHES

→ Vers ronds.

Classe : NEMATODES

→ Vers non segmentés munis d'un épais tégument.

Sous-classe : SECERNENTEA

→ Vers munis de nombreuses papilles caudales et d'un système sécrétoire formé de canaux latéraux.

Ordre : ASCARIDIDA

→ Vers avec trois lèvres.

Super famille : ASCARIDOIDEA

Famille : ANISAKIDAE

Sous-famille : ANISAKINAE

Tribu des ANISAKINEA

Genre : - *Anisakis*,
- *Pseudoterranova*.

Tribu des CONTRACAECINEA

Genre : - *Contracaecum*,
Espèce - *Phoascaris*.

Sous-famille : RAPHIDASCARIDINAE

Genre : - *Hysterothylacium*.

Seuls les trois premiers genres sont reconnus comme agents pathogènes pour l'homme.

L'identification du genre et de l'espèce repose essentiellement sur trois caractères morphologiques des adultes :

- la morphologie du ventricule œsophagien,
- la présence ou nom du caséum intestinal ou de l'appendice œsophagien,
- la position du pore excréteur.

Il existe six espèces dans le genre *Anisakis* :

- *Anisakis simplex*,
- *Anisakis physeris*,
- *Anisakis typica*,
- *Anisakis schupakovi*,
- *Anisakis insignis*,
- *Anisakis marinae*.

L'espèce étant la plus souvent à l'origine des cas humains est *Anisakis simplex*, c'est donc celle-ci que j'ai choisi d'étudier dans cette thèse.

1.1.3. Cycle et morphologie

Dans cette partie, nous traiterons le cycle (figure 1) et la morphologie de l'*Anisakis sp.*

Les hommes deviennent des hôtes accidentels en mangeant des produits de la mer crus ou mal cuits.

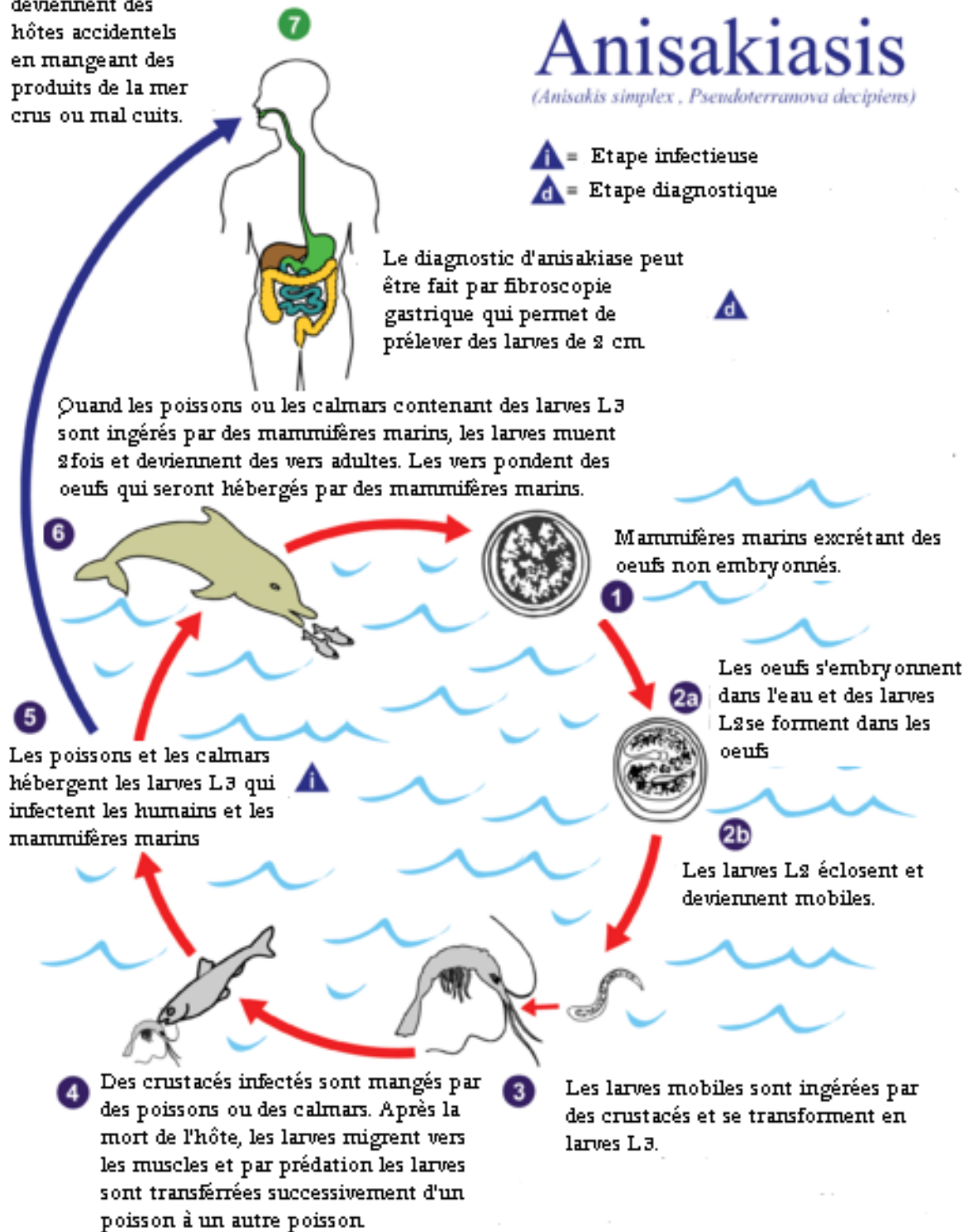


Figure 1 : Cycle de l'anisakis (Centers for Disease Control 2009)

Remarque : à ce jour, la maladie se nomme anisakidose et non anisakiasis.

Cet organisme utilise plus d'un hôte et peut interagir avec plusieurs espèces.

Le parasite réside tout d'abord en tant qu'adulte au sein de la muqueuse intestinale d'un mammifère marin : l'hôte définitif. La femelle produit ensuite des œufs qui seront rejetés par les excréments dans l'eau. Ils mesurent 45,5 à 58,1 µm sur 41,3 à 53,2 µm, et sont ellipsoïdaux. Ces œufs non embryonnés en milieu marin, le deviendront en milieu salé (ORAIN 2010).

Ces œufs évolueront en larve de stade 1 (L1).

1.1.3.1. La larve L1

Cette première mue se produit à l'intérieur de l'œuf (figure 2) toujours dans l'eau de mer, elle est obtenue en vingt à vingt-sept jours à 5-7°C.

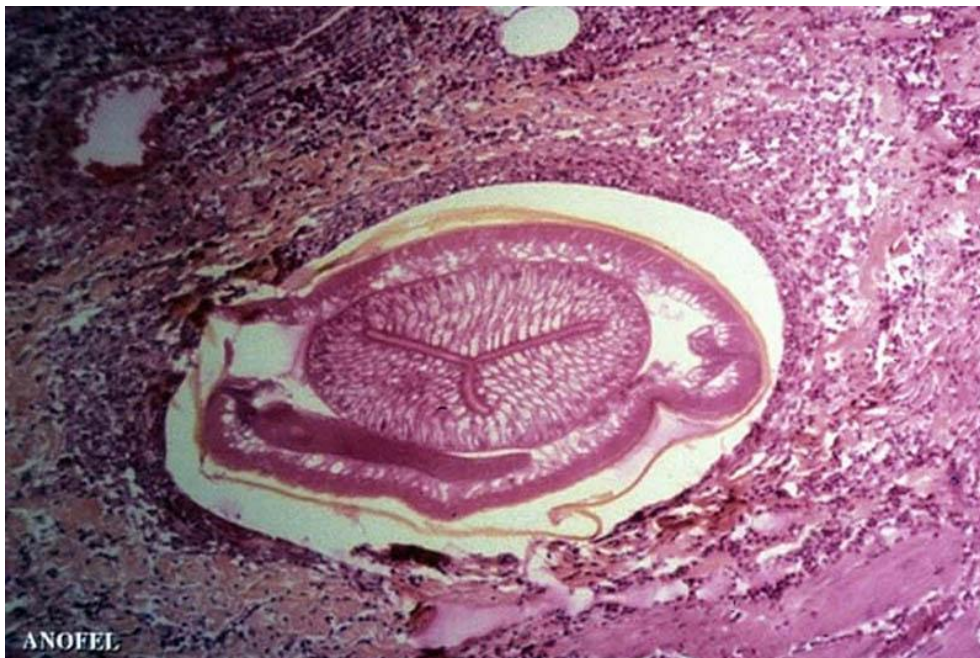


Figure 2 : Granulome intestinal à éosinophiles centré sur une larve d'Anisakis (RAVISSE 2010)

La larve L1 va muer en larve de stade 2 (L2).

1.1.3.2. La larve L2

Elle va sortir de l'enveloppe de larve L1, quitter l'œuf, et nager librement dans l'eau de mer. Elle peut survivre sans enveloppe exuviale trois à quatre semaines entre 13 et 18°C ou six à sept semaines entre 5 et 7°C. A 34°C toute larve est susceptible de mourir (ORAIN 2010). Elle mesure 220 à 290 µm. Son corps est rétréci et elle a une dent perforante antérieure. Son tractus digestif est peu différencié. Elle se déplace par des mouvements serpentiformes.

La larve L2 nage librement dans l'eau et sera consommée par un crustacé : l'hôte n°1 (H1).

Les hôtes H1 sont des crustacés de petite taille :

- crabe araignée : *Hyas araneus*,
- zooplancton : *Thysanoessa sp*,
- krill pacifique : *Euphausia pacifica*,
- crevette nordique : *Pandalus sp*.

La larve L2 évolue alors en larve de stade 3 (L3), c'est le stade infectant : c'est sous cette forme que le parasite va infecter l'hôte.

1.1.3.3. La larve L3

1.1.3.3.1. Morphologie

Elle est de couleur blanc clair à jaunâtre, le mâle mesure 14-30 mm de longueur et 0,5 mm de diamètre (figure 3).



Figure 3 : Larve L3 d'Anisakis sp (PETITHORY 2008)

Le tégument est strié par de gros sillons irréguliers et transversaux, discontinus sur tout le corps. Entre les sillons on peut apercevoir de fines rides parallèles.

Sur une larve vivante, on peut voir à l'œil nu une partie blanche de 2 mm de long qui correspond au ventricule œsophagien (figure 4).

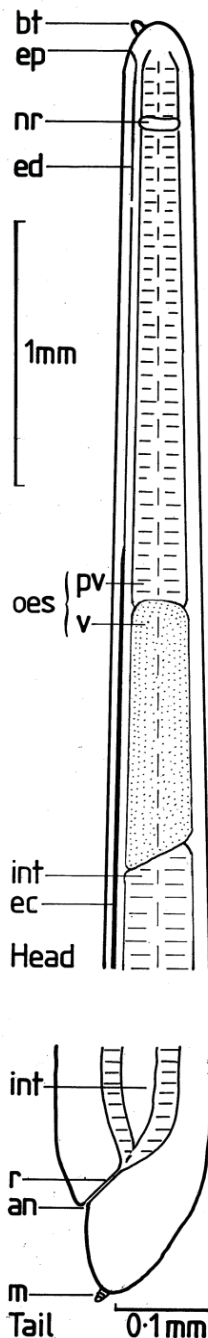
Sur l'autre extrémité, on peut apercevoir une dent de pénétration triangulaire, et à côté, le pore excréteur qui est suivi par le conduit excréteur jusqu'au canal excréteur (figure 4).

La larve a un système nerveux en forme d'anneau.

Au niveau de la morphologie interne, la larve a un système digestif complet composé d'une bouche entourée de trois renflements ; un dorsal et deux sub-ventraux, d'un œsophage en deux parties ; la portion antérieure est musculaire et la postérieure est glandulaire. L'œsophage est séparé de l'intestin par une limite oblique, il se resserre pour pénétrer dans le rectum et termine par l'anus.

L'appareil excréteur se termine par des lèvres ventro-latérales et de nombreuses papilles péri-anales sont présentes.

Elle ne possède pas de caecum, ni d'appendice œsophagien (ORAIN 2010).



- bt : dent de pénétration antérieure triangulaire
- ep: pore excréteur
- nr: système nerveux en anneaux
- ed: conduit excréteur partant du pore excréteur jusqu'au canal excréteur
- oes : œsophage
- pv : préventricule œsophagien
- v : ventricule œsophagien correspondant à une tache blanche sur les larves vivantes
- int : intestin séparé du ventricule par une limite oblique
- ec : canal excréteur
- r : rectum formant un canal plus sombre
- an : anus
- m : mucron
- head : tête
- tail : queue

Figure 4 : Schéma d'une larve L3 d'*Anisakis sp* (ORAIN 2010)

1.1.3.3.2. Ses hôtes

Les hôtes H1 sont mangés par des poissons prédateurs ou des calamars qui deviendront alors des hôtes H2, en voici quelques exemples :

- saumon : *Oncorhynchus sp*,
- hareng : *Opisthonema sp*,
- anchois : *Engrauris sp*,
- lieu : *Pollachius sp*,
- morue / cabillaud (Gadidae) : *Molva molva* / *Gadus morhua*,
- merlu : *Merlangus sp*,
- bocasse : *Notothenia sp*,
- bar : *Dicentrarchus sp*.

Ce sont des hôtes paraténiques ce qui signifie que la larve n'évolue pas dans ce type d'hôte.

La larve garde alors sa forme L3 infectante et va aller se réfugier sans évolution dans la muqueuse digestive en s'enkystant (CHABASSE *et al* 2010, BOUREE 2010).

Les hôtes définitifs se contaminent en ingérant du poisson ou des calamars contaminés.

Les principaux hôtes définitifs :

- marsouin : *Phocoena sp*,
- dauphin : *Cephalorhynchus eutropia*,
Delphinus delphia,
- phoque : *Halichoerus sp*,
- lion de mer : *Otarian byronia*.

L'homme est un hôte définitif accidentel qui s'infecte en mangeant du poisson contaminé cru (type sushi, sashimi...) ou insuffisamment cuit.

La larve L3 est alors libérée lors de la digestion et se déplace dans la paroi gastrique ou intestinale, puis se développe en larve de stade 4 (L4) puis en adulte.

1.1.3.4. L'adulte

Il se situe dans l'estomac ou l'intestin de l'hôte.

C'est grâce à la morphologie de l'adulte que l'on peut identifier le genre et l'espèce.

1.1.3.4.1. Morphologie

Le mâle mesure 60 à 90 mm de longueur sur 1,7 à 2,4 mm de diamètre, et la femelle mesure de 63 à 100 mm de longueur sur 2 à 2,6 mm de diamètre.

Le tégument est strié sur tout le corps.

La bouche compte trois lèvres dont chacune possède une projection antérieure bilobée portant sur sa face interne des denticules.

Tout comme la larve L3, l'adulte a un ventricule œsophagien sans appendice œsophagien et se connecte avec l'intestin qui ne présente pas de caecum.

L'adulte acquiert la maturité sexuelle : la vulve de la femelle est située au milieu du corps.

Différences dans la morphologie des adultes des genres *Anisakis*, *Pseudoterranova* et *Contracaecum* (ORAIN 2010) :

	<i>Anisakis sp</i>	<i>Pseudoterranova sp</i>	<i>Contracaecum sp</i>
Taille (mm) : ♂ ♀	60-90 de longueur 1,7-2,4 de diamètre	25-70 de longueur 1-1,5 de diamètre	15-70 de longueur 0,8-1,5 de diamètre
	63-100 de longueur 2-2,6 de diamètre	30-35 de longueur	15-90 de longueur 0,8-2 de diamètre
Bouche	Trilabiée Avec espace interlabium	Trilabiée Avec espace interlabium	Trilabiée Sans espace interlabium
Ventricule œsophagien	Cylindrique Oblong	Cylindrique	Globuleux Petit
Appendice œsophagien	Sans	Sans	Avec
Caecum intestinal	Sans	Avec	Avec

Tableau 1 : Tableau représentant les différences morphologiques des adultes des genres *Anisakis*, *Pseudoterranova* et *Contracaecum* (ORAIN 2010)

1.1.4. Epidémiologie

L'anisakidose causée par le parasite *Anisakis* est une zoonose cosmopolite présente dans toutes les mers et océans (MAGNAVAL *et al* 2006).

Les poissons mâles et femelles sont parasités de la même façon (ORAIN 2010).

Selon certaines sources, la quantité de parasite dans l'hôte augmenterait avec sa taille (BOUREE 2010).

1.1.4.1. Localisation des espèces le monde

L'anisakidose est cosmopolite, mais il existe des variations en fonction des espèces (BOUREE 2010):

Anisakis simplex : dans les régions polaires.

Anisakis typica : se trouve plus souvent dans les eaux chaudes.

Anisakis insigni : est localisé dans les fleuves amazoniens.

Anisakis shupakovi : est retrouvé dans la mer caspienne (où la salinité est faible mais bien présente).

1.1.4.2. Pourcentage de poissons parasités en France

Les pourcentages diffèrent en fonction des espèces et des études : ils seront donc présentés sous forme de fourchettes de pourcentages.

Voici quelques exemples de chiffres selon certaines espèces représentatifs du pourcentage de contamination pour ces espèces en France.

Le maquereau : 30-50 % (MAGNAVAL *et al* 2006, BOUREE 2010)

Le chinchard : 60 % (MAGNAVAL *et al* 2006)

Le merlan : 60-70 % (MAGNAVAL *et al* 2006, BOUREE 2010)

L'anchois : 80 % (MAGNAVAL *et al* 2006)

Le merlu : 90-100 % (MAGNAVAL *et al* 2006, BOUREE 2010)

Une étude effectuée entre 1985 et 1987 a mis en évidence vingt et un cas humains (COHEN 2004, CHABASSE *et al* 2004, BOUREE 2010), une autre effectuée entre 1986 et 1993 en Loire Atlantique en a mis en évidence six (trois confirmés et trois suspects) ; en 1995, cinquante cinq cas ont été décrits (COHEN 2004).


Une fois les mesures sanitaires prises : congélation du poisson, éviscération précoce..., le nombre de cas a été divisé par quatre dans la période de 1992 à 2005, où six cas ont

été rapportés par rapport à vingt-cinq cas dans la période de 1977 à 1991 (COHEN 2004, VAILLANT *et al* 2004, MAGNAVAL *et al* 2006).

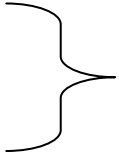
1.1.4.3. Répartition de la maladie en fonction des habitudes alimentaires :

L'homme s'infecte différemment selon l'endroit où il vit et les habitudes alimentaires de la région.

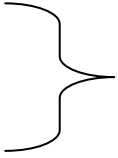
Voici quelques exemples de plats à risque que l'on retrouve dans certains pays car ils font partie de la culture locale.

- Poissons :
 - crus
 - peu cuits
 - fumés
 - marinés

Europe,
Amérique,
Asie.

- Sushi
- Sashimi


Japon.

- Sardines grillées
- Saumon fumé
- Roll-mops


France.

- Harengs verts → Hollande.
- Lomi lomi salmon → Océanie.
- Céviche → Amérique du sud.
- « Smorgosborg » → Suède.
- Hareng de la Baltique → Finlande.
- Gravlak → Norvège.

(BOUREE 2010)

Environ 14000 cas ont été rapportés depuis 2000.

Le poisson d'élevage est peu touché (sauf s'il est nourri par des poissons frais d'origine sauvage, donc souvent très parasités).

Les saisons ne jouent pas de rôle significatif dans cette parasitose (COHEN 2004).

1.1.5. Nutrition et adaptations

Le parasite obtient sa nourriture dans les intestins de son hôte une fois installé dans les muqueuses.

Pour survivre à l'intérieur de l'hôte, dans les muqueuses et fluides agressifs, le parasite s'est adapté en fonction des épreuves à endurer (NELSON 2008) :

- Son corps est effilé pour faciliter les mouvements à travers les tissus de l'hôte.
- Il ne se déplace pas en fonction des « courants » et mouvements de l'hôte, mais il contracte ses propres muscles longitudinaux qui lui procurent son propre mouvement et lui permettent d'être indépendant.
- Il sécrète un tégument qui le protège des enzymes digestives.
- Il possède trois lèvres autour de la bouche qui lui permettent de manger et chercher sa nourriture.
- Il sécrète des substances biochimiques qui lui permettent d'échapper au système immunitaire de l'hôte.
- Il a des papilles caudales qui lui servent de chémorécepteurs.

1.2. Physiopathologie de la maladie

1.2.1. Présentation de la maladie

L'anisakidose, nouveau terme remplaçant l'anisakiase, est une affection due à l'ingestion de poisson cru ou peu cuit contenant des larves d'*Anisakis* sp. Cette infection est accidentelle : en effet l'homme est un hôte accidentel dans le cycle du parasite.

La maladie est souvent découverte lorsque les larves vivantes sont expulsées dans les expectorations, lors de vomissements ou dans les matières fécales (ACHA *et al* 1989).

On différencie deux catégories d'anisakidose en fonction de leur forme clinique :

- une forme gastrique (dans la majorité des cas),
- une forme intestinale (plus rare et d'intensité plus modérée).

Les formes non gastro-intestinales sont rares (<0,4 %).

1.2.1.1. La forme gastrique

La forme gastrique se manifeste deux à cinq heures après l'ingestion du poisson cru, elle se caractérise par des douleurs gastriques aiguës, nausées, vomissements, diarrhées, douleurs abdominales qui peuvent être à l'origine d'erreurs de diagnostic car

ces symptômes sont proches de ceux d'un ulcère gastrique, une appendicite, une péritonite ou encore une tumeur gastrique.

A ces symptômes peuvent s'ajouter d'autres troubles comme de l'urticaire, un désordre pulmonaire, un œdème allergique pouvant aller jusqu'à la perforation de l'estomac.

Dans d'autres cas le tableau clinique s'estompe spontanément et définitivement en quelques jours ou peut se stopper net, ce qui lui a valu le nom de « tumeur fugace » (COHEN 2004).

1.2.1.2. La forme intestinale

La forme intestinale se manifeste après une période d'incubation d'environ sept jours jusqu'à plusieurs semaines après l'ingestion du poisson infecté. Les larves peuvent se fixer sur la paroi du tube digestif et tenter de s'y enfoncer entraînant une inflammation et des symptômes tels que de violentes douleurs dans la partie inférieure de l'abdomen, des nausées, alternance de diarrhée et constipation avec parfois des selles sanglantes pouvant aller jusqu'à une occlusion intestinale (COHEN 2004).

1.2.1.3. La réaction allergique

Dans tous les cas le corps réagit à l'intrusion du parasite par une réaction immunitaire à éosinophiles. En effet, le parasite en se logeant dans l'organisme va sécréter des substances biochimiques étrangères au système immunitaire, provoquant ainsi la migration des éosinophiles vers le parasite formant un granulome autour de lui et l'isolant de l'organisme. Cette réponse immunitaire est responsable de la réaction inflammatoire chez l'hôte (NELSON 2006).

De plus, les larves d'*Anisakis* contiennent de puissants allergènes dont le principal est la paramyosine. Leur libération chez l'homme peut provoquer des phénomènes allergiques allant de l'urticaire au choc anaphylactique (MAGNAVAL *et al* 2006).

Ce parasite pourrait être la source de certaines allergies alimentaires que l'on appelle plus communément « allergie au poisson ».

1.2.2. Diagnostic

1.2.2.1. L'anamnèse

L'interrogatoire ne doit pas être oublié lors de ce diagnostic : il doit permettre de remonter jusqu'à l'ingestion récente de poisson cru, salé, mariné ou fumé.

1.2.2.2. Au laboratoire

La coprologie est limitée car le parasite est au stade larvaire donc il n'y a pas d'émission d'œufs que l'on retrouverait par la suite dans les matières fécales. Mais elle doit tout de même être effectuée pour vérifier la présence ou non d'autres parasites et permettre de faire un diagnostic différentiel si l'*Anisakis* n'est pas trouvé.

La formule sanguine est normale, une leucocytose transitoire un à deux jours après ingestion est parfois observée et la présence d'une hyperéosinophilie est inconstante (ORAIN 2010).

Les tests sérologiques (immunologiques) utilisent le plus souvent des extraits larvaires d'*Anisakis sp* et des réactions croisées avec les autres nématodes sont souvent observées (MAGNAVAL *et al* 2006). Le taux d'IgE total augmente dès les premiers jours et reste élevé pendant des mois voire des années. Les trois méthodes les plus utilisées pour la détection des anticorps IgE sont :

- CAP-FEIA (capture de protéines et fluorescence enzyme ImmunoAssay) qui a une forte sensibilité mais une faible spécificité à cause des réactions croisées.
- immunoblot ELISA (Enzyme-Linked Immunosorbent Assay) qui a une bonne sensibilité et une bonne spécificité mais qui est cher.
- test SPT (Skin Prick Test) qui correspond à une injection sous-cutanée d'une petite quantité d'allergènes et on mesure ensuite le diamètre de la réaction observée. Le résultat ici n'a pas de relation avec l'intensité des symptômes ni avec le taux d'IgE contrairement aux tests CAP-FEIA et ELISA (ORAIN 2010).

1.2.2.3. La gastroscopie ou endoscopie

C'est le diagnostic le plus utile : l'endoscopie permet de visualiser l'œdème et une hyperémie (afflux excessif de sang) de la muqueuse, avec présence ou non d'ulcération.

Les larves peuvent ainsi être détectées et directement retirées ce qui stoppe les douleurs gastriques.

1.2.2.4. Imagerie

Avec la radiographie on peut parfois observer la larve comme une ombre linéaire.

Avec l'échographie on peut observer surtout dans le cas d'une atteinte intestinale :

- une quantité de liquide d'ascite,
- une dilatation de l'intestin grêle,
- un œdème localisé des replis de l'intestin.

Séparément, on peut retrouver ces manifestations dans d'autres maladies, mais l'observation des trois permet un diagnostic de l'anisakidose.

Ces diagnostics externes sont importants, car ils permettent de traiter l'anisakidose par voie *per-os* sans utiliser la chirurgie (ORAIN 2010).

1.2.2.5. L'anatomo-pathologie

C'est l'étude des lésions macro ou microscopiques de tissus prélevés sur les malades, par biopsie ou frottis.

Elle permet de visualiser les sections de parasites au sein du granulome.

Mais cette étude ne peut fournir qu'un diagnostic probabiliste car les parasites sont souvent dégénérés et vus en coupe (MAGNAVAL *et al* 2006).

1.2.3. Traitement

Il arrive parfois que l'attente suffise : lorsque le parasite se développe dans sa forme adulte, il n'est pas supporté par le corps et peut être éliminé naturellement (NELSON 2008).

L'exérèse par endoscopie de la larve dans la forme intestinale gastrique aiguë est aisée et curative, la douleur s'arrête dès le retrait de la larve.

Il existe un traitement médicamenteux antihelminthique, non spécifique de l'anisakidose ; l'Albendazole : ZENTEL® ou ESKAZOLE® (usage hospitalier). Il fait partie de la famille des Benzimidazolés : ce sont des comprimés à 400 mg et il existe une forme suspension buvable (ZENTEL®) à 4 % (DOROSZ *et al* 2012).

Comme le traitement médicamenteux n'est pas spécifique de cette maladie, il n'y a pas de posologie spécifique mais l'Albendazole *per os* à la posologie de 10 mg/kg/j, en deux prises au cours des repas donne de bons résultats (MAGNAVAL sans date). La durée de traitement sera déterminée par le médecin traitant.

Ce médicament est déconseillé pendant la grossesse et l'allaitement.

Il existe d'autres traitements antihelminthiques tels que le mébendazole (VERMOX®) et l'ivermectine (STROMEKTOL®).

A ce traitement antiparasitaire, il faudra ajouter un traitement symptomatique des ulcères gastriques (si il y a présence d'ulcère), des anti-inflammatoires pour les douleurs et si il y a allergie, il faut traiter en fonction de la gravité par antihistaminiques, corticoïdes ou β -mimétiques (MAGNAVAL *et al* 2006).

L'adjonction d'un traitement médical est souhaitable afin d'éliminer des parasites qui auraient pu échapper à l'examen visuel (MAGNAVAL *et al* 2006).

1.3. Prophylaxie

Les causes de contamination sont multiples : qu'elles soient industrielles ou domestiques, il faut éviter tout risque.

Au niveau industriel, les conditions de pêche peuvent favoriser la contamination. La fréquence de l'anisakidose a été réduite par la congélation obligatoire du poisson cru avant sa mise sur le marché. L'éviscération immédiate après sa capture évite l'altération de la chair mais empêche aussi les larves de migrer de l'intestin jusqu'aux muscles (ACHA *et al* 1989).

La découpe en tranche fine plutôt qu'en cube permet de détecter visuellement un éventuel parasite.

Dans le cas d'une personne allergique, l'éviction est la seule solution car le froid ne détruit pas les allergènes (MAGNAVAL *et al* 2006).

Une congélation à -20°C pendant au moins vingt-quatre heures pour les poissons destinés à être consommés crus, est classiquement recommandée pour la lutte contre les parasites du poisson (RENAUD 2011).

La FDA (Food and Drugs Administration) aux Etats-Unis recommande que tous les mollusques et poissons destinés à la consommation crus ou peu cuits doivent être congelés à -35°C pendant quinze heures ou à -20°C pendant sept jours (NELSON 2008).

A noter que le salage, la conservation dans le vinaigre et le fumage ne détruisent pas les parasites. Le salage va détruire juste les parasites de surface, et le fumage ne dure pas assez longtemps pour les détruire (MAGNAVAL *et al* 2006).

2. BOTHRIOCEPHALOSE OU DIPHYLLOBOTHRIOSE

Ce chapitre est basé sur la thèse de COHEN (2004) et sur les travaux de SCHOLZ *et al* (2009).

2.1. Le parasite

La diphyllobothriose est une maladie due au parasite *Diphyllobothrium sp.* Comme dans le cas de l'*Anisakis*, l'homme va se contaminer en ingérant du poisson cru ou insuffisamment cuit infecté par ce parasite.

On appelle aussi ce parasite le tœnia du poisson ou tœnia large. On connaît surtout le nom tœnia en ce qui concerne la viande crue de bœuf ou de porc.

Ces parasites constituent un danger sanitaire pour l'homme car ils peuvent entraîner des maladies.

2.1.1. Historique

La découverte de ce parasite est marquée par différentes dates :

Des œufs de *Diphyllobothrium* sont retrouvés dans des excréments fossilisés datés de 10000 à 4000 avant Jésus Christ au Chili. Cette maladie est donc une maladie très ancienne et cosmopolite (RENAUD 2011).

1592 - première description d'un ver plat par DUNUS à Locarno (Suisse).

1747 - découverte du lien entre le parasite et le poisson en 1747 par SPORING.

1758 - LINNE met un nom sur l'espèce : *Taenia lata*.

1819 - description scientifique d'une variété de *Taenia* appelé *Bohtriocephalus* puis, *Diphyllobothrium latum*.

Fin du 19^{ème} siècle découverte du mode de fonctionnement de la transmission poisson-humain.

1917 - découverte du 1^{er} hôte : le copépode.

2.1.2. Classification

Voici une classification provenant des travaux de KRUSE et HERBIHAN, (2001), COHEN, (2004), RENAUD, (2011).

Règne : ANIMAL

→ Organismes pluricellulaires, hétérotrophes et habituellement mobiles à un stade de leur développement.

Embranchement : PLATHELMINTES

→ Ver plat hermaphrodite, avec un corps lisse.

Classe : CESTODES

→ Ver de forme rubanée au corps segmenté (à l'état adulte). Comportant un strobile et un scolex.

Ordre : PSEUDOPHYLLIDAE remplacé par DIPHYLLOBOTHRIIDAE

→ Le ver porte des soies sur le tégument. Présence de deux organes de fixation (bothridies) sur le scolex, présence d'un orifice de ponte.

Famille : DIPHYLLOBOTHRIIDAE

Genre : - *Diphyllobothrium*

Espèce : - *latum*,

- *dendriticum*,

- *ursi*,

- *cordatum*,

- *pacificum*,

- *dalliae*,

- *klebanovski* ou *nihonkasien*.

Il existe plusieurs espèces de *Diphyllobothrium* pathogène pour l'homme, mais seul le *Diphyllobothrium latum* est rencontré en France (DUPOUY-CAMET 2006).

Beaucoup d'espèces ont été décrites, mais elles sont plus ou moins spécifiques de certains hôtes et de certaines régions du monde. Voici quelques exemples de spécification.

- Le *D. latum* est un parasite qui « préfère » les humains en tant que hôte définitif car il s'y développe mieux (jusqu'à 12 m) en comparaison avec le chien (70 cm). On le retrouve dans les régions paléarctiques (Europe, nord de l'Asie, nord de l'Afrique et une petite partie du Moyen-Orient) et néarctique (Amérique du nord, Groenland et Nord du Mexique) ce qui regroupe l'holarctique (KRUSE *et al* 2001).

- Le *D. dendriticum* est plutôt un parasite des oiseaux piscivores (mouettes et goélands) et de certains mammifères. On le retrouve en Sibérie, en Alaska et en Amérique du Sud. Le deuxième hôte intermédiaire est un poisson salmonidés.

- Le *D. ursi* est un parasite de l'ours et de l'homme occasionnellement, rapporté chez l'homme au Canada et en Alaska.

- Le *D. cordatum* parasite les phoques, morses et chiens au Groenland, en Islande et au Japon. Le deuxième hôte intermédiaire fait partie de Salmonidés.

- Le *D. pacificum* se retrouve sur la côte Pacifique du continent Américain, au Pérou et en Equateur. Il parasite phoques et otaries, et son deuxième hôte intermédiaire est un poisson d'eau de mer.

- Le *D. dalliae* parasite les chiens et renards en Alaska et Sibérie et a comme deuxième hôte intermédiaire un poisson noir nommé *Dallia pectoralis*.

- Le *D. nihonkasiense* ou *D. klebanovskii* est transmis par l'ingestion de saumon du pacifique. Il sévit dans l'océan Pacifique Nord, mais on ne connaît pas l'hôte définitif naturel : l'homme serait un hôte définitif accidentel.

2.1.3. Cycle et morphologie

Le cycle de vie du *Diphyllobothrium sp* se déroule dans l'eau douce et le parasite à besoin de trois hôtes pour se développer (figure 5).

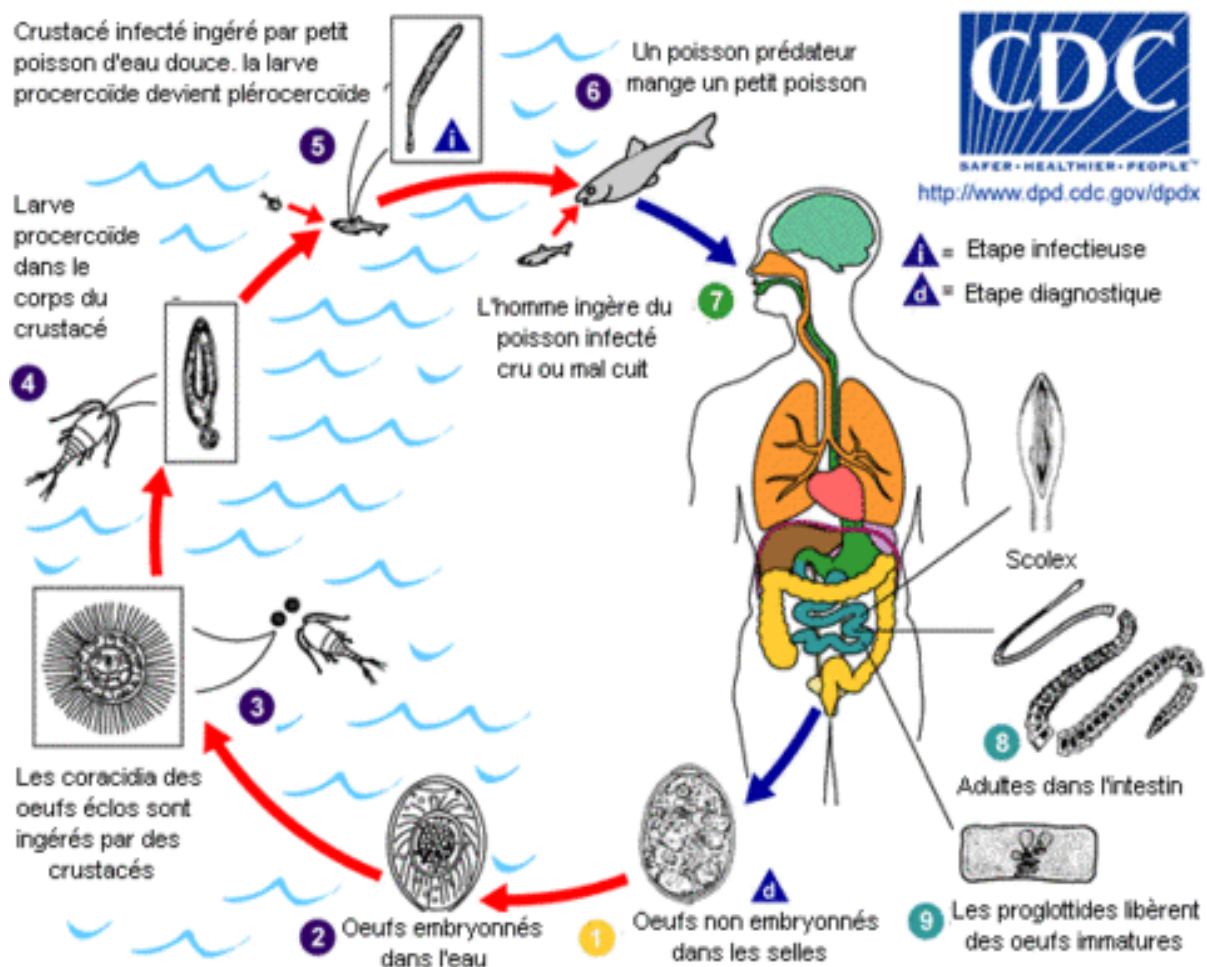


Figure 5 : Schéma du cycle du *Diphyllobothrium latum* (Centers for Disease Control 2010)

Pour se développer et arriver à maturation, ce parasite a besoin de trois hôtes :

- L'homme ou le chien (mammifère). Le parasite sera sous forme adulte et œuf dans l'intestin.
- Un copépode. C'est un petit crustacé marin qui constitue le plancton dans lequel le parasite sera sous forme de coracidium.
- Des poissons d'eau douce. Le parasite sera ici sous forme de larve (procercoïde et plérocercocœide).

Le parasite réside chez l'homme dans l'intestin sous la forme d'adulte, il peut atteindre jusqu'à quinze mètres de long et peut survivre plusieurs années.

Dans l'intestin, le tænia va produire des milliers d'œufs par jour qui seront évacués par les selles.

2.1.3.1. Les œufs

On retrouve les œufs dans les selles de l'hôte définitif infecté (figure 6). En présence d'eau et de conditions favorable l'œuf pourra se développer.

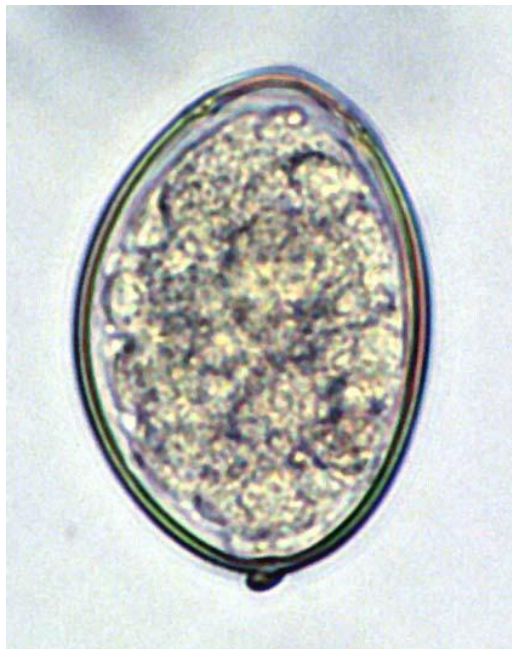


Figure 6 : Photo d'un œuf de *D. latum* 55-65 x 38-42 μm (Upton sans date)

Sur la figure 6 on peut observer un œuf non embryonné de forme ovale. Ces œufs peuvent mesurer jusqu'à 70 μm de long et 50 μm de large. Ils sont brun clair.

On observe à une extrémité un opercule (figure 6) et à l'autre une petite excroissance (figure 7).

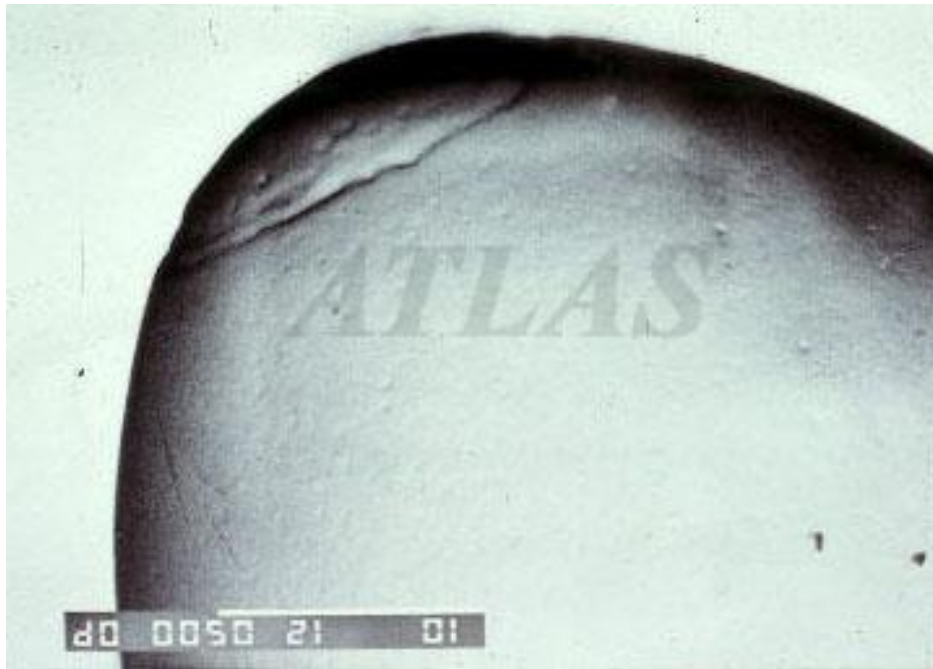


Figure 7 : Photo d'un œuf de *D. latum* (Web Atlas of Medical Parasitology 2003)

La forme des œufs est très caractéristique et permet le diagnostic de la maladie.

Ces œufs renferment deux masses syncytiales formant la pseudo-morula.

Pour le développement, les œufs doivent être dans l'eau, avec une température optimum de 18 à 20°C pour un développement rapide. En dessous de 8°C le développement embryonnaire est inhibé et cesse à des températures inférieures à 0°C.

Dans de bonnes conditions l'embryon se développe pour former ce que l'on appelle le coracidium, au début toujours dans l'œuf operculé.

2.1.3.2. Le coracidium

Dans l'œuf on peut observer le coracidium avec six petits crochets et deux protonéphridies qui correspondent à l'ébauche des futurs organes excréteurs.

Deux à trois semaines après la ponte, le coracidium sort de l'œuf par l'opercule libéré dans l'eau (figure 8). Il nage rapidement car il est cilié sur toute sa surface : les cils mesurent 10 à 30 µm de long et le coracidium mesure 40 à 50 µm de diamètre.

C'est le seul moment de son évolution où le parasite se déplace librement.

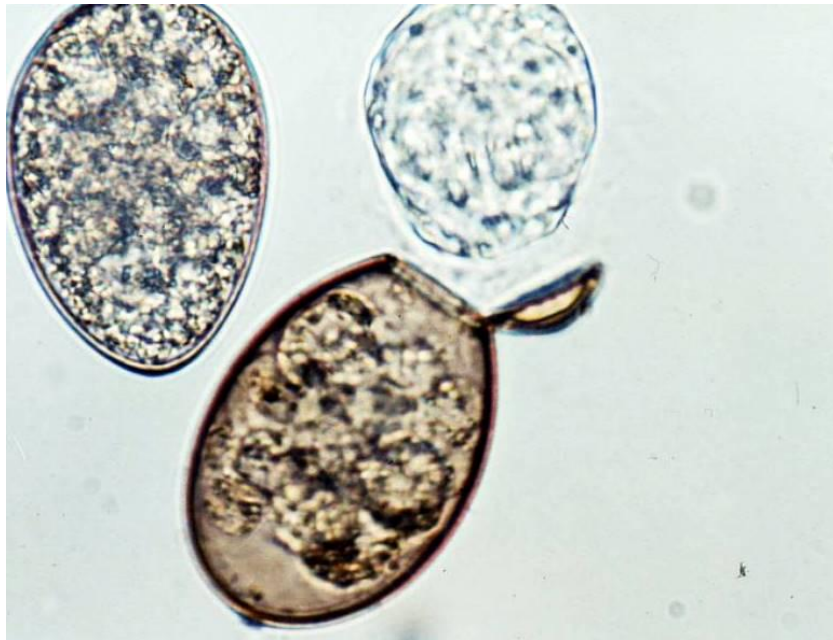


Figure 8 : Photo d'un œuf de *D. latum* avec l'opercule ouverte (RACANIELLA 2010)

Le coracidium a alors entre trois et cinq jours pour trouver son premier hôte intermédiaire sinon il ne survivra pas. Il doit de plus être dans une eau à température comprise entre 8 et 30°C et dont la salinité ne dépasse pas 0,4 %. C'est pour cela qu'il ne survit pas dans les mers et océans où la salinité est en moyenne de 3-5 % (RENAUD 2011).

Le premier hôte est un copépode (figure 9 et 10) aussi appelé « puce d'eau ». C'est un petit crustacé chez qui l'infestation du parasite ne provoque pas spécialement de réaction inflammatoire ce qui permet la survie de l'hôte et le développement normal du parasite.

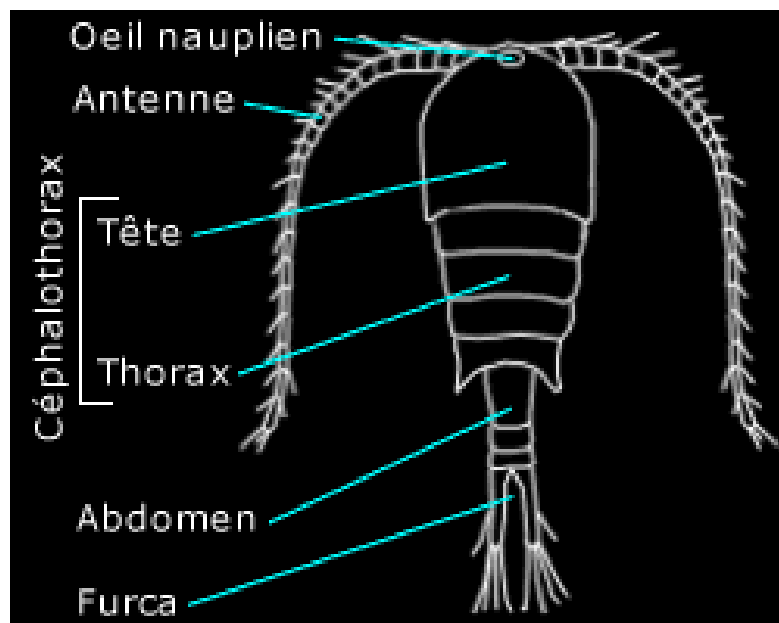


Figure 9 : Schéma d'un copépode (GASPARINI sans date)



Figure 10 : Photo d'un copéode (GASPARINI sans date)

Le coracidium est donc ingéré par le copéode, il se retrouve dans la cavité gastrique de l'hôte. L'embryon hexacanthé se libère de l'embryophore. Il perce ensuite la paroi gastrique à l'aide de ses crochets et passe dans la cavité générale du copéode.

Le coracidium évolue alors en deux à trois semaines en larve procercoïde.

Un même copéode peut héberger plusieurs larves procercoïdes.

2.1.3.3. La larve procercoïde

Cette larve mesure 160 à 200 μm sur 60 à 80 μm (figure 11).

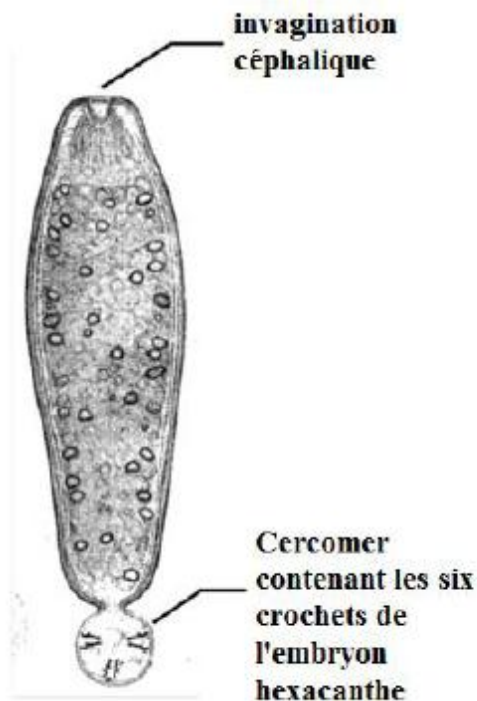


Figure 11 : Photo d'une larve procercoïde (RENAUD 2011)

A ce stade la larve ne possède pas de scolex, seulement une invagination céphalique et à l'autre extrémité elle a un appendice caudal sphérique contenant les six crochets. (RENAUD 2011). Cet appendice porte le nom de cercomer (SCHOLZ *et al* 2009).

Elle se développe encore deux à trois semaines dans le crustacé.

Les copépodes sont une partie très importante du plancton et participent à la nourriture des petits poissons.

Le copépode sera donc ingéré par un petit poisson pouvant lui même être ingéré par un plus gros.

Quand le procercoïde est dans le poisson (le dernier hôte intermédiaire), la suite de son développement mène au stade larvaire plérocercœide, capable d'infecter l'hôte définitif.

2.1.3.4. La larve plérocercœide

Le plérocercœide est de forme rubanée, striée, blanchâtre, de 1 à 2 cm de longueur sur 2 à 3 mm de largeur (figures 12 et 13) ; elle ne s'enkyste généralement pas chez l'hôte.

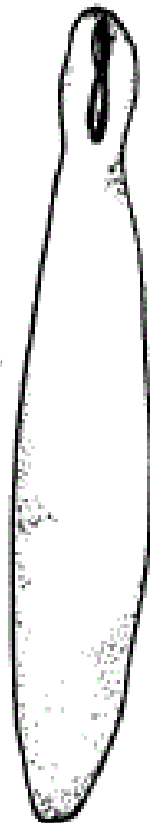


Figure 12 : Schéma d'une larve plérocercœide de *D. latum*



Figure 13 : Photo d'une larve plérocercóide de *D. latum* (SCHOLTZ 2009)

Elle possède un scolex avec la présence de deux bothridies.

Ces larves n'entraînent pas de réaction inflammatoire ce qui implique la survie de l'hôte et du parasite et donc une très grande possibilité d'infestation de l'hôte intermédiaire et par conséquent de l'hôte définitif aussi. Certaines espèces de poissons peuvent être infectées par des centaines de parasites.

La localisation de la larve plérocercóide chez le poisson va dépendre de l'espèce du parasite et du poisson. Selon l'espèce, le parasite sera dans la cavité abdominale, dans le muscle ou dans la paroi intestinale par exemple.

La larve est à ce niveau sensible à des températures inférieures à -10°C et supérieures à 50°C (RENAUD 2011).

L'hôte définitif n'est pas spécifique, tout dépend de l'espèce de *Diphyllobothrium*, il peut s'agir de l'homme, du chien, de l'ours, du porc et d'autres animaux sauvages.

L'homme va s'infecter en mangeant du poisson cru ou insuffisamment cuit.

La larve une fois ingérée résiste au suc gastrique de l'estomac et se retrouve dans l'intestin grêle. Elle s'accroche alors grâce à ses bothridies aux villosités intestinales. La larve grandit très rapidement de l'ordre de 5 à 20 cm par jour (RENAUD 2011).

En deux à trois semaines, la larve devient alors très grande et adulte.

2.1.3.5. L'adulte

A ce stade, le parasite est dans l'intestin de l'hôte définitif : c'est un ver plat et large mesurant jusqu'à quinze mètres de long (figure 14).

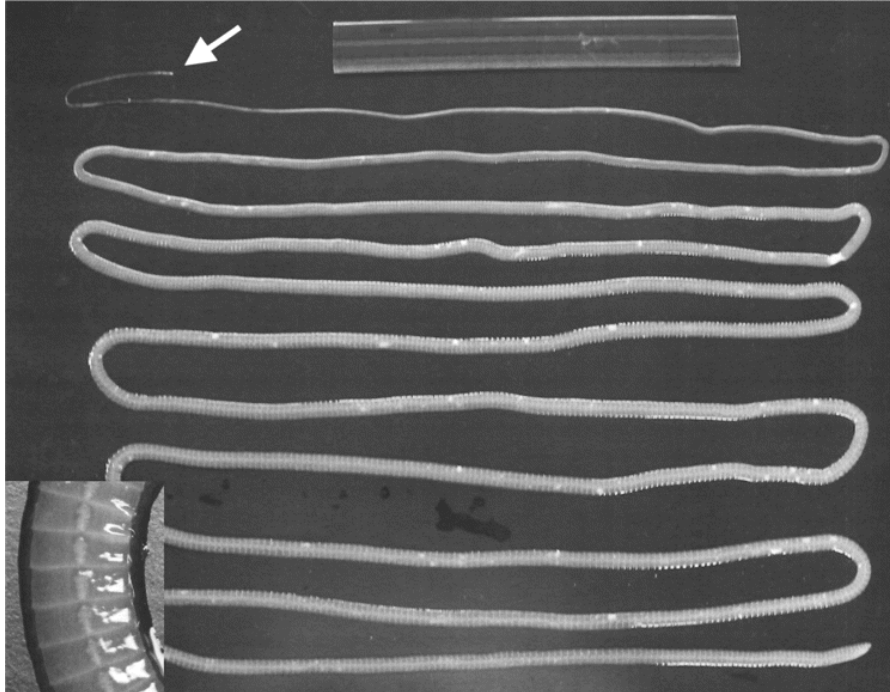


Figure 14 : *Diphyllobothrium sp* non fragmenté (HARADA *et al* 2006)

Le ver est composé de trois régions distinctes :

- Le scolex et le cou : le scolex (figure 14) correspond aux premiers millimètres du strobile : c'est une partie musculaire dépourvue de crochets mais qui a deux bothridies correspondant à l'organe d'attachement : ce sont deux lèvres ; une côté ventral et une côté dorsal. Le scolex n'a pas d'ouverture buccale : le ver s'alimente donc par absorption (KRUSE *et al* 2001). Le cou est la partie située juste après le scolex : c'est une zone de croissance.



Figure 15 : Photo du scolex d'un *Dyphyllobothrium latum* (Web Atlas of Medical Parasitology, 2003)

- Zone de segmentation : c'est la partie du ver située après le cou. C'est une zone où les proglottis (segments) sont immatures et indifférenciés, sans structure interne.

- Le strobile : c'est le reste du corps. Les proglottis sont ici matures et sexuellement différenciés (figure 16).

Chaque proglottis est doté du système reproducteur mâle et femelle. L'appareil génital mâle est réparti sur le côté dorsal du segment, avec des follicules testiculaires nombreux de forme ovale à sphérique et convergeant vers un canal déférent.

L'appareil génital femelle est situé sur le côté ventral du segment, contenant un ovaire bilobé et des follicules vitellins. Le vagin et une bourse copulatrice (contenant les organes copulateurs masculins) débouchent ventralement sur un atrium génital commun. L'utérus est tubulaire et s'étend antérieurement à l'ovaire, à l'extérieur, des anneaux forment une rosette (SCOLZ *et al* 2009) ce qui lui vaut le nom « d'utérus en rosette ».

Le pore génital est situé au milieu de chaque segment (COHEN 2004, RENAUD 2011).

La fin du strobile est constituée de segments dépourvus d'œufs et se détacheront.



Figure 16 : *Diphyllbothrium latum* adulte (ANOFEL 2011)

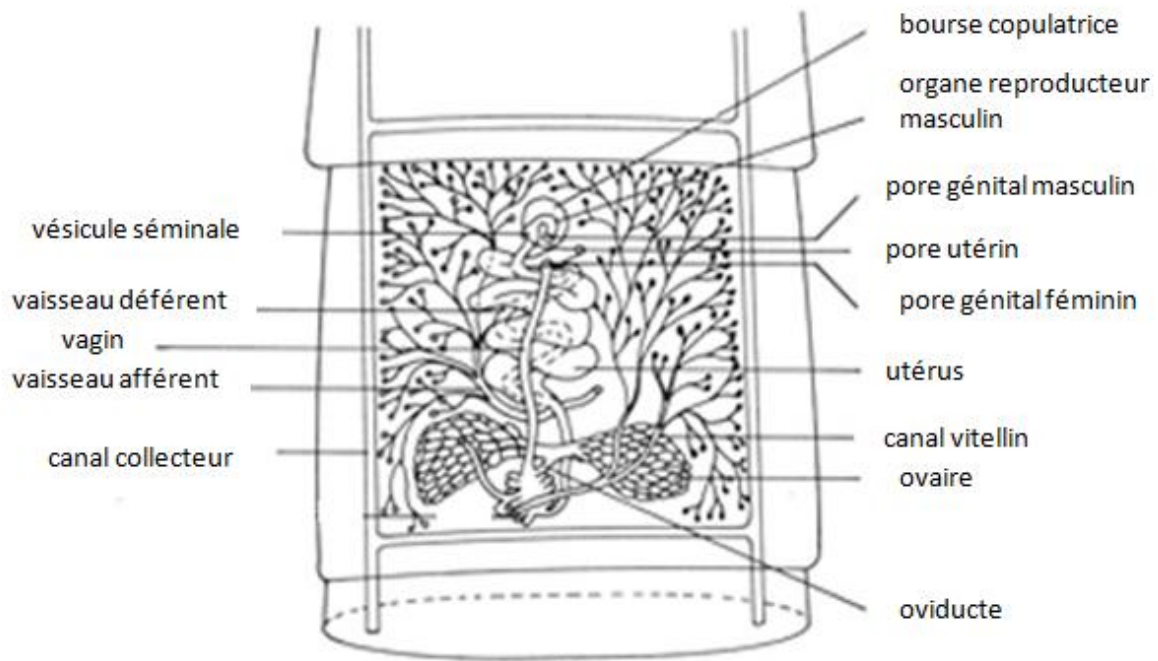


Figure 17 : Schéma d'une coupe longitudinale d'un proglottis de *Diphyllbothrium sp* (sans source)

Un ver adulte peut atteindre jusqu'à quinze mètres : il est constitué de milliers de proglottis.

Le parasite étant hermaphrodite, il est capable d'auto-fécondation (KRUSE *et al* 2001). Chaque proglottis contient les deux appareils reproducteurs (figure 17) : donc chaque segment va produire ses propres œufs, c'est-à-dire des milliers d'œufs par jour, ce qui amène au total à la production de millions d'œufs par jour pour un ver.

Les œufs sont ainsi libérés dans l'intestin de l'hôte et se retrouveront dans les selles.

2.1.4. Epidémiologie

Le recensement des cas humains est difficile car les symptômes sont discrets et n'entraînent pas tout le temps une consultation, et si consultation il y a, le médecin n'arrive pas à la conclusion d'une diphyllbothriose. En effet il va directement mettre en place un traitement antihelminthique sans se préoccuper de savoir quel est exactement le parasite en question.

Si le médecin demande une analyse des selles par le laboratoire, le diagnostic au laboratoire s'arrête au niveau du genre ; ils ne rechercheront pas l'espèce car en plus de l'analyse morphologique il faut faire une analyse moléculaire pour la préciser, ce qui demande un savoir-faire et du matériel adéquat.

2.1.4.1. Dans le monde

C'est une maladie cosmopolite. En 1973 on recense neuf millions de cas dont cinq millions en Europe et quatre millions en Asie.

Au Japon : (RENAUD 2011)

Depuis 1970 il est recensé environ 100 cas par an.

Les espèces incriminées sont : *Diphyllobothrium latum*,
Diphyllobothrium nihonkasien (19^{ème} siècle).

En Russie : (RENAUD 2011)

A l'ouest dans les régions frontalières avec la Finlande, de 1939 à 1945 la prévalence était jusqu'à 80 % sur les rives du Lac Ladoga, et elle a diminué dans les années 70 grâce à des mesures sanitaires importantes.

Les régions bordant l'océan arctique sont aussi très touchées.

Les espèces impliquées sont : *Diphyllobothrium nihonkasien* (*D. klebanovski*),
Diphyllobothrium dendriticum.

En Amérique du Nord : (SCHOLZ *et al* 2009, RENAUD 2011)

Aux Etats-Unis, les cas sont récents : le 1^{er} cas est rapporté en 1906 chez un enfant du Minnesota. Il serait dû à l'arrivée d'immigrants scandinaves.

Au Canada, les cas rapportés provenaient de l'importation de poissons des grands lacs.

En Alaska, en 1950, 10 % des esquimaux et 15 % de leurs chiens étaient infectés.

Avant 1982 c'était une maladie à déclaration obligatoire recensée par le CDC (Center of Disease Control). En voici quelques chiffres :

1977-1981 : 125-200 cas au Canada et en Alaska,

1979 : 17 cas

1980 : 64 cas

1981 : 52 cas



sur la côte Ouest (consommation de poisson
frais en provenance d'Alaska).

Le CDC estime aujourd'hui le nombre de cas annuels à quelques douzaines.

Les espèces impliquées sont : *Diphyllobothrium latum*,
denditicum,
lanceolatum,
ursi.

En Amérique du sud : (RENAUD 2011)

Le premier cas est déclaré en Argentine en 1911 puis au Chili en 1950.

On compte 13 cas en Argentine entre 1986 et 1995.

Les espèces retrouvées sont : *Diphyllobothrium latum*,

Diphyllobothrium dendriticum.

En Europe : (RENAUD 2011)

La Finlande est une zone de forte endémie comme le montrent ces quelques chiffres :

1945 : 20 % de contamination

1952 : 20-25 %

1982 : 1-3 %

1978-1989 : 0,3-3,8 %

1993 : <1 %

1980-2000 : 20 cas/an

2000-2004 : 19-31 cas/an

2005-2007 : 9 cas

La diminution du pourcentage de contaminés est due à l'application de mesures de santé publique et de mise en place de stations d'épuration.

On retrouve comme espèces impliquées : *Diphyllobothrium latum*,

dendriticum,

nihonkasien.

En Estonie, au 20^{ème} siècle, 70 % de la population étaient contaminés, en général par le *Diphyllobothrium latum* :

1975 : 715 cas,

1997 : 444 cas,

2002 : 26 cas.

2.1.4.2. Contamination en France

En France, c'est le pourtour du Lac Léman où l'on va trouver le plus de cas. C'est ainsi qu'ont été détectés entre 1993 et 2000, dans les laboratoires de Haute-Savoie, 22 cas de bothriocéphalose contractés après ingestion de poissons du lac Léman (perche et omble chevalier) (DUPOUY-CAMET *et al* 2002).

Cette région des grands lacs alpins (frontière France-Italie-Suisse) est considérée comme un foyer historique de diphyllbothriose. Voici quelques chiffres concernant la contamination de cette zone :

- 1980-1994 (GOLAY et MARIAUX 1995) : 24 cas,
- en 2004 (DUPOUY-CAMET et PEDUZZI 2004) : entre 1993 et 2002, 72 cas recensés,
- 2002-2007 : 274 cas rapportés sur les rives du Lac Léman (RENAUD 2011).

2.1.4.3. Les poissons à risque

Les poissons contaminés sont en général des poissons d'eau douce (ou migrateurs).

Voici quelques exemples de poissons à risque selon les espèces de *Diphyllbothrium* incriminés (RENAUD 2011).

On retrouve le *Diphyllbothrium latum* chez :

La perche (*Perca fluviatilis*),

La lotte de rivière (*Lota lota*),

Le brochet (*Exos lucius*).

On retrouve le *Diphyllbothrium nihonkasiense* chez le saumon du Pacifique (genre *Oncorhynchus*) au Japon ou importé en Europe.

On retrouve le *Diphyllbothrium dendriticum* chez la truite (*Oncorhynchus mykiss* ou *Salmo trutta*).

Dans le cas de la contamination du saumon, c'est le saumon sauvage qui est contaminé car le saumon d'élevage ne remonte pas les rivières et a donc moins de chance d'être contaminé. Son risque de contamination est proche de zéro.

2.1.4.4. Répartition géographique en fonction des habitudes alimentaires

Les habitudes alimentaires peuvent être responsables d'une augmentation du risque de contamination. En effet, selon les régions les populations ont des cultures locales qui entraînent la consommation de poisson cru.

Voici quelques exemples de tendances culinaires incitant à la consommation de poisson cru d'après les ouvrages : (DUPOUY-CAMET *et al* 2006, SCHOLZ *et al* 2009, RENAUD 2011).

Dans les pays scandinaves :

- La marinade à température ambiante : le poisson est ici placé dans un liquide et macère à température ambiante pendant un certain temps.

- Le Gravlax (d'origine suédoise) préparé à partir de filets de saumon cru entre lesquels on ajoute du sel et des épices et que l'on laisse macérer au frais pendant deux ou trois jours.

- Le gelite fish (spécialité juive) consiste à la préparation de boulettes de poisson haché à base de perche, carpe, brochet ou saumon et dont le temps de cuisson est très bref et souvent insuffisant.

Dans les pays baltes, en Eurasie :

- Le stragonina qui correspond à de fines tranches de poisson cru glacées.

En Amérique du Sud :

- Le céviche (spécialité d'Amérique latine) est une marinade de fruits de mer.

Au Japon :

- Les sushi et sashimi sont des plats à base de riz et de poisson cru.

Dans les régions alpines :

- La perche est utilisée pour faire des carpaccios (fines tranches de poisson cru servi frais).

En France :

- Les tartares maisons à base de chair de poisson cru.

Les tendances culinaires « à risques » favorisent la consommation de poisson cru ou peu cuit. En effet, à partir des années 1990, on remarque l'apparition de restaurants japonais dans les pays européens et l'engouement des européens pour ce style de cuisine.

Il existe aussi des comportements à risques comme les pêcheurs qui ont tendance à consommer le poisson cru ou les personnes qui cuisinent et qui goûtent les préparations avant de les cuire.

2.1.5. Nutrition

Ce parasite ne comporte pas de système digestif, il se nourrit donc par absorption.

Il va se nourrir du chyme intestinal et surtout de la vitamine B12. En effet son absorption compétitive de la vitamine B12 avec son hôte est la conséquence de ses besoins pour sa croissance très rapide et la formation abondante d'œufs.

La vitamine B12 ou cobalamine est une vitamine essentielle dans le métabolisme des cellules du corps humain en particulier pour les cellules sanguines. Elle intervient aussi dans le bon fonctionnement du système nerveux central. Le *Diphyllobothrium* en se nourrissant, peut entraîner une carence en vitamine B12 jusqu'à l'apparition d'une anémie (très rare) (KRUSE *et al* 2001 ; SCHOLZ *et al* 2009).

2.2. Physiopathologie de la maladie

2.2.1. Présentation

La diphyllobothriose ou bothriocéphalose est une parasitose due à la consommation de poisson cru ou insuffisamment cuit hébergeant des larves plérocercoides de *Diphyllobothrium sp.* (COHEN 2004).

Le parasite s'attache aux villosités de la paroi intestinale avec son scolex en introduisant une ou deux villosités dans les bothridies du scolex. Une fois les villosités endommagées par les ventouses, le scolex se déplace vers un autre site d'attache en laissant l'ancienne zone qui sera le siège d'une inflammation (RENAUD 2001).

Cette maladie n'est pas mortelle, elle est parfois asymptomatique, et d'autres fois symptomatique.

L'incubation est d'environ un mois (DUPOUY-CAMET 2006).

On retrouve comme symptômes, les troubles digestifs type nausées, douleurs abdominales, diarrhées, distension abdominale, flatulences, crampes abdominales, amaigrissement, asthénie, vertiges (DUPOUY-CAMET 2006), céphalées, réaction allergique, faim et plus rarement obstruction intestinale. Une migration de segment peut entraîner cholécystite ou angiocholite (SCHOLZ *et al* 2009).

Dans 40 % des cas, l'absorption de vitamine B12 par le parasite entraîne une carence et dans 2 % peut entraîner une anémie (SCHOLZ *et al* 2009, RENAUD 2011).

2.2.2. Diagnostic

Malgré les signes d'alerte peu spécifiques, la symptomatologie peut orienter le diagnostic vers une parasitose intestinale.

L'identification du parasite n'est en général pas complète, les biologistes identifient le parasite seulement au niveau du genre. L'identification des espèces est difficile car le procédé implique des techniques moléculaires nécessitant du personnel qualifié (SCHOLZ *et al* 2009).

2.2.2.1. L'anamnèse

Il est important dans ce type de diagnostic de rechercher la consommation de poisson cru ou insuffisamment cuit par la mise en évidence d'un repas suspect ou d'habitudes alimentaires pouvant être la cause de la maladie.

2.2.2.2. En laboratoire

Le diagnostic se base sur la reconnaissance morphologique du parasite.

- Morphologie des œufs

L'examen parasitologique des selles permet l'observation des œufs caractéristiques. Cependant, les œufs étant produits en grande quantité, ils ne sont pas pour autant présents dans tous les cas. On doit donc faire des prélèvements répétés à différents moments et sur des spécimens de selles différents (COHEN 2004).

A l'observation, dans le cas du *Diphyllobothrium latum*, (figure 18) les œufs sont ovoïdes, avec un opercule. Ils mesurent jusqu'à 70 µm de long et 50 µm de large, sont de couleur jaune brun (SCHOLZ *et al* 2009).

- Morphologie des proglottis

Si la diagnose d'espèce des œufs s'avère difficile, une purgation saline peut permettre l'évacuation de proglottis qui pourront être examinés (COHEN 2004). En effet, dans le cas du *D. latum*, (figure 18) les proglottis peuvent être observés macroscopiquement dans les selles. Ils sont caractérisés par des segments plus larges que longs, ayant un pore génital en position médiane (RENAUD 2011).

Mais il ne semble cependant pas y avoir de différences significatives entre les espèces (taille, forme, pore génital ou morphologie de l'utérus).

Il faut noter que, contrairement aux cas d'autres ténias, il n'y a pas d'émission spontanée de proglottis, cette émission se fait exclusivement avec les selles et aléatoirement. Leurs flétrissements étant rapides après émission, l'examen coproscopique peut ne rien donner et l'identification peut être ainsi très délicate (COHEN 2004).

- Morphologie du scolex et des crochets

Comme le montre la figure 18, la forme du scolex et la taille des crochets sont caractéristiques des différents ténias. Dans le cas du *D. latum*, le scolex comporte deux bothridies.



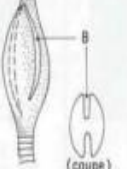




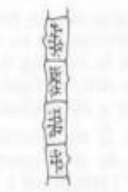

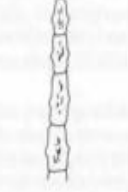






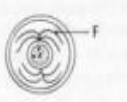

Nom	<i>Taenia saginata</i>	<i>Taenia solium</i>	<i>Diphyllobothrium latum</i>	<i>Dipylidium caninum</i>	<i>Hymenolepis nana</i>	<i>Hymenolepis diminuta</i>
Répartition géographique	Cosmopolite	Cosmopolite	Europe du Nord	Cosmopolite	Afrique du Nord	Italie Amérique du Sud
Longueur	6-8 m	6-8 m	2-10 m	0,15-0,40 m	0,10-0,25 m	0,30-0,70 m
Scolex V : ventouse R : rostre B : bothridie						
Anneaux P : pore génital U : utérus						
Œuf C : crochet F : filament						
Taille	50 µm	40 µm	80 x 50 µm	40 µm	50 x 60 µm	70 µm
Forme	Ovale	± Arrondie	Ovale	Arrondie	Arrondie	Arrondie
Couleur	Marron	Marron	Jaune clair	Jaune clair	Incolore	Incolore
Coque interne	Epaisse (4-5 µm) striée	Epaisse (5-6 µm) striée	Mince operculée	Lisse	Fine, avec deux mamelons	Lisse, mamelon inconstant
Contenu	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé	Cellules vitellines	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé	Embryon hexacanthé
Délai d'apparition dans les selles	3 mois	3 mois	45 jours	20 jours	20 jours	15 jours

Figure 18 : Caractères morphologiques des différents cestodes (BOUREE 2012)

En coprologie, l'absence de scolex, ainsi que des tissus de ver généralement endommagés, ne permettent pas d'observer de façon précise d'éventuels critères morphologiques d'espèces. Par exemple pour l'identification des œufs, l'observation des crochets de l'oncosphère est très difficile car ses œufs émis (donc observés) ne sont pas encore embryonnés. Leur maturation peut prendre plusieurs jours dans l'eau (ce qui est difficile à réaliser en laboratoire).

Les examens réalisés en laboratoire présentent l'avantage d'être peu coûteux et facilement réalisables. Pour l'identification de l'espèce on va être amené à la réalisation d'analyses moléculaires. Cette précision dans la diagnose est intéressante pour étudier l'épidémiologie du parasite, mais elle n'aura pas de conséquence en ce qui concerne la thérapeutique qui s'ensuit (RENAUD 2011).

- L'analyse moléculaire

A l'heure actuelle elle représente l'outil le plus fiable pour identifier les échantillons au niveau de l'espèce. Cette analyse est basée sur le séquençage des ADN nucléaire et mitochondrial en particulier la séquence du gène COX1 qui semblerait être une bonne cible pour l'identification des espèces en raison de son taux élevé de mutations (SCHOLZ 2009).

- Sérologie

Il n'existe pas de diagnostic sérologique spécifique pour cette maladie (RENAUD 2011). On peut observer dans certains cas une hyperéosinophilie avec des polynucléaires hypersegmentés (BOUREE 2012).

2.2.3. Traitement

Historiquement, le traitement des cestodoses était fondé sur une base végétale dont le rôle était essentiellement purgatif. La plupart des traitements utilisés étaient alors inefficaces et pour certains toxiques (COHEN 2004).

Aujourd'hui la médecine a évolué : il existe des médicaments taenicides efficaces comme le niclosamide et le praziquantel lequel a une indication plus large que le niclosamide.

Il faut noter que l'identification spécifique de l'espèce n'est pas indispensable pour le traitement de la plupart des infections par *Diphyllobothrium* car ces traitements ont une action moins spécifique.

2.2.3.1. Le niclosamide : TREDEMINE®

La Trédémine® fait partie de la famille des anthelminthiques. C'est un taenicide dont l'indication est le traitement des taeniasis à *Tænia saginata* (bœuf), *Tænia solium* (porc), *Diphyllobothrium latum* (poisson), et à *Hymenolepis nana*.

La boîte contient quatre comprimés qui doivent être mastiqués longuement et complètement, puis avalés avec très peu d'eau pour que le médicament arrive au niveau de l'estomac sous forme pulvérulente (de poudre). Pour les enfants de moins de six ans, il faudra écraser préalablement les comprimés.

Ici on ne parlera que de l'utilisation du traitement dans le cas d'une infection à *Diphyllobothrium latum* (VIDAL ; DOROSZ *et al* 2012) :

Le patient devra la veille au soir faire un repas léger et rester à jeun pendant les trois heures suivant la dernière prise, sans boire, ni manger, ni fumer.

Le traitement dure un jour :

- Chez l'adulte et l'enfant de plus de 25 kg (soit environ 8 ans) :

deux prises : - 2 comprimés le matin à jeun,

- 2 comprimés une heure plus tard.

- Chez l'enfant de 12 à 25 kg (soit environ de trente mois à 8 ans) :

deux prises : - 1 comprimé le matin à jeun,

- 1 comprimé une heure plus tard.

- Chez le nourrisson de moins de 12 kg (soit moins de 30 mois) :

deux prises : - ½ comprimé le matin à jeun,

- ½ comprimé une heure plus tard.

Le niclosamide est un antihelminthique dont le mécanisme d'action permet d'inhiber le mécanisme de protection du ver contre les protéases intestinales, ce qui explique la destruction du strobile et du scolex lors de la cure (COHEN 2004).

2.2.3.2. Le praziquantel : BILTRICIDE®

Le Biltricide® fait partie de la famille des antihelminthiques. C'est un antibilharzien dont les indications sont les infections parasitaires par les trématodes dont (VIDAL ; DOROSZ *et al* 2012) :

- bilharzioses : *Schistosoma haematobium*, *S. intercalatum*, *S. japonicum*, *S. mansoni*.

- distomatoses : *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis viverrini*, *Paragonimus westermani*.

Il existe pour ce médicament des indications hors AMM tel que les taeniasis et les cysticercoses (DOROSZ *et al* 2012).

Dans le cas d'une diphyllobothriose la posologie est de 10 mg/kg en une prise unique.

Ce médicament est extrêmement efficace contre *Taenia sp* et *Diphyllobothrium sp* (supérieure à 95 %). Des précautions sont à prendre dans les régions où *T. solium* est endémique, car un risque de cysticercose cérébrale a été rapporté.

Les effets secondaires du praziquantel sont très faibles et ne requièrent en général pas de traitement. Des personnes très parasitées peuvent éventuellement présenter des maux de tête, des malaises abdominaux, des nausées ou une hyperthermie.

A la suite des traitements antihelminthiques, la partie proximale du ver se lyse, et le reste du strobile est évacué en quelques heures. C'est pourquoi il est difficile de confirmer l'expulsion du scolex, non observable puisque désintégré. L'élimination du ver continue dans les jours qui suivent, et les symptômes, si présents, régressent rapidement. Il faut toutefois noter que ces traitements ne sont pas ovicides : la dispersion des selles doit donc continuer à être évitée.

Le traitement est considéré efficace si des coprologies réalisées à intervalles suffisamment longs reviennent négatives. Ces intervalles correspondent au temps nécessaire pour que le scolex éventuellement survivant produise à nouveau des anneaux, c'est-à-dire la période de un mois pour *Diphyllobothrium* (RENAUD 2011).

2.3. Prophylaxie

Eviter un comportement à risque, c'est-à-dire détourner les aliments à risque donc éviter de consommer les espèces souvent contaminées ou ne pas les manger crues, éviter la consommation de matière première fumée ou marinée. Ce qui peut être frustrant et très limité.

En ce qui concerne la larve plérocercóide, elle n'est pas résistante à la chaleur : une cuisson du poisson à une température de 55°C pendant cinq à dix minutes suffit à la tuer. Toutefois cette température doit être atteinte pour toute la pièce à cuire : il faudra donc s'assurer d'une cuisson appropriée. On peut vérifier que toutes les parties du poisson soient bien cuites, et que la chair se décolle facilement des arêtes (RENAUD 2011).

Une congélation à -20°C pendant au moins vingt-quatre heures pour les poissons destinés à être consommés crus, est classiquement recommandée pour la lutte contre les parasites du poisson (RENAUD 2011).

La US Food and Drug Administration (FDA) a suggéré que les poissons destinés à la consommation doivent être congelés à -35°C pendant quinze heures ou à -20°C au moins pendant sept jours (SCHOLZ *et al* 2009).

La salaison permet de réduire le potentiel d'infection, mais cela peut prendre plusieurs jours en fonction de la taille du poisson et des volumes de sel utilisés. La FDA considère la salaison comme pouvant diminuer le risque parasitaire mais en aucun cas le réduire à un niveau acceptable. Il en est de même pour les marinades (RENAUD 2011).

Le fumage à chaud, contrairement au fumage à froid, à une température suffisamment élevée (supérieure à 60°C) permettrait de se prévenir du risque de contamination (RENAUD 2011).

Les stations d'épuration et l'utilisation des installations sanitaires représentent les mesures les plus efficaces pour éviter la contamination des eaux mais n'élimine pas le parasite des eaux des lacs à 100 %.

Le traitement des personnes infectées est aussi très important. En effet, les déjections d'un seul être humain infecté peuvent contaminer tout un lac. Dans certains pays, des campagnes de traitement massives ont été entreprises, mais sans permettre toutefois une élimination du parasite des zones concernées. De plus, la personne traitée par antihelminthiques va expulser le reste du strobile dans les jours qui suivent : ses segments (contenant une quantité très importante d'œufs) seront intuitivement jetés dans les toilettes, alors qu'ils devraient être préalablement brûlés ou bouillis afin de les rendre inoffensifs (RENAUD 2011).

PARTIE 2 : PROPHYLAXIE

1. LA PROPHYLAXIE COLLECTIVE : COMMENT EVITER OU ELIMINER UNE CONTAMINATION AU NIVEAU INDUSTRIEL ?

En France et dans le monde entier, la consommation de poissons et produits aquatiques est en augmentation constante. L'hexagone est classé 4^{ème} producteur européen de produits de la pêche et 2^{ème} pays au monde en terme d'espace maritime (en comptant l'OUTRE-MER) (FranceAgriMer 2009).

De la mer à l'assiette, le poisson est transformé. A chaque étape les acteurs s'attachent à garantir la fraîcheur et la qualité du poisson (figure 19).

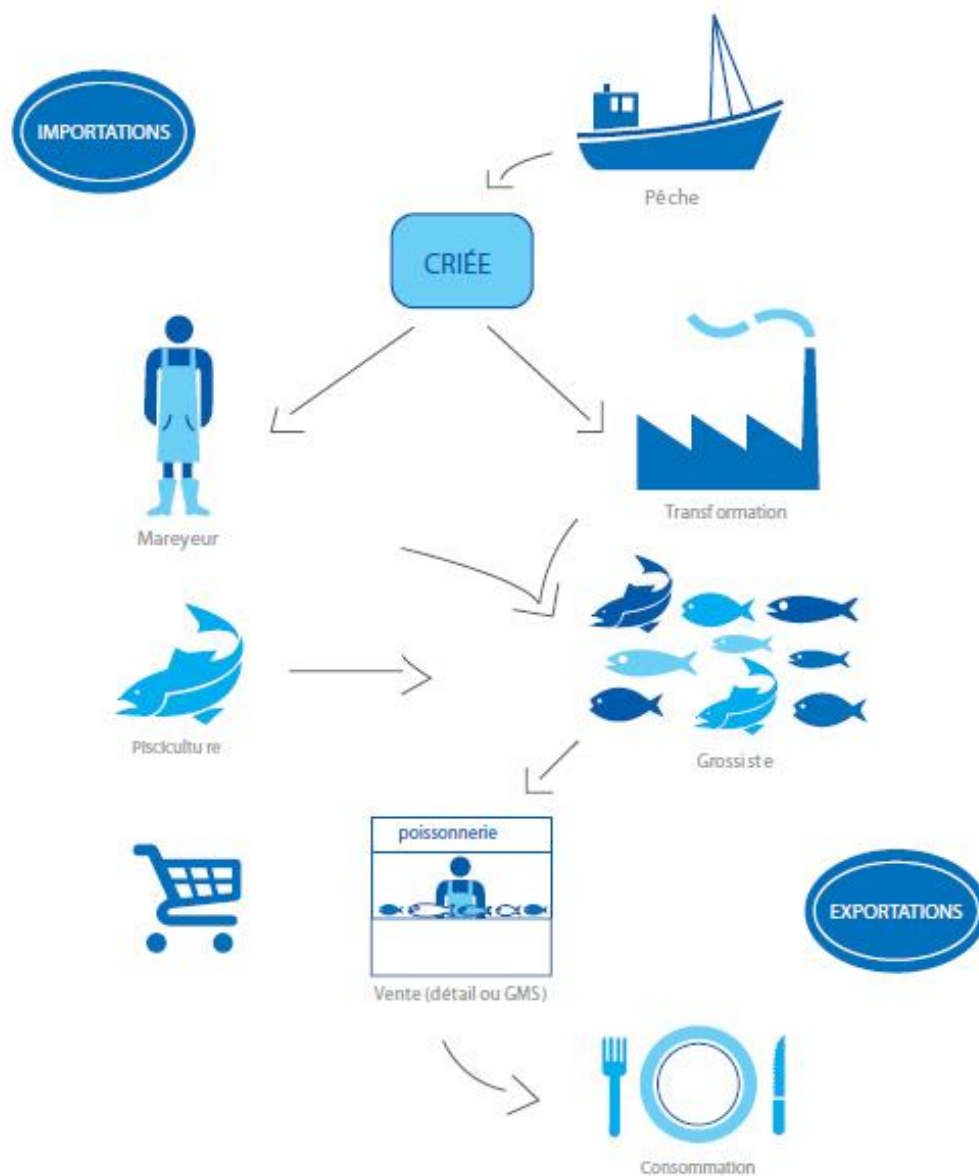


Figure 19 : Transformation du poisson (FranceAgriMer 2009)

Toutes ces étapes sont propices à une contamination du poisson : c'est pourquoi des réglementations ont été mises en place pour avoir une hygiène optimale et un poisson bon à la consommation.

L'Union Européenne a adopté un ensemble de textes législatifs dont l'objectif général est la mise en place d'une politique unique et transparente en matière d'hygiène, applicable depuis janvier 2006. Cet ensemble de textes législatifs est appelé « Le PAQUET HYGIENE » (voir annexe 1). Il est applicable à toutes denrées alimentaires et à tous exploitants du secteur alimentaire. Il garantit un niveau élevé de protection de la santé du consommateur.

En plus du « PAQUET HYGIENE », il existe la méthode HACCP ou Hazard Analysis Critical Control Point qui signifie en français : analyse des dangers et points critiques pour leurs maîtrises (voir annexe 2). Cette méthode est dédiée à la prévention des risques de santé publique en identifiant les dangers pour l'aliment considéré et en définissant les moyens nécessaires à la maîtrise de ces dangers. A chaque étape de la transformation de poissons les risques sont recherchés et identifiés pour ensuite être corrigés ; tout cela est retranscrit selon la méthode HACCP en fonction du lieu de production.

On retrouve ces réglementations tout au long de la chaîne de production du poisson destiné à être consommé cru, salé, mariné ou peu cuit.

Cette partie porte sur la maîtrise des différents risques de contamination retrouvés tout au long du parcours du poisson de la pêche à l'assiette.

1.1. La zone de pêche

En ce qui concerne les parasites étudiés en Parti 1, l'*Anisakis sp.* et le *Diphyllobothrium sp.*, le type d'environnement est déterminant pour la présence du danger parasitaire.

1.1.1. Les anisakidés

Ils réalisent leur cycle en milieu marin dans des eaux tempérées et froides.

La zone de pêche peut avoir une réputation de forte infestation, notamment par rapport à la présence de grands mammifères marins comme par exemple le marsouin, le dauphin ou le phoque qui sont des hôtes définitifs (figure 20 et 21). L'Atlantique Nord est une zone réputée à forte infection (COHEN 2004).

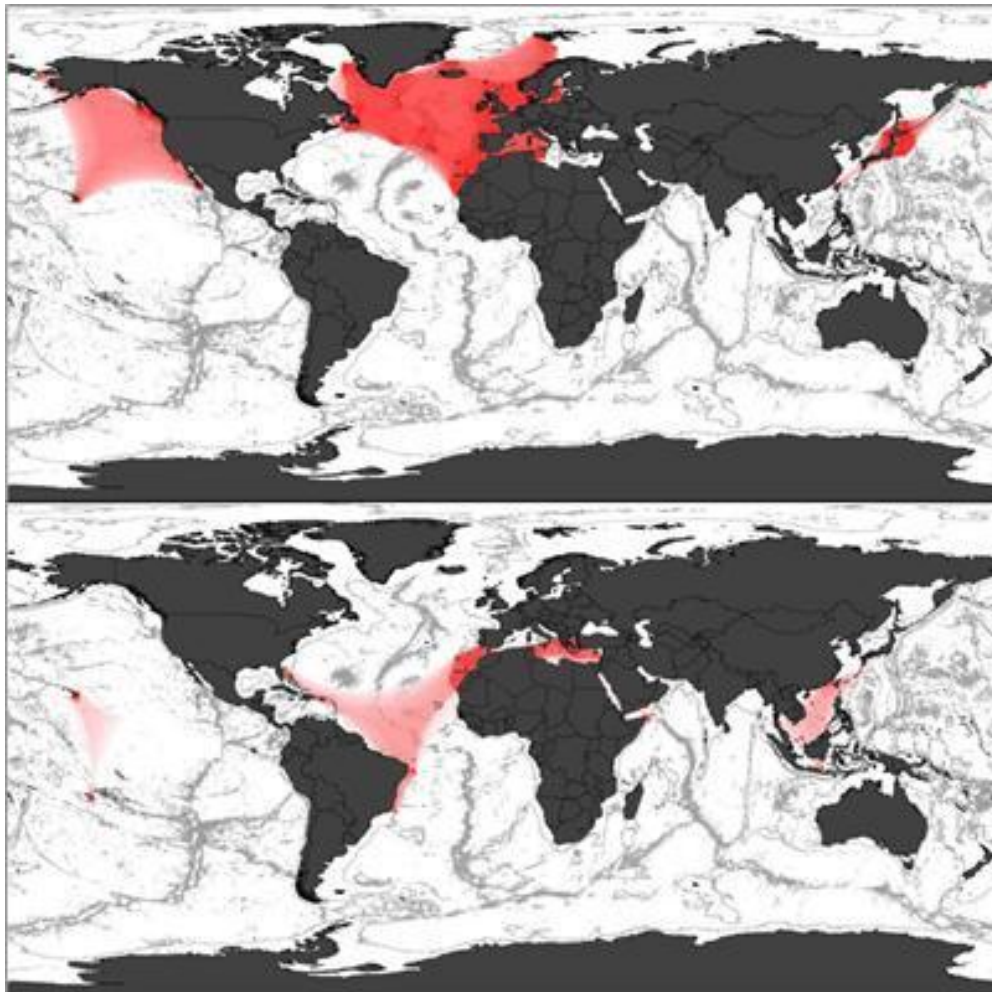


Figure 20 : Distribution des anisakidés (en rouge) dans le monde (carte du haut : *Anisakis simplex*, carte du bas : *Anisakis typica*) (Sciencedaily 2012)

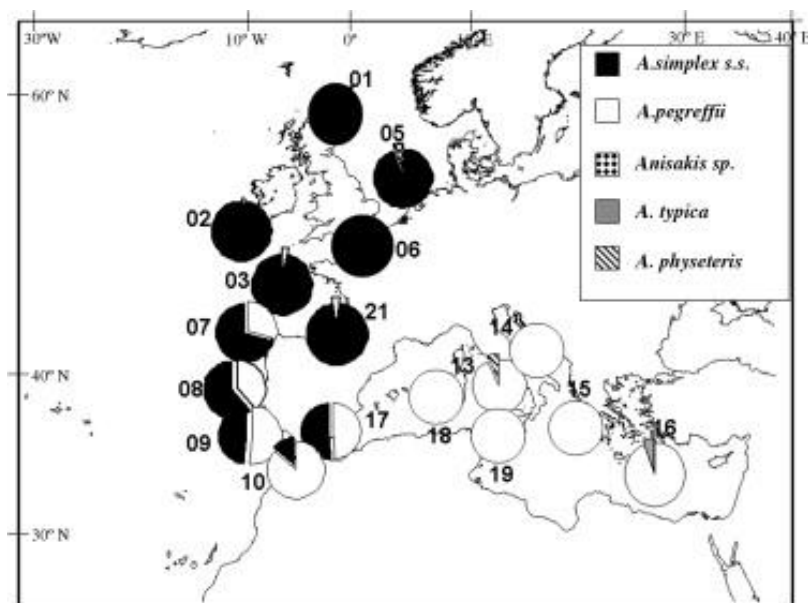


Figure 21 : Distribution des anisakidés en Europe de l'ouest (ABUNZA 2008)

1.1.2. Les diphyllbothridés

Ils effectuent leur cycle en eau douce ou dans les estuaires. Les zones à risque sont dans ce cas les zones à climat tempéré entre 8 et 20°C, les zones ayant un historique endémique (au niveau du Lac Léman par exemple), les eaux où l'on peut retrouver un système d'égout relié aux lacs et rivières qui facilitent la dissémination par les excréments des hôtes définitifs d'œufs de *Diphyllbothrium sp.*

Les espèces qui ont normalement un risque parasitaire élevé en consommant des proies infectées n'ont pas le même risque parasitaire lorsqu'elles sont élevées avec une alimentation uniquement par granulé dans une aquaculture (FDA 2011).

Cependant, il faut faire attention aux élevages de poissons nourris avec des déchets, du poisson frais ou du plancton ; dans ces cas-là, le poisson à un risque d'être contaminé. Ce qui est le cas pour le saumon d'élevage nourris ainsi (FDA 2011).

Il faut donc vérifier la méthode d'élevage utilisée par le producteur aquacole avant l'achat du poisson.

Dans le cas du saumon, son mode de vie anadromique (migration de la mer vers les rivières) l'expose non seulement aux anisakidés mais également au diphyllbothridés.

1.2. Les espèces

Dans le cas des anisakidés, le grand nombre d'espèces de poissons marins concernés par la présence de larve L3 exclut d'éliminer de la vente certaines espèces. Les espèces plus à risque feront alors l'objet d'un traitement plus particulier et de contrôles plus poussés tout au long de la chaîne de production (COHEN 2004).

En générale les espèces vivant en eau salée auront tendance à être parasitées par l'*Anisakis sp.*

Les poissons d'eau douce seront contaminés par le *Diphyllbothrium sp.*

Il est à noter que les poissons d'élevage sont nettement moins concernés par le risque parasitaire car leur milieu de vie et leur alimentation peuvent être contrôlés (COHEN 2004).

1.3. La transformation du poisson

La transformation n'est pas une phase systématique de la chaîne du poisson ; en effet les produits de la pêche artisanale ou familiale et certaines pêches industrielles, peuvent approvisionner directement le consommateur ou restaurateur sans avoir subi une transformation. Mais pour les produits qui subiront celle-ci, toutes les étapes sont des étapes clés concernant les risques liés à la consommation du poisson.

Voici (figure 22) un exemple de diagramme (selon la méthode HACCP) des opérations pour une chaîne de préparation de filets de poissons présentant trois types de produits finis : poisson sous atmosphère modifiée, poisson haché et poisson congelé. Cela nous montre à titre d'exemple les étapes de transformation du poisson et nous verrons dans cette partie plus particulièrement celles qui sont liées au risque de contamination par les parasites (encadré gris sur le schéma).

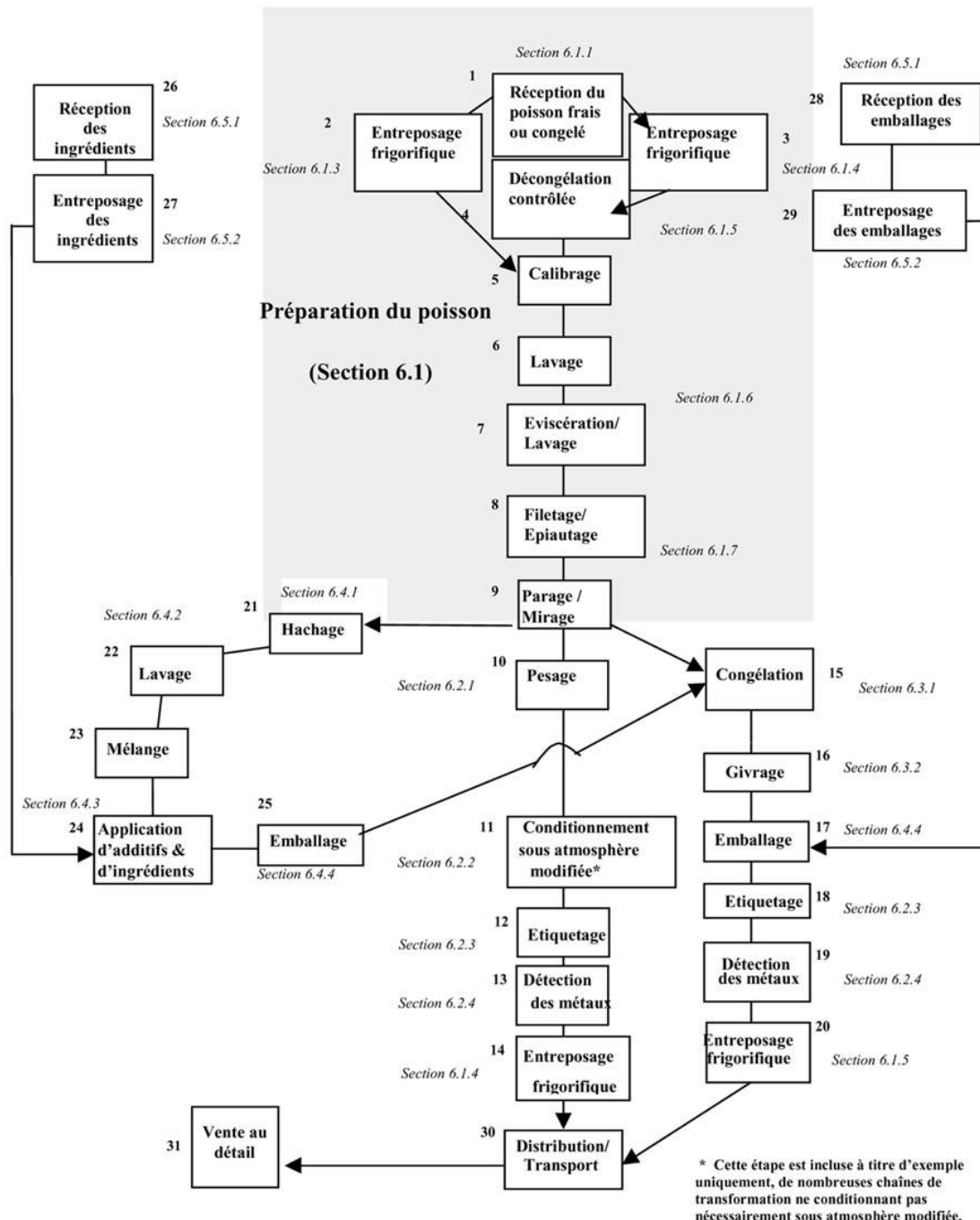


Figure 22 : Exemple de diagramme des opérations pour une chaîne de préparation de filets de poissons (Codex alimentarius 2011)

1.3.1. Lavage, éviscération et glaçage

Une fois le poisson remonté vivant à bord du bateau, il faut utiliser dès sa mise à bord une technique d'abattage adaptée pour éviter que le poisson ne meure par asphyxie. De plus il est fortement recommandé d'éviscérer le poisson rapidement pour ralentir son altération et permettre le contrôle visuel des parasites.

L'éviscération consiste à retirer proprement et entièrement les viscères (figure 23) constituées des organes des cavités thoraciques, abdominales et pelviennes (règlement 853/2004 du 29 avril 2004), sans entailler le péritoine, à l'aide d'un couteau en bon état aiguisé et propre (CRPMEM sans date).



Figure 23 : Photo d'un merlan (*Merlangius merlangus*) infesté par des larves d'*Anisakis sp.* (ELZIERE 2010)

D'après le règlement de la commission européenne N° 853/2004 du 29 avril 2004 (Annexe III, Section VIII, Chapitre III, alinéa A : « Exigences applicables aux produits frais de la pêche ») :

Les opérations telles que l'étêtage et l'éviscération doivent être effectuées de manière hygiénique. Lorsqu'il est possible, du point de vue technique et commercial, de procéder à l'éviscération, celle-ci doit être effectuée le plus rapidement possible après la capture ou le débarquement des produits de la pêche. Les produits doivent être lavés abondamment à l'eau potable ou, à bord du vaisseau, à l'eau propre immédiatement après ces opérations.

L'éviscération précoce est importante pour éviter ou limiter la contamination de la chair par les parasites. Il est recommandé quand cela est possible, de le faire à bord du bateau, immédiatement après la pêche.

Dans le cas de la contamination par les parasites, l'éviscération est importante car elle permet d'éviter le passage actif de la larve des viscères vers le muscle après la mort de poisson.

En ce qui concerne la larve d'*Anisakis sp*, elle est en majorité située dans la cavité abdominale des poissons et juste une petite portion des larves est dans les filets. Mais pour les larves du bothriocéphale, selon les espèces, elles ne se logent pas au même endroit ; par exemple pour la lotte de rivière, les larves seront dans la partie musculaire alors que pour le brochet elles seront situées dans les viscères.

On en conclut que pour certaines espèces de poissons, selon les parasites qu'ils pourraient contenir, il est très important que l'éviscération soit effectuée à temps et correctement. Pour d'autres poissons l'éviscération sera inefficace pour limiter la contamination parasitaire.

Selon la méthode, si le poisson n'est pas éviscéré directement après la pêche, il est glacé, c'est-à-dire que le poisson est placé rapidement dans de la glace pour que sa température soit abaissée entre 0 et 2°C ce qui permet de conserver le poisson (CRPMEM sans date).

D'après le règlement de la commission européenne N° 853/2004 du 29 avril 2004 (Annexe III, Section VIII, Chapitre III, alinéa A : « Exigences applicables aux produits frais de la pêche ») :

Quand les produits réfrigérés non conditionnés ne sont pas distribués, expédiés, préparés ou transformés immédiatement après leur arrivée dans un établissement à terre, ils doivent être entreposés sous glace dans un lieu approprié. Un réglage doit être effectué aussi souvent que nécessaire. Les produits de la pêche frais conditionnés doivent être réfrigérés à une température approchant celle de la glace fondante.

Le lavage à l'eau propre est toujours indispensable pour éliminer toute trace de viscère, sang,...etc, pouvant contenir des parasites (CRPMEM sans date).

1.3.2. La congélation

Tout poisson destiné à être consommé cru ou fumé à une température inférieure 60°C doit obligatoirement avoir subi une congélation en règle.

D'après le règlement de la commission européenne N° 853/2004 du 29 avril 2004 (Annexe III, Section VIII, Chapitre III, alinéa D : « Exigences concernant les parasites ») :

Les produits de la pêche suivants doivent être congelés à une température ne dépassant pas -20°C en tous points du produit pendant une période d'au moins vingt-quatre heures ; ce traitement doit être appliqué au produit cru ou au produit fini :

- a) les produits de la pêche devant être consommés crus ou pratiquement crus ;
- b) les produits de la pêche provenant des espèces suivantes s'ils doivent subir un traitement de fumage à froid au cours duquel la température interne du produit de la pêche ne dépasse pas 60 °C :
- i) le hareng ;
 - ii) le maquereau ;
 - iii) le sprat ;
 - iv) le saumon (sauvage) de l'Atlantique ou du Pacifique,
- et
- c) les produits de la pêche marinés ou salés si le traitement est insuffisant pour détruire les larves de nématodes.

Cependant, ce même règlement précise (Chapitre IV, Article 11, Paragraphe 8) :

[...] spécifier des critères permettant de déterminer le moment où les données épidémiologiques indiquant qu'un lieu de pêche ne présente pas un risque pour la santé eu égard à la présence de parasites et, dès lors, où l'autorité compétente peut autoriser les exploitants du secteur alimentaire à ne pas congeler les produits de la pêche conformément à l'annexe III, section VIII, chapitre III, partie D.

Cette dernière citation du règlement (CE) N° 853/2004, peut par exemple faire référence à des poissons élevés dont l'alimentation est maîtrisée.

D'après la FDA (Food and Drug Administration) fish and fishery products hazards and controls guidance 2011 :

L'efficacité de la congélation pour tuer les parasites dépend de plusieurs facteurs :

- la température de la congélation,
- le temps nécessaire pour congeler les tissus du poisson,
- combien de temps le poisson est maintenu congelé,
- le type et la source du parasite présent.

La température de la congélation, le temps nécessaire pour la congélation et le type de parasite présent sont les trois facteurs les plus importants. Par exemple le *Diphyllobothrium sp* est plus sensible au gel que l'*Anisakis sp*.

La FDA précise que :

- une congélation et un stockage à une température de -4°F (-20°C) ou en dessous pendant sept jours (temps total),

ou

- une congélation à une température de -31°F (-35°C) ou en dessous jusqu'à l'état solide et en le conservant à -31°F (-35°C) ou en dessous pendant quinze heures,

ou

- une congélation à une température de -31°F (-35°C) ou en dessous jusqu'à l'état solide et en le conservant à -4°F (-20°C) ou en dessous pendant vingt-quatre, sont suffisants pour tuer les parasites.

Il est à noter que la différence de durée entre ces deux textes correspond au fait que la FDA prend en compte la durée totale de stockage alors que la réglementation européenne ne prend en compte que la durée pendant laquelle le produit doit être maintenu une fois que la température est atteinte au cœur du produit (AFSSA 2007).

En ce qui concerne les anisakidés, il faut être vigilant car la congélation ne détruit pas les allergènes ; dans ce cas, seule l'éviction du poisson peut éviter l'allergie dont l'*Anisakis sp* est responsable.

Dans le cas du bothriocéphale, la congélation à -10°C tue la larve en huit à soixante douze heures selon l'épaisseur du poisson (DUPOUY-CAMET 2006).

1.3.3. Détection des larves

Pendant la transformation du produit, on peut à plusieurs moments contrôler la présence de parasites dans le poisson traité pour ensuite si possible éliminer le parasite, ou bien retirer le poisson concerné de la chaîne de production. Le but étant de ne pas détériorer le poisson en vue de le vendre.

Il est difficile de détecter 100 % des parasites présents selon la méthode et la situation du parasite dans le poisson.

Il existe plusieurs méthodes dont la détection à l'œil nu et le procédé de transillumination ou mirage pendant les étapes de production du poisson.

A la fin de ce chapitre, j'aborderai une étude faite sur l'évaluation de l'efficacité des moyens de contrôle visuel (œil nu et mirage) dans la détection de parasites (cas des anisakidés) chez le merlan et le maquereau (BOURGAU *et al* 2012).

1.3.3.1. Détection à l'œil nu

Ce moyen permet d'avoir un contrôle visuel sur le poisson en entier donc assez précocement dans la chaîne de production (lors de l'éviscération par exemple). Mais les résultats sont très variables en fonction des espèces de parasites.

Dans le cas des anisakidés, la larve L3 selon le genre est plus ou moins sombre et plus ou moins grosse. La localisation du parasite au niveau musculaire est plus ou moins profonde selon l'espèce de poisson : par exemple chez le merlu, le grondin ou la sébaste la localisation de la larve L3 est en profondeur dans le tissu ce qui rend la détection à l'œil nu difficile.

Dans le cas des larves de *Diphyllbothrium sp*, les larves se retrouvent enchâssées dans le muscle, ce qui rend cette méthode insuffisante (COHEN 2004).

1.3.3.2. Parage et mirage

Le parage est le fait de retirer toute trace de sang, d'écaillés ou de viscères sur le poisson (FAO/OMS 2011).

Appelé transillumination ou « candling » en anglais, le mirage est une opération consistant à faire passer les filets de poisson au-dessus d'une table en verre dépoli éclairée par dessous (figure 24 et 25) pour déceler les parasites et autres défauts par transparence (FAO/OMS 2011).

Le mirage des filets doit être effectué sans peau, par un personnel compétent, dans un emplacement approprié qui optimise les effets d'éclairage. La table de mirage doit être nettoyée fréquemment pendant l'opération afin de minimiser l'activité microbienne des surfaces de contact et le dessèchement des résidus de poisson dû à la chaleur dégagée par la lampe (FAO/OMS 2011).



Figure 24 : Table de mirage (ARBOR TECHNOLOGIE sans date)



Figure 25 : Tables de mirage (ARBOR TECHNOLOGIE sans date)

Ce contrôle est mis en place lorsque les poissons ont été découpés en filets afin d'évaluer leur charge parasitaire. Cette méthode ne permet pas de voir tous les parasites, certains facteurs influencent la sensibilité de la méthode :

- l'épaisseur du filet,
- le type de larve,
- son contenu huileux,
- la pigmentation du poisson,
- le degré d'expérience de l'opérateur (COHEN 2004).

L'avantage de cette méthode est qu'elle permet une détection de larves sans dégrader le produit et en s'appliquant au cours de la chaîne normale de production. Pour certaines espèces de poissons, elle permet d'abaisser le risque parasitaire à un degré plus acceptable, mais reste insuffisante pour d'autres.

Une fois les larves localisées, elles sont retirées du poisson si possible ou on procède à une recoupe du filet. Si le filet est trop infecté il est retiré du lot traité ; en effet d'après le règlement de la Commission Européenne N° 853/2004 du 29 avril 2004 (Annexe III, Section VIII, Chapitre III, alinéa D : « Exigences concernant les parasites ») :

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.

Ils ne doivent pas mettre sur le marché pour la consommation humaine les produits de la pêche qui sont manifestement infectés de parasites.

1.3.3.3. Evaluation de l'efficacité des moyens de contrôle visuels (œil nu, table de mirage)

Ce chapitre est rédigé d'après l'étude parue dans le bulletin épidémiologique de Décembre 2012 de l'ANSES, (BOURGAU *et al*).

Les objectifs de cette étude étaient :

- l'acquisition de données de prévalence des anisakidés dans :
 - le merlan (*Merlangus merlangius*),
 - le maquereau (*Scomber scombrus*) ;
- l'évaluation de l'efficacité des moyens de contrôle visuel.

Ils utilisent dans cette étude des maquereaux et merlans car ils représentent une part importante du marché français.

Ils ont utilisé ici comme échantillon :

- six lots de trente filets non parés de merlan,
- six lots de trente maquereaux entiers.

Les lots ont tous été pêchés en Atlantique Nord-est et achetés à Boulogne-sur-Mer.

La recherche de parasite a été effectuée en trois étapes :

- recherche à l'œil nu,
- recherche sur une table de mirage,
- recueil des parasites au terme d'une digestion pepsique (les anisakidés y sont résistants).

La digestion pepsique est une méthode qui a recours à du suc gastrique artificiel (mélange de pepsine et d'acide chlorhydrique) mélangé au poisson analysé. La digestion se fait à 37°C pendant deux à plus de treize heures selon la taille du produit analysé. On retrouve alors les larves dans le sédiment après lavage. Cette méthode n'est utilisée que lors d'étude ou de contrôle car elle est longue, coûteuse et implique la destruction complète du lot analysé (COHEN 2004).

Résultats chez le merlan :

Les valeurs de prévalence et d'intensité (tableau 2) ont été obtenues par addition des valeurs obtenues après chaque examen, c'est-à-dire que les examens sont faits en consécutifs, donc les valeurs sont le résultat total depuis le début de l'examen.

Lot	Observation à l'œil nu		Observation sur table de mirage ⁽¹⁾		Observation après digestion pepsique ⁽²⁾	
	Prévalence	Intensité d'infestation	Prévalence	Intensité d'infestation	Prévalence	Intensité d'infestation
1	7/30	1 - 34 (10,43)	10/30	1 - 46 (10,6)	15/30	1 - 59 (10)
2	0/30	0 (0)	0/30	0 (0)	2/30	1 - 2 (1,5)
3	11/30	1 - 24 (5,91)	14/30	1 - 30 (6,43)	19/30	1 - 36 (6,32)
4	23/30	1 - 5 (2,04)	25/30	1 - 6 (2,32)	25/30	1 - 8 (2,8)
5	0/30	0 (0)	1/30	1 (1)	1/30	2 (2)
6	2/30	1 - 2 (1,5)	4/30	1 - 2 (1,5)	4/30	1 - 3 (2)

(1) cumul des observations « œil nu » et « mirage »

(2) cumul des observations « œil nu », « mirage » et « digestion pepsique »

Tableau 2 : Prévalence (nombre de filets infectés sur le nombre de filets analysés) et intensité d'infection (nombre de parasites par hôte infecté) des lots de filets de merlan (amplitude sur la 1^{ère} ligne et moyenne entre parenthèse) (BOURGAU *et al* 2012)

Deux types de lots ont été ici distingués :

- faible intensité : lots 2, 5 et 6,
- forte intensité : lots 1,3 et 4.

On remarque qu'aucun lot n'a été trouvé totalement exempt de parasites.

La détection à l'œil nu a permis ici d'isoler 53 % des parasites, celle sur table de mirage 21 % et la digestion pepsique a permis de détecter les 26 % restants.

L'association des deux méthodes de détection œil nu et table de mirage a permis de mettre en évidence ici plus de 50 % des parasites ce qui démontre un intérêt d'utiliser ces méthodes dans le cas du merlan.

Résultat chez le maquereau :

Les valeurs de prévalence et d'intensité (tableau 3) ont été obtenues par addition des valeurs obtenues après chaque examen, c'est-à-dire que les examens sont faits en consécutifs, donc les valeurs sont le résultat total depuis le début de l'examen.

Lot	Viscères		Observation à l'œil nu		Observation sur table de mirage ⁽¹⁾		Observation après digestion pepsique ⁽²⁾		Total	
	Prévalence	Intensité d'infestation	Prévalence	Intensité d'infestation	Prévalence	Intensité d'infestation	Prévalence	Intensité d'infestation	Prévalence	Intensité d'infestation
1	22/30	1 - 37 (6,95)	2/30	1 (1)	2/30	1 - 3 (2)	9/30	1 - 4 (1,67)	24/30	1 - 37 (7)
2	18/30	1 - 93 (12,33)	2/30	1 - 12 (6,5)	3/30	1 - 16 (7)	5/30	1 - 21 (6)	20/30	1 - 114 (12,6)
3	16/30	1 - 43 (7,63)	2/30	1 - 3 (2)	2/30	1 - 6 (3,5)	3/30	1 - 6 (2,67)	17/30	1 - 49 (7,65)
4	18/30	1 - 7 (2,57)	1/30	3 (3)	1/30	4 (4)	1/30	4 (4)	18/30	1 - 8 (2,78)
5	26/30	1 - 35 (8)	0/30	0 (0)	0/30	0 (0)	3/30	1 - 3 (1,67)	26/30	1 - 38 (8,19)
6	17/29	1 - 27 (6)	0/29	0 (0)	2/29	1 - 2 (1,5)	6/29	1 - 5 (1,83)	18/29	1 - 28 (6,28)

(1) cumul des observations « œil nu » et « mirage » ;

(2) cumul des observations « œil nu », « mirage » et « digestion pepsique »

Tableau 3 : Prévalence (nombre de poissons infectés sur le nombre de poissons analysés) et intensité d'infection (nombre de parasites par hôte infecté) des lots de maquereaux (amplitude sur la 1^{ère} ligne et moyenne entre parenthèse) (BOURGAU *et al* 2012)

Les valeurs sont ici plus élevées car les lots de maquereaux étaient entiers, non éviscérés. Pour les six lots, si l'on prend en compte les parasites contenus dans les viscères et les trois observations, la prévalence est élevée : de 56,7 à 86,7 %. Mais sans les parasites des viscères, la prévalence est de 30 %.

On remarque dans ce cas comme pour les lots de merlan qu'aucun lot n'a été trouvé totalement exempt de parasites dans les filets.

Pour les filets de maquereau, la détection à l'œil nu a permis d'isoler 30 % des parasites, celle sur table de mirage 23 % et la digestion pepsique a permis de détecter les 47 % restants.

L'association des deux méthodes de détection œil nu et table de mirage a permis de mettre en évidence ici aussi plus de 50 % des parasites présent dans le maquereau ce qui démontre un intérêt d'utiliser ces méthodes.

Récapitulatif :

	Filets de merlan	Filets de maquereau
Détection à l'œil nu	53%	30%
Détection sur la table de mirage	21%	23%
Détection après digestion pepsique	26%	47%

Tableau 4 : Récapitulatif des résultats retrouvés tableaux 2 et 3

Les résultats obtenus montrent la présence fréquente mais non systématique de larves d'Anisakidés dans les filets de merlan et de maquereau consommés en France, mais une prévalence significativement plus faible pour les filets de maquereau par rapport aux filets de merlan (tableaux 2 et 3).

Cependant en ce qui concerne les filets de maquereau, il est important de souligner que sur 179 maquereaux analysés, 117 présentaient des parasites dans les viscères, mais seulement 27 dans les filets, ce qui présente ici un intérêt important en terme de santé publique car les viscères ne sont pas consommés.

Les résultats obtenus concernant les moyens de contrôle confirment que l'efficacité de contrôle à l'œil nu ou sur une table de mirage dépend de différents facteurs comme décrits au chapitre ci-dessus (**1.1.3.3.2 : parage et mirage**).

En conclusion

- Pour le merlan, les résultats montrent qu'une observation à l'œil nu d'un échantillonnage par lot permettrait de détecter les lots moyennement à fortement parasités. Mais en précisant tout de même que les deux méthodes œil nu et mirage ont permis d'isoler respectivement 53 % et 21 % des parasites présents dans les filets.

- Pour le maquereau, les résultats montrent qu'une observation à l'œil nu permettrait de détecter les filets parasités mais pas d'évaluer la charge parasitaire. Il faut préciser que pour le maquereau la chair est nettement plus colorée que celle du merlan, ce qui peut influencer la sensibilité de l'observation.

Ce sont donc deux méthodes indispensables pour la détection des parasites car en utilisant les deux méthodes successivement, on peut détecter plus de 50 % des parasites présents dans le poisson ce qui n'est pas négligeable.

1.3.3.4. Détection par les ultra-violets

Cette méthode non destructive pour la détection de parasites dans les filets a été testée et s'est révélée inefficace pour les parasites situés trop profondément dans les filets car la lumière ultra-violet est seulement efficace pour l'exploration superficielle. On peut donc considérer que cette méthode n'est pas efficace (COHEN 2004).

1.3.4. Elimination des larves

La détection des larves est une étape clé dans le contrôle du risque de transmission de parasites à l'homme par la consommation de poisson cru ; il s'en suit une étape d'élimination de ces larves. Il existe différentes méthodes d'élimination ; certaines sont reconnues efficaces (congélation, cuisson), d'autres ne seront efficaces que dans certaines conditions ou seront inappropriées.

1.3.4.1. Traitements dont l'efficacité est reconnue

1.3.4.1.1. La congélation

Voici quelques définitions tirées du « Code d'usages pour les poissons et les produits de la pêche » (COMITE DU CODEX SUR LES POISSONS ET LES PRODUITS DE LA PECHE (FAO/OMS), 2011).

- La congélation est le processus réalisé dans du matériel approprié, de telle manière que la gamme des températures de cristallisation maximale soit rapidement dépassée. Le processus de surgélation ne devrait pas être considéré comme achevé tant que la température du produit n'a pas atteint -18°C (0°F) au moins, au centre thermique, après stabilisation thermique.

- Le poisson congelé est le poisson que l'on a soumis à un processus de congélation tel que la température du produit entier soit suffisamment abaissée pour préserver sa qualité intrinsèque et que l'on a maintenu à cette basse température, comme il est spécifié dans la Norme pour les poissons surgelés éviscérés et non éviscérés, pendant le transport, l'entreposage et la distribution jusqu'au moment de la dernière vente. Aux fins du présent code, les termes « congelé » et « surgelé », sont considérés comme synonymes sauf indication contraire.

Voir paragraphe **1.3.2 La congélation**.

1.3.4.1.2. La cuisson

Je traite ici la cuisson, même si le sujet de la thèse porte sur la consommation de poisson cru car c'est un des procédés les plus sûrs pour tuer tout type de parasite dans le poisson.

Dans le cas des larves d'anisakidés, une cuisson à cœur de 60°C pendant une minute suffit ; cependant la durée totale de cuisson va dépendre de l'épaisseur et de la texture du produit. Il est à préciser que la cuisson n'entraîne pas la destruction des allergènes résultant de la présence des anisakidés (AFSSA 2007).

Dans le cas de la larve plérocercarioïde du *Diphyllobothrium sp*, une cuisson à cœur du poisson à 55°C pendant cinq à dix minutes suffit, et comme pour les anisakidés, le temps de cuisson va dépendre de l'épaisseur du produit ; donc pour s'assurer d'une cuisson appropriée, on vérifie que toutes les parties soit bien cuites et que la chair se décolle facilement des arêtes (RENAUD 2011).

1.3.4.2. Traitements alternatifs

1.3.4.2.1. Par la découpe

Le fait de retirer manuellement, « à vue » les parasites permet éventuellement d'en diminuer le nombre, mais cela ne permet en aucun cas d'éliminer le danger ni de réduire le risque à un niveau acceptable (FDA 2011). De plus, c'est un travail très fastidieux et donc peu réalisable économiquement et il endommage le filet.

Cependant il est possible d'avoir différentes coupes de filet en fonction des résultats des examens sur les échantillons : une fois le degré d'infection du lot considéré évalué, on peut réaliser des coupes permettant de retirer la partie du poisson la plus parasitée (COHEN 2004).

1.3.4.2.2. Salage

Le salage est le procédé de traitement du poisson au sel de qualité alimentaire qui vise à réduire l'activité de l'eau de la chair du poisson et à exalter l'arôme grâce à une technique de salage appropriée (FAO/OMS 2011).

Il existe différentes méthodes pour saler les produits alimentaires dont les deux principales sont :

- salage au sel sec : les filets de poisson sont ici déposés sur un chariot de salage. Ils sont posés à plat côté peau sur un lit de sel fin et recouvert d'une fine couche de sel côté chair (en évitant d'en mettre sur la queue).

Pendant toute la durée du salage, la température doit être maintenue entre 12 et 15° C. Une température inférieure ne favorisera pas particulièrement la pénétration du sel et une température supérieure est à déconseiller pour des raisons hygiéniques.

Afin d'améliorer le salage du poisson, certaines entreprises utilisent la technique dite de « scarification » : en pratiquant des entailles de 2 à 3 cm au rasoir sur la peau de l'ensemble de la planche (KNOCKAERT 1994).

- Le salage humide (salage en saumure) est un procédé dans lequel le poisson en général maigre est mélangé à du sel de qualité appropriée et entreposé dans des récipients étanches dans la saumure qui se forme par dissolution du sel dans l'eau extraite du liquide cellulaire des tissus de poisson. On enlève ensuite le poisson du récipient et on l'empile de manière à ce qu'il s'égoutte (FAO/OMS 2011).

Le salage est dit léger avec des saumures à 16 % de sel, moyen à 20 % et fort à 25 %. Un litre de saumure saturée contient 360 g de sel. Ces saumures peuvent être épicées (girofle, poivre, ...etc.) (KNOCKAERT 1994).

Le salage est une opération très importante pour le devenir du produit ; elle contribue à éliminer une partie de l'eau de constitution. En effet la déshydratation provoquée diminue la disponibilité de l'eau pour la croissance des germes (KNOCKAERT 1994), et freine ou stoppe la croissance des microorganismes (NGUANGUEM 2007).

Le salage à sec permet une pénétration plus rapide mais aussi plus abondante de sel dans le poisson que lors du salage en saumure. Le salage en saumure entraîne une migration de l'eau du poisson vers la saumure, ce qui diminue la concentration de la saumure et ralentit alors la diffusion de sel car l'équilibre à tendance à s'établir entre la concentration en NaCl dans la chair et celle dans la saumure.

De plus, pendant la même unité de temps, il a été constaté qu'il pénètre 10 % de plus de sel dans les couches superficielles et environ 20 % de plus de sel dans les couches profondes du poisson salé à sec que dans les poissons salés en saumure (NGUANGUEM 2007).

Il faut noter que les préparations préliminaires sur le poisson peuvent avoir un impact sur la qualité du salage ; si le poisson est entier ou non, éviscéré ou non le sel aura une pénétration dans la chair plus ou moins importante (NGUANGUEM 2007).

Dans le cas des anisakidés, le CEVPM (Centre d'expérimentation et de valorisation des produits de la mer) a effectué une étude en 2005 sur les conditions de destruction des larves d'*Anisakis* sp dans le hareng salé au sel sec. Les principaux résultats de cette étude mettent en évidence un délai nécessaire de deux à six jours de contact avec le sel sec pour atteindre la saturation du poisson à cœur ; il faut ensuite de cinq à quatorze jours pour tuer tous les parasites quelle que soit leur localisation dans le poisson (CEVPM 2005).

Dans le cas du *Diphyllobothrium sp*, la conservation du poisson dans une solution de saumure concentrée à minimum 12 % de NaCl, pendant au moins cinq jours permettrait de se prévenir du risque de diphyllbothriose (RENAUD 2011).

D'après la Saisine n° 2007-SA-0379 du 22 avril 2008 (AFSSA (ANSES)) :

Les conditions estimées pour la mort des parasites sont :

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

Il est à noter que les produits ayant été traités par cette opération pourraient faire l'objet d'une dérogation à l'obligation de congélation (ANSES 2007).

1.3.4.2.3. Marinage

D'après le « Code d'usages pour les poissons et les produits de la pêche » (COMITE DU CODEX SUR LES POISSONS ET LES PRODUITS DE LA PECHE (FAO/OMS) 2011) :

- Une marinade est une saumure pouvant contenir du vinaigre et des épices.

- Mariner est un procédé dans lequel principalement du poisson gras est mélangé à du sel de qualité appropriée qui peut contenir du vinaigre et des épices et est entreposé dans des récipients étanches dans la saumure qui se forme par dissolution du sel dans l'eau extraite du liquide cellulaire des tissus de poisson. Les produits marinés devront toujours rester dans la marinade.

La marinade est un procédé ancestral qui existe maintenant sous plusieurs formes. Elle consiste donc à immerger le poisson (dans notre cas) pendant un temps suffisant pour substituer une partie de leur eau de constitution par du vinaigre ou par un acide organique autorisé à usage alimentaire (KNOCKAËRT 1989).

On distingue divers procédés d'après (KNOCKAËRT 1989)

- Les marinades froides : trempage dans un bain acide puis conditionnement en milieu acide avec par exemple :

- les rollmops : filet de hareng mariné dans une saumure contenant eau, vinaigre blanc, sel, sucre, oignon poivre et moutarde,
- les harengs « Kronsild », petits harengs frais, étêtés, éviscérés et salés, en marinade,
- les harengs « Bismarck », présentés filetés et joints par le dos.

- Les marinades à chaud : cuisson directement dans la marinade ou cuisson à la vapeur ou à l'eau, puis conditionnement en milieu acide, utilisé par exemple pour les coquillages

tels que les moules, les palourdes, les coques, où le décoquillage fait subir au produit une cuisson suffisante pour rendre inutile un traitement de macération.

L'objectif de ce procédé est de réduire l'activité bactérienne responsable de l'altération du produit ; les deux composants principaux sont des acides et du sel ; dans le cas de l'inactivation des parasites, le degré d'acidité des solutions est généralement sans effet sur les larves car ce sont des parasites de l'estomac donc ils sont résistants aux acides. C'est donc la salinité des préparations qui aura l'effet majoritaire sur les larves (COHEN 2004).

Voici quelques exemples de marinades (selon les pays) utilisées et qui permettraient de tuer les larves d'*Anisakis sp* (ELZIERE P 2010).

- Méthode allemande

- cinq semaines à 3°C, la marinade est constituée de 14 % de sel + 7 % acide acétique et peroxyde d'hydrogène
→ ratio poisson/saumure = 1,5/1.

- Méthode danoise

- 1^{ère} marinade pendant dix-sept heures à 12°C, constituée de 10 % de sel,
→ ratio poisson/marinade = 2/1.
- 2^{ème} marinade + six semaines à 3°C, constituée de 10 % de sel + 5 % acide acétique,
→ ratio poisson/marinade = 1,8/1.

- Méthode espagnole

- cinq jours à 4°C, la marinade est constituée de 12 % de sel + 10 % acide acétique,
- treize jours à 4°C, la marinade est constituée 12 % de sel + 6 % acide acétique correspondant au taux d'acide acétique dans le vinaigre utilisé pour les marinades.

En France il est interdit d'utiliser du peroxyde d'hydrogène.

L'acide acétique est inclus dans la liste des substances pouvant être additionnées à toutes denrées alimentaires énumérées dans une liste à l'annexe III-A de l'arrêté du 2 octobre 1997 mais en quantité dite « quantum satis » (AFSSA 2007).

1.3.4.2.4. Fumage

Les définitions utilisées ici sont tirées du « Code d'usages pour les poissons et les produits de la pêche » (COMITE DU CODEX SUR LES POISSONS ET LES PRODUITS DE LA PECHE (FAO/OMS) 2011).

- Le fumage est le procédé de traitement du poisson qui consiste à l'exposer à de la fumée provenant de la combustion de bois ou de matières végétales. Ce procédé se caractérise par la combinaison d'une ou plusieurs des étapes de salage, séchage, chauffage et de fumage dans une enceinte de fumage (FAO/OMS 2011).

La maîtrise du risque parasitaire par fumage dépend du type de fumage utilisé ; en effet il existe le fumage à chaud et le fumage à froid décrits ci-dessous.

- Le fumage à chaud est le procédé qui consiste à fumer du poisson pendant un temps approprié et à une température suffisante pour provoquer une coagulation complète des protéines de la chair de poisson.

Il est généralement suffisant pour tuer les parasites, détruire tous les pathogènes bactériens non sporulés et endommager les spores préjudiciables à la santé humaine (FAO/OMS 2011).

C'est une méthode efficace contre les larves, car elle permet une cuisson à cœur du poisson. Une combinaison temps/température appropriée doit être utilisée pour atteindre une coagulation complète des protéines (pour un exemple typique de fumage à chaud, on atteint une température de 65°C au centre thermique du produit) (FAO/OMS 2011). Il faut donc s'assurer que le produit atteint une température suffisante pendant une durée suffisante. Dans le cas de la larve d'anisakidés, il faut que le produit atteigne 63°C « à cœur » pendant plus de quinze secondes (COHEN 2004).

- Le fumage à froid est le procédé de fumage du poisson à une température et une durée qui ne provoque pas de coagulation significative des protéines de la chair de poisson, mais qui permettra une certaine réduction de l'activité de l'eau (FAO/OMS 2011).

Durant l'opération de fumage à froid, la température des produits est maintenue en dessous de la température de coagulation des protéines de la chair du poisson, habituellement inférieure à 30°C, mais susceptible de varier entre 27°C et 38°C. La durée et la température du procédé de fumage devraient être surveillées pour atteindre la coloration, le goût et la texture désirés. Des dispositifs de surveillance permanents sont recommandés pour veiller à ce que les conditions de temps et de température soient remplies (FAO/OMS 2011).

Le fumage à froid n'atteint pas une température suffisante pour tuer les parasites, les produits doivent donc subir un traitement assainissant préalable (AFSSA 2007).

1.3.4.3. Autres traitements

1.3.4.3.1. Ionisation

L'ionisation ou irradiation est un procédé de conservation et d'assainissement des denrées alimentaires. Elle consiste à exposer les aliments à un niveau contrôlé d'énergie dite « ionisante ».

Trois différentes sources d'énergie peuvent être utilisées :

- les rayons gamma,
- les rayons X,
- les faisceaux d'électrons (ACIA 2012).

La dose d'irradiation est limitée à 10 kGy (kilo Gray) car à cette dose, il n'y a pas de risque de toxicité. Selon l'effet recherché, la dose d'irradiation varie :

Doses efficaces (KGy)	Effets recherchés
0.03 à 0.1 KGy	Inhibition de la germination des bulbes et tubercules
1 à 3 KGy	Désinsectisation
1 à 6 KGy	Pasteurisation (radurisation)
15 à 50 KGy	Stérilisation (radappertisation)
60 KGy	Inhibition de l'activité enzymatique

Tableau 5 : Doses utilisées en kGy (kilo Gray) en fonction de l'effet recherché (IMIST 2005)

Au niveau Européen cette méthode est réglementée par :

- la directive 1999/2/CE du Parlement Européen et du Conseil du 22 février 1999 relative au rapprochement des législations des Etats membres sur les denrées et ingrédients alimentaires traités par ionisation,
- la directive 1999/3/CE du Parlement Européen et du Conseil du 22 février 1999 établissant une liste communautaire de denrées et ingrédients alimentaires traités par ionisation.

Au niveau de la législation Française cette méthode est réglementée par :

- le Décret n°2001-1097 du 16 novembre 2001 relatif au traitement par ionisation des denrées destinées à l'alimentation humaine ou animale,
- l'arrêté du 20 août 2002 relatif aux denrées et ingrédients alimentaires traités par ionisation.

La liste des aliments dont l'Europe autorise l'irradiation est limitée à trois catégories de produits :

- herbes aromatiques séchées,
- épices,
- condiments végétaux.

Dans l'Union Européenne huit états membres autorisent l'irradiation d'aliments autres que les trois catégories spécifiées par l'Europe (Action conso 2006) :

- la France,
- les Pays-Bas,
- le Royaume-Uni,
- la Hongrie,
- la Belgique,
- la Pologne,
- la République Tchèque,
- l'Italie.

Depuis 2001, le droit français a mis en œuvre la directive 1999/2/CE du Parlement Européen par le décret n°2001-1097 ; l'arrêté du 20 août 2002 fixe la liste des catégories de denrées alimentaires pour lesquelles le traitement par irradiation est autorisé (tableau 6) :

CATÉGORIE DE DENRÉES	DOSE GLOBALE moyenne absorbée (kGy) (valeur maximale)
Herbes aromatiques surgelées	10
Oignons, aux, échalotes	0,075
Légumes et fruits secs	1
Flocons et germes de céréales destinés aux produits laitiers	10
Farine de riz	4
Gomme arabique	3
Viandes de volailles	5
Viandes de volailles séparées mécaniquement	5
Abats de volailles	5
Cuisses de grenouilles congelées.	5
Sang animal, plasma et cruor déshydratés	10
Crevettes surgelées ou congelées, décortiquées ou étêtées	5
Blanc d'œuf liquide, déshydraté ou congelé	3
Caséine, caséinates	6

Tableau 6 : Denrées et ingrédients alimentaires destinés à l'alimentation humaine autorisés au traitement par radiations ionisantes (COHEN 2004)

On remarque dans la liste ci-dessus que mis à part les crevettes, les produits de la mer ne sont pas cités.

Dans le cas des produits de la mer, pour éliminer le risque sanitaire la quantité d'irradiation nécessaire est liée à la nature de l'organisme que l'on cherche à éliminer. Le but de la méthode n'est donc ici pas de tuer les larves, mais de les rendre stériles.

Cette méthode pourrait être utilisée pour traiter industriellement des poissons de rivière car des irradiations de faible dose sont suffisantes pour rendre stériles les larves de Cestodes (donc du *Diphyllobothrium sp*) et donc empêcher le passage à la forme adulte et en conséquent inactiver leur pouvoir pathogène sans altérer les qualités organoleptiques du poisson.

En revanche, dans le cas de l'*Anisakis sp*, ce sont les larves elles-mêmes qui sont pathogènes, leur stérilisation n'a donc aucun effet, et l'irradiation suffisante pour tuer les Nématodes devrait être supérieure à 10 kGy (ce qui est la dose maximale utilisable pour le traitement par ionisation), ce qui à des doses élevées changerait les propriétés organoleptiques du poisson le rendant impropre à la consommation (COHEN 2004).

Si l'on regarde dans le tableau suivant (tableau 7) on peut remarquer que d'autres pays de l'Union Européenne utilisent l'ionisation pour les poissons comme la Belgique (BE) et les Pays-Bas (NL).

Catégorie de produits	BE	BG	CZ	DE	EE	ES	FR	HU	NL	PL	RO	Total	%
Sang séché	178,4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	178,4	1,93
Blanc d'œuf et œufs en poudre	0,4	0	0	0	0	0	0	0	160,2	0	0	160,6	1,74
Poissons, coquillages, crevettes	101,7	0	0	0	0	0	0	0	64,1	0	0	165,8	1,79
Cuisses et morceaux de grenouilles	3 572,2	0	0	0	0	0	473,7	0	365,6	0	0	4 411,5	47,67
Gomme arabique	0,0	0	0	0	0	0	85,2	0	0	0	0	85,2	0,92
Fines herbes et épices	285,2	0	26,7	127,1	10	369,2	1,9	143,1	329,8	159,6	17	1 469,6	15,86
Viande	4,2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4,2	0,05
Volaille	1 481,8	0	0	0	0	0	463,0	0	137,3	0	0	2 082,1	22,50
Amidon	0,4	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0,4	0,00
Légumes	14,6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	14,6	0,16
Produits déshydratés	0,0	0	0	0	0	0	0	7,6	481,6	0	0	489,2	5,29
Autres	201,2	0	0	0	0	0	0	0	0,5	0	0	201,7	2,18
Total	5 840,1	0	26,7	127,1	10	369,2	1 023,8	150,7	1 539,1	159,6	17	9 263,4	100,00
<i>% du total</i>	<i>63,11</i>	<i>0,00</i>	<i>0,29</i>	<i>1,37</i>	<i>0,1</i>	<i>3,99</i>	<i>11,06</i>	<i>1,63</i>	<i>16,63</i>	<i>1,72</i>	<i>0,18</i>	<i>100,00</i>	

Tableau 7 : Quantités de denrées alimentaires (exprimées en tonnes) traitées par ionisation dans les unités d'irradiation agréées sises sur le territoire de l'Union Européenne en 2010 (CE 2010).

Il est à préciser qu'en France comme dans l'Union Européenne, toute denrée alimentaire ayant été ionisée, doit porter la notion « traité par rayonnements ionisants » ou « traité par ionisation ».

Mais cette signalétique n'apparaît quasiment jamais car les ingrédients irradiés doivent être signalés seulement si ils sont seuls sans accompagnement et ils sont en général incorporés dans des plats préparés ou ils sont mélangés à d'autres produits non irradiés (Action conso 2006).

En plus de la notion écrite, il doit apparaître sur l'étiquette le logo « RADURA » (figure 26) qui signifie que le produit a subi ce traitement.



Figure 26 : logo "RADURA" (FOOS 2006)

1.3.4.3.2. Hautes pressions

L'utilisation de hautes pressions est une nouvelle technologie qui permet la conservation des aliments due à la modification de la structure des constituants cellulaires des microorganismes et des enzymes responsables de la détérioration des aliments (IMIST 2011).

Cette technologie est utilisée sur toutes sortes de produits alimentaires, y compris les produits de la mer et elle peut être intégrée dans le procédé habituel de fabrication. Voici un exemple de procédé d'utilisation de hautes pressions (MULTIVAC 2011) :

1. Les paniers de chargement sont remplis du produit emballé.
2. Les paniers chargés sont transportés vers la cuve haute pression.
3. La cuve est fermée et remplie d'eau.
4. Tout ce qui est contenu dans la cuve est comprimé à la pression finale souhaitée (jusqu'à 6000 bars/87000 psi).

5. La pression est maintenue pendant une période de temps déterminée.
6. La cuve est dépressurisée à la pression atmosphérique
7. Les paniers de chargement sont ensuite retirés de la cuve et les produits peuvent être déchargés. La cuve est prête pour le prochain cycle.

Dans le cas des anisakidés, les larves sont tuées à des pressions supérieures à 200 MPa appliquées pendant plus d'une minute (jusqu'à 10 min) à une température de 0°C à 15°C ; on pourrait ainsi éviter la contamination par les parasites (De Las SOLAS *et al* 2009 ; ARCANGELI *et al* 2010). Des pressions plus faibles peuvent être utilisées, en dessous de 140 MPa par exemple, mais avec des pressions si basses le temps de contact doit être augmenté jusqu'à au moins une heure pour pouvoir tuer les larves (MOLINA-GARCIA *et al* 2002).

On pourrait aussi utiliser des pressions moindres en utilisant ce procédé en combinaison avec d'autres traitements partiellement mortels ou en agissant sur des produits déjà transformés (fumage et marinage) car dans ce cas la pression n'induirait pas de transformation de la chair (MOLINA-GARCIA A.D *et al* 2002).

Cependant cette technologie, en plus d'agir sur les microorganismes et les dénaturer (IMIST 2011), agirait aussi sur le produit lui-même modifiant alors certains critères organoleptiques comme par exemple la couleur (De Las SOLAS *et al* 2009 ; AFSSA 2007).

Il est à noter que les hautes pressions ne suppriment pas le risque allergique.

En conclusion de ce chapitre, on précise que tous ces procédés utilisés sont mis en place pour lutter contre la contamination par les parasites et pour avoir au terme de la transformation un poisson de bonne qualité et exempt de parasite.

Voici un tableau comportant des exemples de procédés pour tuer *Anisakis sp* dans certains poissons.

Fish	Treatment	Parameters	Reference
Herring	salting	5% NaCl, > 17 weeks	(Karl, 1995)
		6-7% NaCl, 10-12 weeks ³	
		8-9% NaCl, 6 weeks	AESAN, 2007
	dry salting	20 days	CEVPM, 2005
Anchovies	marinating	10% acetic acid plus 12% salt for a minimum of 5 days	Sanchez-Monsalvez, 2005
		2.4% of acetic acid and 6% of NaCl for 35 days	AESAN, 2007
		10% acetic acid, 12% NaCl for 5 days	Sanchez-Monsalvez et al., 2005
Sardines	marinating	6% acetic acid, 10% NaCl for 24h + 4°C for 13 days	(Arcangeli et al., 1996)
Herring	marinating	28 days in brine with 6.3% NaCl and 3.7% acetic acid	Karl, 1995
Sockeye salmon and canary rockfish	freezing	-35°C for 15h, followed by -18° for 24h	Deardorff and Throm, 1998
Arrowtooth flounder	freezing	-15°C for 96h; -20°C for 60h; -30°C for 20h; -40°C for 9h	(Adams et al., 2005)
<i>In vitro</i> larvae	freezing	L3 survived at -10°C for up to 4 h and at -5°C for 5 h. No survival at -15°C for few minutes	(Wharton and Aalders, 2002)
	heating	60°C for > 15 minutes	(Sanchez-Monsalvez et al., 2006)
	heating	>60°C (core temperature) for 1 min;	(Bier, 1976)
	heating	74° for 15 sec	Audicana and Kennedy, 2008
	heating	60°C for 10 min (3 cm thick fillet)	Wootten and Cann, 2001
	plant extract	[6]-shogaol at 62.5 µg/ml ; [6]-gingerol at 250 µg/ml	(Goto et al., 1990)
King salmon and Arrowtooth flounder	high pressure	414 MPa for 30-60 seconds	(Molina-Garcia and Sanz, 2002)
		276 MPa for 90-180 seconds	
		207 MPa for 180 seconds	
Herring	irradiation	6-10 kGy	(Van Mameren and Houwing, 1968)
Sea eel	irradiation	>1 kGy	Seo et al., 2006

Tableau 8 : Conditions pour tuer les larves d'*Anisakis simplex* dans les produits de la mer (EFSA 2010)

Traduction pour le tableau ci-dessus :

- Herring : hareng
- Salmon : saumon
- Arrowtooth flounder : faux flétan
- Salting : salage
- Marinating : marinage
- Heating : cuisson
- Anchovies : anchois
- Rockfish : sebaste
- Sea eel : anguilles de mer
- Dry salting : salage à sec
- Freezing : congélation
- High pressure : haute pression

2. PROPHYLAXIE INDIVIDUELLE : COMMENT LE CONSOMMATEUR DOIT-IL SE COMPORTER ?

Il est dans notre culture française, habituel de manger du poisson cru mais la population est de plus en plus attirée par d'autres cultures ou le poisson cru est cuisiné et préparé autrement. Il est aussi important dans les foyers de préparer soi-même ce genre de repas.

Quand est-il du risque de contamination quand l'on prend l'initiative de préparer soi-même son poisson cru ?

Comment éliminer le risque de contamination sans utiliser la cuisson ?

Comment choisir son poisson ?

Ce sont des questions que le consommateur ne se pose pas spécialement car les parasites du poisson cru ne sont pas très connus de la population en comparaison avec les parasites des viandes de bœuf par exemple.

2.1. Le choix du poisson

Le choix du poisson, quand on veut le consommer cru, est un point primordial. Il requiert une connaissance et de l'expérience car on n'utilise pas n'importe quel poisson et n'importe quelle partie du poisson quand on le prépare de cette façon là.

Si l'on prend l'exemple des sushis et sashimis au Japon, les méthodes traditionnelles de pêche et d'abattage sont différentes pour ce type de mets. Les cuisiniers japonais qui les préparent ont suivi une longue et très stricte formation et ont une permission de fabrication qui est délivrée par le gouvernement pour pouvoir exercer ce métier ce qui n'est pas le cas en Europe et aux Etats-Unis (COHEN 2004).

Du bateau à l'étal, le poisson est maintenu au froid dans une chaîne ininterrompue.

Lors du choix, plusieurs critères organoleptiques sont à étudier afin d'évaluer la fraîcheur des produits de la mer (tableau 9) :

- couleur et fermeté de la chair,
- couleur des branchies,
- brillance de la peau,
- odeur,
- aspect des yeux.

Critères				
Parties du poisson inspectées	Notes			
	3	2	1	0
Apparence				
Peau	Pigmentation brillante, iridescente; pas de décoloration; mucus transparent, aqueux	Pigmentation brillante mais non luisante; mucus légèrement trouble	Pigmentation en voie de décoloration et terne; mucus laiteux	Pigmentation terne ¹ ; mucus opaque
Œil	Convexe (gonflé); cornée transparente; pupille noire et brillante	Convexe et légèrement enfoncé; cornée légèrement opalescente; pupille noire et terne	Plat; cornée opalescente; pupille opaque	Concave au centre ¹ ; cornée laiteuse; pupille grise
Branchies	Couleur brillante; pas de mucus	Moins colorées, quelques traces de mucus clair	En voie de décoloration; mucus opaque	Jaunâtres ¹ ; mucus laiteux
Chair (de l'abdomen)	Bleuâtre, translucide, lisse et brillante; pas de changement de la couleur initiale	Veloutée, cireuse, terne; couleur légèrement altérée	Légèrement opaque	Opaque ¹
Couleur le long de la colonne vertébrale	Incolore	Légèrement rosée	Rose	Rouge ¹
Organes	Les reins et résidus d'autres organes devront être rouges, de même que le sang dans l'aorte	Les reins et résidus d'autres organes devront être rouge terne; sang en voie de décoloration	Les reins, résidus et sang devront être roses	Les reins ¹ , résidus et sang devront être brunâtres
Etat physique				
Chair	Ferme et élastique; surface lisse	Moins élastique	Légèrement molle (flasque), moins élastique, cireuse (veloutée) et surface terne	Molle (flasque) ¹ ; écailles facilement détachables; surface ridée
Colonne vertébrale	Se casse au lieu de se détacher	Adhère	Adhère légèrement	N'adhère pas ¹
Péritoine	Adhère complètement à la chair	Adhère	Adhère légèrement	N'adhère pas ¹
Odeur				
Branchies, peau, cavité abdominale	Odeur d'algues	Pas de mauvaise odeur ni d'odeur d'algues	Légèrement aigre	Aigre ¹

¹ ou tout autre état d'altération plus avancé.

Tableau 9 : Echelle de fraîcheur du poisson (FAO 1999)

Le schéma caractéristique de la détérioration du poisson conservé sous glace se caractérise par quatre phases, correspondent au tableau 9. Les quatre phases de détérioration sont notées de 0 (immangeable) à 3 (très bon état) (KÖNIG 2012) :

- note 3 : le poisson est très frais avec une saveur douce et délicate d'algues, la saveur douce atteint son maximum deux à trois jours après capture ;

- note 2 : il y a une perte d'odeur et de saveur caractéristiques. La chair devient neutre. La texture est encore plaisante ;

- note 1 : des signes de détérioration apparaissent et des substances volatiles à odeur désagréable se forment : la triméthylamine (TMA) a une odeur de poisson caractéristique ;

Note 0 : le poisson peut être considéré comme altéré et putride.

Il est aussi important de privilégier les poissons de saison :

- au printemps : la lotte, la sole, la lingue (julienne),

- en été : la sardine, le lieu noir, le maquereau, le merlu, le rouget barbet, le turbot, la sandre,

- en automne : l'anchois, la daurade, le grondin, le hareng, le merlan, le thon,

- en hiver : l'églefin, le bar, le cabillaud, la limande,

Certaines espèces, comme le mullet, le sabre, l'espadon, le vivanneau, l'empereur, la raie et la roussette sont, elles, disponibles toute l'année.

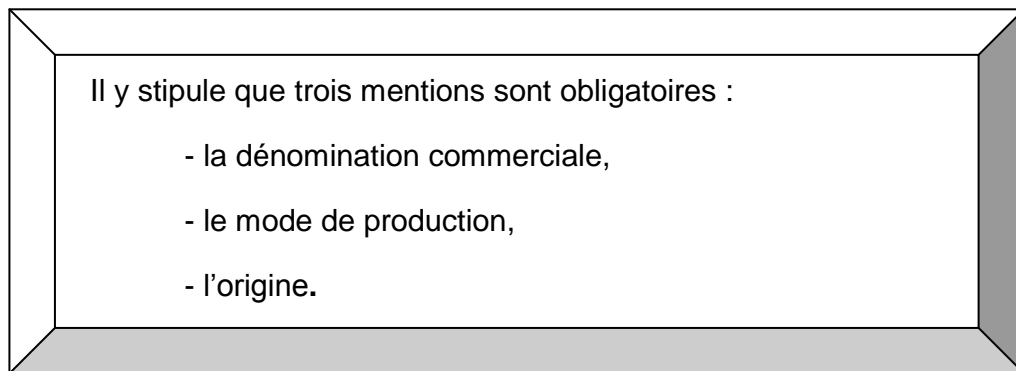
2.1.1. L'étiquetage

L'étiquetage permet au consommateur de savoir quel poisson il achète, la provenance, le traitement subi...

Si le consommateur veut acheter du poisson pour le consommer cru il est important de connaître tous ces renseignements pour éviter les risques de contamination.

Depuis le 1er janvier 2002, une nouvelle réglementation concernant l'étiquetage des produits de la pêche et de l'aquaculture est entrée en vigueur d'après le règlement (CE) n°2065/2001 de la Commission du 22 octobre 2001.

Cette réglementation prévoit que le consommateur doit disposer d'informations précises sur les produits de la pêche ou de l'aquaculture vendus au détail: en poissonnerie, en grandes et moyennes surfaces ou sur les marchés.



Cette obligation d'information concerne tous les produits, qu'ils soient issus de l'Union Européenne ou qu'ils soient importés, dès lors qu'ils sont présentés vivants, réfrigérés ou congelés, entiers ou en filets, salés, séchés, fumés ou en saumure (FranceAgriMer sans date) (Règlement (CE) n° 2065/2001 de la commission du 22 octobre 2001).



Figure 27 : Exemple d'étiquetage du poisson (FranceAgriMer 2009)

- La dénomination commerciale

Le nom scientifique de l'espèce doit obligatoirement accompagner le produit à tous les stades de la filière. Il est admis, lorsque le nom commercial retenu recouvre plusieurs espèces d'un même genre, d'utiliser le nom de genre accompagné de l'abréviation *sp.* (espèces) comme nom scientifique.

- Le mode de production

Il est important de savoir si le poisson a été pêché ou provient d'un élevage. Car un poisson provenant d'un élevage et nourrit au grain a un risque de contamination par les parasites très diminué (DGCCRF 2004).

L'une des trois mentions suivantes doit être indiquée sur l'étiquette :

"...pêché..."

"...pêché en eaux douces..."

"...élevé..."

Les produits d'élevage portent la mention : ELEVE EN + PAYS D'ORIGINE.

Les produits sauvages portent la mention : PÊCHE EN + ZONE DE CAPTURE FAO.
(voir ci-dessous)

- L'origine

Connaitre l'origine géographique du poisson est indispensable pour savoir s'il provient d'une zone dite endémique pour tel ou tel parasite.

La carte du monde est divisée en zones continentales et maritimes (figure 28). La zone d'où provient le produit doit apparaître sur l'étiquetage.

La liste détaillée des différentes zones qui complète la liste du tableau 10 apparaît en annexe 4.

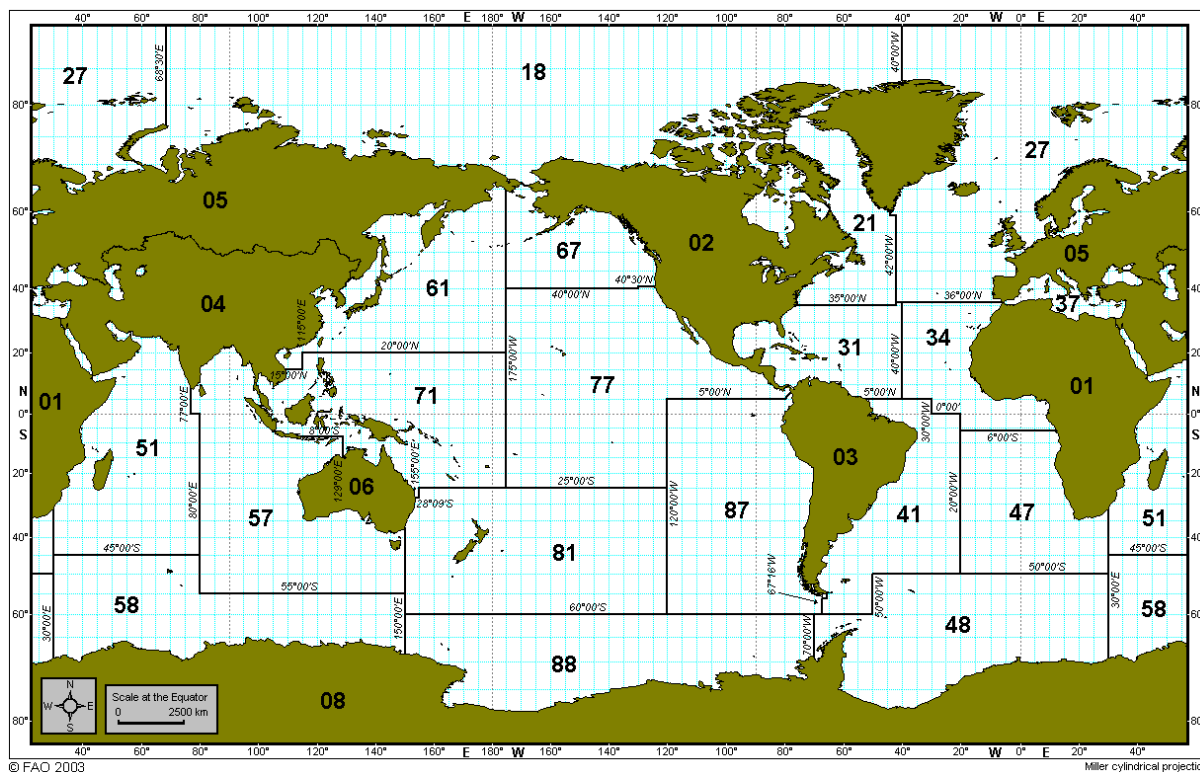


Figure 28 : Carte des principales zones de pêche (FAO 2003)

Zones de capture	Définition de la zone (1)
Atlantique Nord-Ouest	Zone FAO n° 21
Atlantique Nord-Est (2)	Zone FAO n° 27
Mer Baltique	Zone FAO n° 27.III d
Atlantique Centre-Ouest	Zone FAO n° 31
Atlantique Centre-Est	Zone FAO n° 34
Atlantique Sud-Ouest	Zone FAO n° 41
Atlantique Sud-Est	Zone FAO n° 47
Mer Méditerranée	Zones FAO n° 37.1, 37.2 et 37.3
Mer Noire	Zone FAO n° 37.4
Océan Indien	Zones FAO n° 51 et 57
Océan Pacifique	Zones FAO n° 61, 67, 71, 77, 81 et 87
Antarctique	Zones FAO n° 48, 58 et 88

(1) Annuaire FAO. Statistique des pêches. Captures. Vol. 86/1. 2000.

(2) Sauf Mer Baltique.

Tableau 10 : Liste des zones de pêche maritime (règlement-CE-2065-2001)

Il est possible d'indiquer le nom des zones en abrégé sur les étiquettes si une carte du monde avec la position de ces zones est affichée dans le rayon ou représentée sur le produit lui-même, de manière suffisamment visible et lisible (DGCCRF 2004).

- Dans le cas des produits pêchés en eaux douces, le nom de la zone indiqué est celui correspondant au pays dans lequel a lieu la pêche.

- Dans le cas des produits d'élevage, le nom de la zone indiqué est celui correspondant au pays dans lequel a lieu l'élevage (DGCCRF 2004).

2.1.2. Les poissons à risque

Voici deux listes exhaustives de poissons à risque en France.

Dans le cas de l'*Anisakis*, les poissons à risques en France sont :

- le maquereau,
- le merlan,
- l'anchois,
- le merlu,
- la sardine,
- la morue / le cabillaud.

Dans le cas du *Diphyllobothrium*, les poissons à risque en France sont :

- la perche,
- l'omble chevalier,
- la lotte de rivière,
- le brochet.

Dans le cas du saumon sauvage, il peut être parasité par les deux parasites car c'est un poisson anadrome, c'est-à-dire qu'il naît en eau douce, remonte jusqu'à la mer pendant plusieurs années et revient dans le fleuve pour se reproduire.

Ces poissons sont les poissons que l'on retrouve en France, dans le cas des produits d'élevages les poissons ont moins de risque de contamination si l'alimentation est contrôlée.

2.2. La préparation du poisson

Quand on achète ou que l'on pêche soi-même le poisson et que l'on veut le déguster cru, il y a quelques mesures préventives que l'on peut prendre pour éviter la contamination.

2.2.1. L'éviscération

Si le poisson est pêché, il faut l'éviscérer directement sur le bateau, bien le rincer et le mettre au frais. S'il n'est pas possible de l'éviscérer sur le moment, il faut tout de même le conserver au frais.

Il faut éviter de rejeter les viscères tels quels dans les eaux, en effet le mieux est de les rendre inoffensives avant de les rejeter pour éviter une recontamination par les parasites contenus dans les viscères.

Le poisson vendu chez le poissonnier est en général déjà éviscéré et découpé, sinon il est conseillé de demander au poissonnier de le faire.

2.2.2. La congélation

La congélation est le meilleur moyen pour éviter les risques de contamination quand on veut manger le poisson cru.

Il est recommandé de congeler le poisson à -20°C pendant au moins vingt quatre heures.

Un produit **surgelé** est un produit ayant subi un refroidissement rapide pour atteindre une température à cœur de -18°C. C'est une technique industrielle faisant appel à des froids très négatifs, avec des systèmes de ventilation forcés.

Un produit **congelé** est un produit ayant subi un refroidissement plus lent pour atteindre une température à cœur de -12°C. C'est le cas des congélations domestiques.

Il faut savoir que selon le congélateur domestique utilisé, la température atteinte est différente.

Il existe quatre classes de congélateurs. La zone de congélation est pourvue d'un certain nombre d'étoiles correspondant à la température de conservation dans le congélateur et indique aussi si la température est capable de congeler des aliments frais.

- Sans étoile :

Cela concerne une zone de congélation intégrée dans un frigo où la température se situe juste en dessous de zéro. Dans ce cas, les denrées congelées ne peuvent pas y être conservées et les aliments frais ne sauraient pas y être congelés.

- 1 étoile : 


Ils ont une zone de congélation où la température peut descendre jusqu'à -6°C. A cette température on peut y faire des glaçons et conserver maximum deux semaines les produits déjà congelés. Les aliments ne peuvent pas y être congelés.

- 2 étoiles : 

La température peut descendre ici jusqu'à -12°C, à cette température, les produits déjà congelés peuvent y être conservés pendant deux mois. Mais les aliments frais ne peuvent toujours pas y être congelés.

- 3 étoiles : 

La température peut descendre ici jusqu'à -18°C. On peut y conserver les produits déjà congelés pendant deux à douze mois mais on ne peut toujours pas y congeler des aliments frais.

- 4 étoiles : 

Ces congélateurs sont séparés du compartiment réfrigérateur. La température est maintenue à -18°C ou inférieure à celle-ci. On peut y conserver les aliments surgelés pendant plus d'un an et on peut aussi y congeler des aliments frais. En congelant les aliments frais, on va faire descendre leur température à cœur à -18°C dans les vingt-quatre heures.

NOMBRE D'ÉTOILES	TYPE D'APPAREIL	TEMPÉRATURE MAXIMALE	DURÉE DE CONSERVATION
Pas d'étoile	Ce genre d'appareil ne possède pas de compartiment congélateur.	-0°C	Pas de conservation possible de produits surgelés
*	Conservateur	-6°C	Jusqu'à 2 jours de conservation
**	Conservateur	-12°C	Jusqu'à 2 mois de conservation
***	Conservateur	-18°C	Jusqu'à 12 mois de conservation
****	Congélateur	-18°C et plus	Réelle congélation maison de 3 à 12 mois

Figure 29 : Tableau récapitulatif des différentes classes de congélateur (Site marchand « comprendreetchoisir.com » sans date)

Donc le seul congélateur utilisable pour congeler le poisson afin de tuer les parasites est le congélateur ayant 4 étoiles (COHEN 2004).

2.2.3. La préparation

Lors de la préparation de poisson cru sous toutes ses formes (carpaccio, sushi, marinade...), il est recommandé :

- lors de l'achat du poisson, de préciser au poissonnier que le poisson est destiné à être consommé cru ; il pourra vous conseiller sur le type de poisson à utiliser, et vous donnera la partie du poisson en conséquence,
- si le poisson n'est pas éviscéré, il faut le faire le plus tôt possible ou demander au poissonnier de le faire,

- de congeler le poisson à -20°C au minimum vingt-quatre heures,
- de couper le poisson en très fines tranches au lieu de gros morceaux pour pouvoir voir les parasites s'il y en a,
- consommer le poisson le plus tôt possible.

Il est recommandé de bien suivre les règles d'hygiène basiques lors de la préparation de ce genre de mets (lavage des mains...).

2.3. L'information du consommateur

L'information du consommateur surtout pour les personnes proches des zones à risque est importante pour prévenir du danger de la consommation de poisson cru.

Par exemple l'Afssa (ANSES) a mis à disposition des fiches sur le site internet :
<http://www.afssa.fr/Poisson/PH01.htm>.

Ces fiches portent sur les différents caractères importants de la consommation du poisson :

- les bénéfices,
- quand en manger,
- pourquoi manger du poisson,
- ...etc.

Celles qui nous intéressent sont :

- « Poisson, les recommandations »,
- « Poisson cru : précaution pour éviter les risques »,
- « Quelle conservation pour un poisson frais ? ».

Voir les fiches en annexe 3 .

Cependant, il faut faire attention à ce que l'information au grand public ne génère pas de panique et ne fasse pas peur, car la population pourrait mal interpréter les informations et stopper la consommation de poisson. Ce fut le cas en Allemagne et en Italie dans les années 1980 où la révélation de l'existence de parasites dans les poissons de consommation courante avait entraîné un rejet de consommation de poisson et donc un effondrement du marché du poisson (COHEN 2004).

2.4. Eviter les comportements à risque

Pour éviter la contamination il faut éviter les comportements à risque. Certains gestes paraissent simples mais l'on n'y pense pas toujours.

En ce qui concerne les pêcheurs, ils sont tout le temps en contact direct avec le poisson, et ont tendance à manger cru le foie et les œufs de leur pêche, les œufs ne contiennent pas les parasites mais ils sont présents à leur surface, il est donc préférable de les rincer avant de les manger (RENAUD 2011).

Attention au consommateur qui n'est pas informé et qui consomme le produit de sa propre pêche cru, particulièrement en zone endémique (COHEN 2004).

Ne pas manger le poisson cru non congelé.

Dans le cas de tourisme à l'étranger, la consommation de poisson cru est fortement déconseillée ce qui dans certaines destinations touristiques est presque impossible à éviter.

Ne pas hésiter lors de l'achat à se renseigner ou demander au poissonnier en précisant que le poisson que l'on veut acheter est destiné à être mangé cru.

Attention aux restaurants de bord de mer ou de lac où ils s'approvisionnent directement « à la barque », ce qui implique souvent l'absence de traitement des poissons (le risque de contamination des poissons achetés directement au pêcheur est élevé) (COHEN 2004).

La préparation de sushi et sashimi à la maison pourrait être plus risquée que de les acheter déjà prêts dans le commerce car il y a un gros manque d'information du consommateur sur les risques encourus et comment les préparer.

2.5. Eviter la contamination de l'eau

Dans le cas du bothriocéphale, la contamination des eaux des lacs est un point à souligner, car les œufs rejetés vivant dans ces eaux contaminent les copépodes puis les poissons permettant au cycle de se perpétuer. Les stations d'épuration bien qu'existantes ne peuvent pas filtrer tous les œufs de *Diphyllbothrium sp.*

Il serait intéressant pour éviter d'entretenir la contamination des lacs d'éviter le traitement antihelminthique à la maison car la personne traitée va expulser le reste du strobile (contenant les œufs) dans les jours qui suivent dans les toilettes, alors qu'ils devraient être préalablement rendus inoffensifs (RENAUD 2011).

Il ne faut pas hésiter à vermifuger les animaux de compagnie par exemple qui font eux aussi partie du cycle de vie de ce parasite (RENAUD 2011).

CONCLUSION

Les poissons d'eau de mer et d'eau douce sont la source de plusieurs maladies humaines. L'*Anisakis simplex* et le *Diphyllobothrium latum* sont deux parasites que l'on retrouve chez les poissons et qui peuvent ensuite entraîner des maladies digestives. Ces maladies sont deux helminthoses contractées à la suite d'ingestion de poissons crus ou insuffisamment cuits.

Aujourd'hui on peut retrouver dans nos assiettes du poisson cru sous toutes ses formes : fumé, mariné,... La culture alimentaire évolue et de nouvelles tendances font leur apparition. Le consommateur se retrouve facilement à préparer et consommer du poisson cru. Il est important maintenant d'avoir une information sur ces risques de contamination surtout dans les zones endémiques ou pour les touristes qui seront amenés à consommer du poisson cru.

L'*Anisakis* est un Nématode que l'on retrouve dans les poissons des eaux salées. Selon l'espèce, le parasite est localisé dans différentes parties du monde : l'*Anisakis simplex* est celui que l'on retrouve le plus souvent en France.

Ce parasite requiert la présence de trois hôtes successifs : - un crustacé,
- un poisson ou calamar,
- un mammifère marin.

L'homme est ici un hôte accidentel qui se contamine par l'ingestion de poisson cru ou insuffisamment cuit.

En France on retrouve ce parasite dans le maquereau ou l'anchois par exemple.

Le parasite commence son évolution dans l'eau salée et la poursuit dans les différents hôtes pour finir adulte dans le système gastro-intestinal de l'hôte définitif.

La maladie qu'entraîne ce parasite est appelée anisakidose. C'est une maladie intestinale qui est traitée soit par l'extraction de la ou des larve(s) lors de l'examen gastroscopique, soit par un traitement antihelminthique à base de dérivés benzimidazolés (tel que l'albendazole : Zentel®) associé à un traitement correspondant aux symptômes associés.

La présence de ce parasite dans le poisson consommé cru ou cuit peut entraîner si la personne y est sensible, une réaction allergique plus communément appelée « allergie au poisson » qui peut aller jusqu'au choc anaphylactique.

Le *Diphyllobothrium* est un Cestode que l'on retrouve dans les poissons d'eau douce.

Pour terminer son cycle de vie, ce parasite a besoin de trois hôtes successifs :

- un crustacé (copépode ou puce d'eau),
- un petit poisson d'eau douce pouvant à son tour être mangé par un plus gros poisson,
- un vertébré piscivore : homme, chien, chat, renard,...

L'homme est dans ce cas un hôte principal et se contamine comme pour l'anisakidose par l'ingestion de poisson cru ou insuffisamment cuit.

En France ce parasite est retrouvé chez les poissons d'eau douce notamment sur les pourtours du lac Léman dans les perches et ombles par exemple.

La larve ingérée par l'hôte définitif va mûrir en adulte pour atteindre une taille jusqu'à quinze mètres de long dans l'intestin grêle. Son corps est constitué de milliers de segments hermaphrodites qui en s'autofécondant produiront chaque jour des millions d'œufs que l'on retrouvera ensuite dans les selles.

La maladie est appelée bothriocéphalose ou diphyllbothriose : c'est une maladie peu grave qui se caractérise majoritairement par des symptômes digestifs. Ce parasite perturbe le métabolisme de la vitamine B12, ce qui peut entraîner dans certains cas une anémie.

Le traitement de cette maladie est simple et très efficace : c'est un traitement antihelminthique à base de praziquantel (Biltricide®) ou de niclosamide (Trédémine®).

Ces maladies se soignent facilement mais des moyens sont maintenant mis en œuvre pour éviter de se contaminer.

Depuis janvier 2006, l'Union Européenne a adopté un ensemble de textes législatifs dont l'objectif est la mise en place d'une politique unique et transparente en matière d'hygiène : LE PAQUET HYGIENE. Associé à cela, il existe la méthode HACCP qui permet d'analyser et d'identifier les dangers lors de chaque étape de transformation du poisson pour ensuite les corriger. Tous ces règlements garantissent un niveau élevé de protection de la santé du consommateur.

A partir de la pêche, tout est mis en place pour traiter le poisson : éviscération, congélation, détection et élimination des larves de parasite et autres traitements (salage, marinage, fumage). Dans le cas de la consommation de poisson cru, il ressort que la congélation est le seul moyen reconnu pour tuer les larves de parasites présente. Il est mentionné dans le règlement de la Communauté Européenne n°853/2004 (règlement du paquet hygiène) que les produits de la pêche doivent être congelés à une température minimale de -20°C pendant une durée minimum de vingt-quatre heures. Sachant que l'efficacité de cette congélation dépendra de la température, du temps de congélation, du type de poisson et du type de parasite.

Cependant, dans le cas de l'*A. simplex* la congélation ne tue pas l'allergène causant les réactions allergiques : donc le meilleur moyen d'éviter l'allergie est d'éviter le poisson.

Le consommateur peut lui aussi avoir quelques réflexes pour éviter la contamination lors du choix du poisson ou de la préparation du poisson (éviscérer, congeler). L'information est devenue indispensable surtout au niveau des zones endémiques et pour le tourisme : par exemple l'Afssa (ANSES) a mis à disposition des fiches d'information pour la consommation de poisson cru qui font ressortir que le moyen le plus sûr pour éviter la contamination est de congeler le poisson.

En résumé, même si la prévalence de ces parasitoses d'origine alimentaire est mal connue, le nombre de cas observés semble faible en comparaison de la quantité de poisson consommée dans le monde. En revanche, cette constatation ne doit pas faire oublier les règles minimales d'hygiène alimentaire.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ABAUNZA P, CAMPBELL N, FARINA V, MACKENZIE K, MATTIUCCI S, NASCETTIB G, PINTO A.L, RAMOS P

Anisakis spp. larvae (Nematoda: Anisakidae) from Atlantic horse mackerel : Their genetic identification and use as biological tags for host stock characterization. Fisheries research. Février 2008, 2^{ème} édition, vol 89, p 146-151.

ACHA P.N, SZYFRES B

Zoonoses et maladies transmissibles communes à l'homme et aux animaux. 2^{ème} édition. Paris. Office international des épizooties (Organisation mondiale de la santé animale, OIE), 1989, 1063 p.

ARBOR TECHNOLOGIE

Table de mirage. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.arbor-technologies.com/wp-content/uploads/2012/09/Table-de-mirage.pdf> (consulté en mars 2013)

ACIA (Agence canadienne d'inspection des aliments)

Irradiation des aliments. 2012. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.inspection.gc.ca/aliments/centre-des-consommateurs/fiches-de-renseignements/etiquetage-emballage-et-entrepotage-des-aliments/irradiation/fra/1332358607968/1332358680017> (consulté en mars 2013)

ACTION CONSOMMATION

Des produits irradiés dans nos assiettes ? 2006. [En ligne].

Disponible sur : http://www.actionconsommation.org/publication/docs/irrad_argu.pdf (consulté en mars 2013)

ADAMS A.M, CROSS J.H, MURRELL K.D

Parasites of fish and risks to public health. Revue scientifique et technologique office international. 1997, vol. 16, n°2, p. 652-660

AFSSA (Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments) (ANSES)

Saisine n° 2007-SA-0379, avis de l'Agence française de sécurité sanitaire des aliments relatif à une demande d'évaluation du risque concernant la présence d'anisakidés dans les produits de la pêche et l'extension de la dérogation à l'obligation de congélation assainissante pour les produits de la pêche dont l'alimentation est maîtrisée ainsi que pour certaines espèces de poissons sauvages. 22 avril 2008, Maisons-Alfort. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.anses.fr/index.htm> (consulté en janvier 2013)

AFSSA (Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments) (ANSES)
Manger du poisson pourquoi ? Comment ? Fiches récapitulatives. [En ligne].
Disponible sur : <http://www.afssa.fr/Poisson/PH01.htm> (consulté en avril 2013)

ANCELLE T, DESVOIS L, DUPOUY-CAMET J, GREGORY A
Enquête sur l'incidence de la botriocéphalose en Haute-Savoie. Bulletin épidémiologique hebdomadaire. 2001, n°45, p.211. [En ligne].
Disponible sur : <http://www.invs.sante.fr/beh/2001/45/> (Consulté en janvier 2012)

ANCELLE T, DUPOUY-CAMET J
Zoonoses parasitaires transmises par la chair animale en France. La lettre de l'infectiologue. Mai 2002, vol. 17, n°5, p. 143-148

ARCANGELI G, BRUTTI A, CAVALLERO S, D'AMELIO S, DANESI P, ROVERE P
Inactivation of *Anisakis simplex* larvae in raw fish using high hydrostatic pressure treatments. Janvier 2010. Bibliomer n° 49 art. 2010-5050. [En ligne].
Disponible sur : <http://www.bibliomer.com/abonnes/documents/2010n49.pdf> (consulté en mars 2013)

ANOFEL (association française des enseignants de parasitologie)
Parasitoses et mycoses des régions tempérées et tropicales. 2^{ème} édition. Abrégés. Issy-les-Moulineaux : Elsevier / Masson. 2010, 361 p.

ANOFEL (association française des enseignants de parasitologie)
Université Médicale Virtuelle Francophone. 2011. [En ligne].
Disponible sur :
<http://umvf.omsk-osma.ru/campus-parasitologie-mycologie/cycle2/poly/2900ico.html>
(Consulté en novembre 2012)

BACAL H.L, CUSHING H.B
Diphyllobothrium latum (fish tapeworm) infestation in Eastern Canada: with particular reference to its increasing prevalence. Canadian Medical Association. 1934, vol. 30, n°4, P. 377-384

BARON E, DE VALK H, VAILLANT V
Morbidité et mortalité dues aux maladies infectieuses d'origine alimentaire en France, mars 2004. [En ligne].
Disponible sur : http://opac.invs.sante.fr/doc_num.php?explnum_id=5780 (consulté en décembre 2012)

BENOIT L, CARABIAS-HERNANDEZ A, GARAULET P, KRETZ B, MARTIN-BLASQUEZ A, ORTEGA-DEBALLON P

Anisakiase : une parasitose que le chirurgien doit connaître. Annales de chirurgie. 2005. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.em-premium.com/article/34428/resultatrecherche/2> (consulté en janvier 2012)

BISARO F BOUREE P, DAHANE N, ENSAF A, RESENDE P

Les cestodes et leur diagnostic au laboratoire. Revue francophone des laboratoires. Mars 2012, vol. 42, n°440, p. 67-73

BOURGAU O, GAY M, LE FUR B, MALLE P, WACOGNE D

Localisation et détection des *Anisakidae* dans deux espèces de poissons : merlan (*Merlangus merlangius*) et maquereau (*Scomber scombrus*). Bulletin épidémiologique Décembre 2012. [En ligne].

Disponible sur : http://agriculture.gouv.fr/IMG/pdf/BEP-mg-BE55_cle416d1a.pdf (consulté en mars 2013)

BOUREE P

Larva migrans. Encyclopédie Médicale Chirurgicale, Maladies infectieuses, 2010, [Article 8-518-A-10], p. 1-12

BOUREE P, PAUGAM A, PETITHORY J.C

Anisakidosis: report of 25 cases and review of the literature. Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases. 1995, vol. 18, p. 75-84

CENTER FOR DISEASE CONTROL & PREVENTION

Image library *Anisakis*. 2009. [En ligne].

Disponible sur : http://dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/ImageLibrary/Anisakiasis_il.htm (consulté en janvier 2013)

CENTER FOR DISEASE CONTROL & PREVENTION

Image library *Diphyllobothrium*. 2009. [En ligne].

Disponible sur : http://dpd.cdc.gov/dpdx/HTML/ImageLibrary/Diphyllobothriasis_il.htm (consulté en janvier 2013)

CEVPM (Centre d'expérimentation et de valorisation des produits de la mer)

Etude des conditions de destruction des larves d'*Anisakis simplex* dans le hareng salé au sel sec destiné à la fabrication de filets de harengs saurs traditionnels. OFIMER, BOULOGNE. 2005, 71 p.

COHEN. S

Les risques parasitaires liés à la consommation de poisson cru. Thèse de doctorat vétérinaire. Créteil : Ecole nationale vétérinaire d'Alfort, 2004, 117 p.

COMMISSION EUROPÉENNE

Rapport de la commission au parlement européen et au conseil sur les denrées et ingrédients alimentaires traités par ionisation pour l'année 2010. Bruxelles, le 26.1.2012. [En ligne].

Disponible sur :

http://ec.europa.eu/food/food/biosafety/irradiation/docs/annual_report_2010_fr.pdf

(consulté en mars 2013)

COMITE DU CODEX SUR LES POISSONS ET LES PRODUITS DE LA PECHE (FAO/OMS)

Code d'usages pour les poissons et les produits de la pêche. Adopté en 2003, Révisé en 2004, 2005, 2007, 2008, 2010 et 2011 [En ligne].

Disponible sur : [http://www.codexalimentarius.org/search-](http://www.codexalimentarius.org/search-results/?cx=018170620143701104933%3Ai-zresgmxec&cof=FORID%3A11&q=poisson+parasite&sa.x=0&sa.y=0&siteurl=http%3A%2F%2Fwww.codexalimentarius.org%2F&siteurl=www.codexalimentarius.org%2Fabout-codex%2Ffr%2F&ref=www.codexalimentarius.org%2Fcodex-home%2Ffr%2F&ss=3823j1141507j16)

[results/?cx=018170620143701104933%3Ai-](http://www.codexalimentarius.org/search-results/?cx=018170620143701104933%3Ai-zresgmxec&cof=FORID%3A11&q=poisson+parasite&sa.x=0&sa.y=0&siteurl=http%3A%2F%2Fwww.codexalimentarius.org%2F&siteurl=www.codexalimentarius.org%2Fabout-codex%2Ffr%2F&ref=www.codexalimentarius.org%2Fcodex-home%2Ffr%2F&ss=3823j1141507j16)

[zresgmxec&cof=FORID%3A11&q=poisson+parasite&sa.x=0&sa.y=0&siteurl=http%3A%](http://www.codexalimentarius.org/search-results/?cx=018170620143701104933%3Ai-zresgmxec&cof=FORID%3A11&q=poisson+parasite&sa.x=0&sa.y=0&siteurl=http%3A%2F%2Fwww.codexalimentarius.org%2F&siteurl=www.codexalimentarius.org%2Fabout-codex%2Ffr%2F&ref=www.codexalimentarius.org%2Fcodex-home%2Ffr%2F&ss=3823j1141507j16)

[2F%2Fwww.codexalimentarius.org%2F&siteurl=www.codexalimentarius.org%2Fabout-](http://www.codexalimentarius.org/search-results/?cx=018170620143701104933%3Ai-zresgmxec&cof=FORID%3A11&q=poisson+parasite&sa.x=0&sa.y=0&siteurl=http%3A%2F%2Fwww.codexalimentarius.org%2F&siteurl=www.codexalimentarius.org%2Fabout-codex%2Ffr%2F&ref=www.codexalimentarius.org%2Fcodex-home%2Ffr%2F&ss=3823j1141507j16)

[codex%2Ffr%2F&ref=www.codexalimentarius.org%2Fcodex-](http://www.codexalimentarius.org/search-results/?cx=018170620143701104933%3Ai-zresgmxec&cof=FORID%3A11&q=poisson+parasite&sa.x=0&sa.y=0&siteurl=http%3A%2F%2Fwww.codexalimentarius.org%2F&siteurl=www.codexalimentarius.org%2Fabout-codex%2Ffr%2F&ref=www.codexalimentarius.org%2Fcodex-home%2Ffr%2F&ss=3823j1141507j16)

[home%2Ffr%2F&ss=3823j1141507j16](http://www.codexalimentarius.org/search-results/?cx=018170620143701104933%3Ai-zresgmxec&cof=FORID%3A11&q=poisson+parasite&sa.x=0&sa.y=0&siteurl=http%3A%2F%2Fwww.codexalimentarius.org%2F&siteurl=www.codexalimentarius.org%2Fabout-codex%2Ffr%2F&ref=www.codexalimentarius.org%2Fcodex-home%2Ffr%2F&ss=3823j1141507j16) (consulté en février 2013)

COMITE DU CODEX SUR LES POISSONS ET LES PRODUITS DE LA PECHE (FAO/OMS)

Commission du codex alimentarius. 2001. p [En ligne].

Disponible sur : www.codexalimentarius.org/input/download/report/370/AI01_18f.pdf

(consulté en février 2013)

CONSEIL DES MINISTRES

Décret N°**2001-1097** du 16 novembre 2001 relatif au traitement par ionisation des denrées destinées à l'alimentation humaine ou animale. Version consolidée au 14 avril. In Légifrance. 2011. [En ligne].

Disponible sur :

[http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000580693&dateT](http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000580693&dateTexte=20130330)

[exte=20130330](http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000580693&dateTexte=20130330) (consulté en mars 2013)

CONSEIL DES MINISTRES

Arrêté du 2 octobre 1997 relatif aux additifs pouvant être employés dans la fabrication des denrées destinées à l'alimentation humaine. [En ligne].

Disponible sur :

[http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000182055&dateT](http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000182055&dateTexte=20130401)

[exte=20130401](http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000182055&dateTexte=20130401) (consulté en avril 2013)

CONSEIL DES MINISTRES

Arrêté du 20 août 2002 relatif aux denrées et ingrédients alimentaires traités par ionisation. Version consolidée au 07 septembre 2002. [En ligne].

Disponible sur :

<http://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=LEGITEXT000021244750>

(consulté en mars 2013)

CRIIRAD (Commission de Recherche et d'Information Indépendantes sur la Radioactivité)

Ne pas confondre aliments « contaminés » et aliments « irradiés » ou « ionisés ». [En ligne].

Disponible sur :

<http://www.criirad.org/actualites/dossiers2005/irradiationaliments/docinfocriiradiat.pdf> (consulté en avril 2013)

CRPMEM aquitaine (Comité Régional des Pêches Maritimes et des Elevages Marins aquitaine)

Hygiène et qualité : bonnes pratiques à bord des navires de pêche. [En ligne].

Disponible sur : http://www.peche-aquitaine.com/docs/Fiches_bonnes_pratiques.pdf

(consulté en mars 2013)

DE LAS SOLAS M.T, HERAS C, RODRIGUEZ-MAHILLO A.I, TEJADA M, VIDACEK S
Effect of high hydrostatic pressure on mortality and allergenicity of *Anisakis simplex* L3 and on muscle properties of infested hake. Janvier 2010. Bibliomer n° 49 art. 2010-5049. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.bibliomer.com/abonnes/documents/2010n49.pdf> (consulté en mars 2013)

DGCCRF (Direction Générale de la Concurrence, de la Consommation et de la Répression des Fraudes)

Modalités d'application du règlement 2065/2001. 2004. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.economie.gouv.fr/dgccrf/Modalites-d-application-du-reglement-2065-2001> (consulté en avril 2013)

DOROSZ P, LE JEUNE C, VITAL DURAND D

Guide pratique des médicaments. 2013, 32^{ème} édition. Maloine, 1905 p.

DUPOUY-CAMET J

Diphyllobothrium latum, bothriocéphale, ténia du poisson. Mai 2006. [En ligne].

Disponible sur :

http://www.infectiologie.com/site/medias/_documents/officiels/afssa/Diphyllo090207.pdf.

(consulté en octobre 2012)

DUPOUY-CAMET J, LEBUISSON A, PAUGAM A, POIRIER P, YERA H

Bothriocéphalose à *Diphyllbothrium nihonkaiense* : un nouveau risque lié à la consommation de saumon. La Presse Médicale. 2009, vol. 38, n°4 p. 675-677

e-vidal 2012. [En ligne].

Disponible sur : <http://use.evidal.net.ezproxy.unilim.fr/recherche/all> (consulté en décembre 2012)

EFSA (European Food Safety)

Scientific Opinion on risk assessment of parasites in fishery products. EFSA Journal 2010. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.efsa.europa.eu/en/search/doc/1543.pdf> (consulté en avril 2013)

ELZIERE P

Les parasites dans les produits de la pêche, évaluation des procédures d'assainissement. Juin 2010. [En ligne].

Disponible sur : <http://hgk.biznet.hr/hgk/fileovi/18918.ppt> (consulté en mars 2013)

EUN-TAEK H, JONG-YIL C, KYUNG WON L, KI-SOO P, HO-JUN S, HYO-CHUNG S, SUK-YUL J

Diphyllbothrium latum infection after eating domestic salmon flesh. The Korean Journal of Parasitology. 2001, vol. 39, n°4, p. 319-321

FDA (Food And Drug Administration)

Fish and fishery products hazards and controls guidance chapitre 5 : "parasites". 4th Edition. 2011. [En ligne].

Disponible sur :

<http://www.fda.gov/downloads/Food/GuidanceComplianceRegulatoryInformation/GuidanceDocuments/Seafood/UCM251970.pdf> (consulté en mars 2013)

FRANCEAGRIMER

Site Franceagrimer. 2009 [En ligne].

Disponible sur : <http://www.franceagrimer.fr/fam/filiere-peche-et-aquaculture> (consulté en janvier 2013)

FOOS J

L'ionisation des denrées alimentaires. 2006. [En ligne].

Disponible sur : http://www.formascience.com/Pages/Ionisation_des_aliments.pdf (consulté en mars 2013)

GASPARINI S

Copépode. [En ligne].

Disponible sur : http://www.obs-vlfr.fr/~gaspari/copepodes/cop_doc.htm (consulté en octobre 2012)

GUTEL B

Les nouvelles obligations du paquet hygiène pour les restaurateurs. L'Hôtellerie Restauration. 24 novembre 2005, n° 2952 [En ligne].

Disponible sur : http://www.lhotellerie-restauration.fr/hotellerie-restauration/Articles/2005/2952_24_Novembre_2005/Les_nouvelles_obligations.htm (consulté en février 2013)

HACCP (Hazard Analysis Critical Control Point)

HACCP Définition. [En ligne].

Disponible sur : http://www.haccp-guide.fr/definition_haccp.htm (consulté en février 2013)

HARADA S, HIROYUKI G, YUUICHI N, NAOMI U, SATOSHI K, SHINICHI O. YUUZOU Y, YUUKO H,

A Woman Who Excreted a Tape-Like Substance. Clinical Infectious Diseases. Février 2006, vol. 42, n° 4, p. 572-574

HERHILAN S, KRUSE D

"*Diphyllobothrium latum*" Animal Diversity Web. 2001. [En ligne].

Disponible sur :

http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Diphyllobothrium_latum.html. (Consulté en janvier 2012)

IMIST (Institut Marocain de l'information scientifique et technique)

Le traitement HP : une alternative aux traitements thermiques Bulletin d'information agroalimentaire. 2011. [En ligne].

Disponible sur : <http://bitagro.imist.ma/spip.php?article278> (consulté en mars 2013)

IMIST (Institut Marocain de l'information scientifique et technique)

L'irradiation des denrées alimentaires.2005. [En ligne].

Disponible sur : <http://bitagro.imist.ma/spip.php?article50> (consulté en mars 2013)

KNOCKAËRT C

Les marinades des produits de la mer. PLOUZANÉ : IFREMER (Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la Mer). 1989. [En ligne].

Disponible sur : <http://archimer.ifremer.fr/doc/1989/rapport-630.pdf> (consulté en mars 2013)

KNOCKAERT C

Le fumage du poisson. 4ème édition. PLOUZANÉ : IFREMER (Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la Mer). 1994. [En ligne].

Disponible sur : <http://archimer.ifremer.fr/doc/00004/11490/8046.pdf> (consulté en mars 2013)

KODO J.L

L'ionisation des produits de la pêche. [En ligne].

Disponible sur : <http://archimer.ifremer.fr/doc/1990/rapport-649.pdf> (consulté en mars 2013)

KONIG C

Les poisons d'eau douce. 14-05-2012. [En ligne]

Disponible sur : http://www.futura-sciences.com/fr/doc/t/zoologie-1/d/poissons-eau-douce_1440/c3/221/p25/ (consulté en avril 2013)

LABORATOIRE CLS, LABORATOIRE D'HYGIENE AGRO ALIMENTAIRE

[En ligne].

Disponible sur : <http://www.hygiene-agro-alimentaire.com/haccp.html> (consulté en février 2013)

MAGNAVAL J

Traitement des parasitoses autochtones. [En ligne].

Disponible sur :

http://www.dufmcepp.ups-tlse.fr/app_scom/scom_fichier/repertoire/090611145536.pdf
(consulté en mai 2013)

MAGNAVAL J, PAUGAM A

Anisakis spp., *Pseudoterranova spp.* juin 2006. [En ligne].

Disponible sur :

http://www.infectiologie.com/site/medias/_documents/officiels/afssa/Anisakis090207.pdf
(consulté en février 2012)

MINISTERE DE L'AGRICULTURE, DE L'AGROALIMENTAIRE ET DE LA FORET

Brochure Paquet hygiène 2005, 2 p [En ligne].

Disponible sur : <http://agriculture.gouv.fr/le-paquet-hygiene> (consulté en février 2013)

MOLINA-GARCÍA A.D, SANZ P.D

Anisakis simplex Larva Killed by High-Hydrostatic-Pressure Processing. Journal of Food Protection. 2002, volume 65, N°2, p. 383-388.

MULTIVAC

Site internet marchand. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.multivac.fr/fileadmin/multivac/fr/emag/nos-produits/hpp/pdf/hpp.pdf?PHPSESSID=7e2be4271661ec305d203bb3fee50dc6> consulté en mars 2013)

NELSON R.

Anisakis simplex: Welcome to the Nematode's Niche. 2008. [En ligne].

Disponible sur : http://bioweb.uwlax.edu/bio203/s2009/nelson_rac3/reference.htm (consulté en janvier 2012)

NGANGUEM M

Approche physico-chimique du pouvoir conservateur du sel: Cas du salage de *Pseudotolithus senegalensis* 2007. [En ligne].

Disponible sur : http://www.memoireonline.com/02/08/940/m_approche-physico-chimique-pouvoir-conservateur-sel-pseudotolithus-senegalensis15.html (consulté en mars 2013)

NUTRITION, CENTER FOR FOOD SAFETY AND APPLIED

Diphyllobothrium spp. Bad Bug Book. [En ligne].

Disponible sur :

<http://www.fda.gov/Food/FoodSafety/Foodbornellness/FoodbornellnessFoodbornePathogensNaturalToxins/BadBugBook/ucm070785.htm>. (Consulté en janvier 2012)

ORGANISATION DES NATIONS UNIES POUR L'ALIMENTATION ET L'AGRICULTURE (FAO)

Liste détaillé des principales zones de pêche. 2003. [En ligne].

Disponible sur : ftp://ftp.fao.org/FI/STAT/by_FishArea/Fishing_Areas_list.pdf (consulté en avril 2013)

ORGANISATION DES NATIONS UNIES POUR L'ALIMENTATION ET L'AGRICULTURE (FAO)

Carte des principales zones de pêche. 2003. [En ligne].

Disponible sur : ftp://ftp.fao.org/fi/maps/world_2003.gif (consulté en avril 2013)

ORGANISATION DES NATIONS UNIES POUR L'ALIMENTATION ET L'AGRICULTURE (FAO) (département des pêches)

La qualité et son évolution dans le poisson frais, alinéa 5 changements *post mortem* dans le poisson. 1999. [En ligne]

Disponible sur : <http://www.fao.org/docrep/003/V7180F/V7180F00.htm#Contents> (consulté en avril 2013)

ORAIN D

Apport de l'histologie dans la détection d'*Anisakis simplex* et de *Kudoa sp.* dans les poissons et les matières premières utilisées dans l'industrie ou dans les produits finis. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse : Université Paul-Sabatier, 2010, 97 p.

PARLEMENT EUROPEEN.

Rectificatif au règlement (CE) **N 854/2004** du Parlement européen et du Conseil du 29 avril 2004 fixant les règles spécifiques d'organisation des contrôles officiels concernant les produits d'origine animale destinés à la consommation humaine. (J.O L 139 du 30 avril 2004). In EUR-Lex [en ligne].

Disponible sur : <http://eur-lex.europa.eu/JOIndex.do?year=2004&serie=L&textfield2=226&Submit=Rechercher&submit=Rechercher&ihmlang=fr> (consulté en janvier 2013)

PARLEMENT EUROPEEN.

Rectificatif au 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. (J.O L 139 du 30 avril 2004). In EUR-Lex [en ligne].

Disponible sur : <http://eur-lex.europa.eu/JOIndex.do?year=2004&serie=L&textfield2=226&Submit=Rechercher&submit=Rechercher&ihmlang=fr> (consulté en janvier 2013)

PARLEMENT EUROPEEN.

Rectificatif au règlement (CE) **N 852/2004** du Parlement européen et du Conseil du 29 avril 2004 relatif à l'hygiène des denrées alimentaires. (J.O L 139 du 30 avril 2004). In EUR-Lex [en ligne].

Disponible sur : <http://eur-lex.europa.eu/JOIndex.do?year=2004&serie=L&textfield2=226&Submit=Rechercher&submit=Rechercher&ihmlang=fr> (consulté en janvier 2013)

PARLEMENT EUROPEEN.

Règlement (CE) **N 178/2002** du Parlement européen et du Conseil du 28 janvier 2002 établissant les principes généraux et les prescriptions générales de la législation alimentaire, instituant l'Autorité européenne de sécurité des aliments et fixant des procédures relatives à la sécurité des denrées alimentaires. (J.O L 31 du 01 février 2002). In EUR-Lex [en ligne].

Disponible sur : <http://eur-lex.europa.eu/JOIndex.do?year=2002&serie=L&textfield2=31&Submit=Rechercher&submit=Rechercher&ihmlang=fr> (consulté en janvier 2013)

PARLEMENT EUROPÉEN ET LE CONSEIL DE L'UNION EUROPÉENNE

Directive **1999/2/CE** du Parlement européen et du Conseil du 22 février 1999 relative au rapprochement des législations des Etats membres sur les denrées et ingrédients alimentaires traités par ionisation. (J.O L 006 du 13 mars 1999). In EUR-Lex [en ligne].

Disponible sur : <http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CELEX:31999L0002:FR:HTML> (consulté en mars 2013)

PARLEMENT EUROPÉEN ET LE CONSEIL DE L'UNION EUROPÉENNE

Directive **1999/3/CE** du Parlement européen et du Conseil du 22 février 1999 établissant une liste communautaire de denrées et ingrédients alimentaires traités par ionisation. (J.O L 006 du 13 mars 1999). In EUR-Lex [en ligne].

Disponible sur : <http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=CELEX:31999L0003:FR:HTML> (consulté en mars 2013)

PARLEMENT EUROPEEN

Règlement (CE) **N°2065/2001** de la commission du 22 octobre 2001 établissant les modalités d'application du règlement (CE) n°104/2000 du Conseil en ce qui concerne l'information du consommateur dans le secteur des produits de la pêche et de l'aquaculture. (J.O L 278 du 23 octobre 2001). In EUR-Lex [en ligne].

Disponible sur : <http://eur-lex.europa.eu/LexUriServ/site/fr/consleg/2001/R/02001R2065-20070101-fr.pdf> (consulté en avril 2013)

PETITHORY J.C

Actualité sur l'anisakidose. Revue francophone des laboratoires février 2008, vol. 38, n 399, p. 87-93

RAVISSE P

Intestin : *Anisakis sp.* - granulome et larve (HES). Anofel. 2010. [En ligne]

Disponible sur : http://www.cdanofel.fr/4Daction/W3_CDModifDiapo/fr/H030/?wAction=7 (consulté en avril 2013)

RENAUD M

Etude épidémiologique de la diphyllbothriose, zoonose parasitaire en Haute Savoie. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon : université Claude-Bernard, 2 décembre 2011, 180 p.

SCIENCE DAILY

Where there's a worm there's a whale : first distribution model of marine parasites provides revealing insights. janvier 2012. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.sciencedaily.com/releases/2012/01/120125091059.htm> (consulté en avril 2013)

SCHOLZ T

Update on the Human Broad Tapeworm (Genus *Diphyllobothrium*), Including Clinical Relevance, Plerocercoid of *D. latum* from pike from Como Lake, Italy. 2009. [En ligne].

Disponible sur : <http://cmr.asm.org/content/22/1/146/F2.expansion.html> (consulté en mai 2013)

SCHOLZ T, GARCIA H, KUCHTA R et WICHT B

Update on the Human Broad Tapeworm (Genus *Diphyllobothrium*), Including Clinical Relevance. *Clinical Microbiology Reviews*, janvier 2009, vol. 22, n°1, p. 146 -160.

THE KOREAN SOCIETY FOR PARASITOLOGY

Web Atlas of Medical Parasitology, *Diphyllobothrium latum.*, 2003. [En ligne].

Disponible sur :

http://atlas.or.kr/atlas/alphabet_view.php?my_codeName=Diphyllobothrium%20latum

(consulté en octobre 2012)

UMF (Union du Mareyage Français)

Guide de bonne pratique d'hygiène et application de l'HACCP, activité de mareyage version 2010. 2010, 356 p. [En ligne].

Disponible sur : http://www.mareyeur.org/maj/phototheque/photos/pdf/GBH-HACCP_-_UMF_V1.0_-_juin_2010_final.pdf (consulté en mars 2013)

UPTON S.J

Animal Parasitology. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.k-state.edu/parasitology/625tutorials/Platys01.html> (consulté en janvier 2012)

WEIR E

Sushi, Nematodes and Allergies. *Canadian Medical Association Journal*, 2005, vol. 172, n° 3, p. 329. [En ligne].

Disponible sur : <http://www.cmaj.ca/content/172/3/329> (consulté en décembre 2012)

TABLE DES ANNEXES

Annexe 1. LE PAQUET HYGIENE	106
Annexe 1.1. Les règlements	106
Annexe 1.2. Les règlements d'application.....	108
Annexe 1.3. Les directives.....	108
Annexe 2. L'HACCP (Hazard Analysis Critical Control Point)	109
Annexe 2.1. Définition	109
Annexe 2.2. Mise en place de la méthode HACCP.....	110
Annexe 2.2.1 La constitution de l'équipe HACCP	110
Annexe 2.2.2 Décrire le produit.....	110
Annexe 2.2.3 Déterminer son utilisation.....	111
Annexe 2.2.4 Etablir un diagramme des opérations.....	111
Annexe 2.2.5 Confirmer sur place le diagramme des opérations	111
Annexe 2.2.6 Analyse des risques et définir les mesures permettant de maîtriser les dangers ainsi identifiés (PRINCIPE 1)	111
Annexe 2.2.7 Déterminer les points critiques (CCP)(PRINCIPE 2)	111
Annexe 2.2.8 Fixer les seuils critiques (PRINCIPE 3)	111
Annexe 2.2.9 Mettre en place un système de surveillance pour chaque CCP (PRINCIPE 4)	112
Annexe 2.2.10 Prendre des mesures correctives (PRINCIPE 5).....	112
Annexe 2.2.11 Instaurer des procédures de vérification (PRINCIPE 6).....	112
Annexe 2.2.12 Constituer des dossiers et tenir des registres (PRINCIPE 7).....	112
Annexe 3. Fiches Afssa.....	114
Annexe 3.1. Fiche 1 « Poisson, les recommandations ».....	114
Annexe 3.2. Fiche 2 « Poisson cru : précaution pour éviter les risques »	116
Annexe 3.3. Fiche 3 « Quelle conservation pour un poisson frais ».....	117
Annexe 4. Liste détaillée des principales zones maritimes et continentales de peche :	118

ANNEXES

ANNEXE 1. LE PAQUET HYGIENE

Le paquet hygiène est un ensemble de textes législatifs adoptés par l'Union européenne dont l'objectif est la mise en place d'une politique unique et transparente en matière d'hygiène, applicable depuis le 1^{er} janvier 2006 à toutes les denrées alimentaires et à tous les exploitants du secteur alimentaire y compris ceux de l'alimentation animale, et à créer des instruments efficaces pour gérer les alertes, sur l'ensemble de la chaîne alimentaire.

Il s'applique "de la fourche à la fourchette", autrement dit de la production à la distribution en passant par la cueillette, la chasse, l'ensemble des traitements industriels, le transport ou encore la restauration.

Il est composé de :

- 6 règlements
- 4 règlements d'application
- 2 directives.

Annexe 1.1. Les règlements



Figure 30 : Les textes communautaires fondateurs du paquet hygiène (GUTEL B 2005).

Le II est fondé par le règlement (CE) **N 178/2002** aussi appelé « FOOD LAW » du Parlement européen et du Conseil du 28 janvier 2002 établissant les principes généraux

(principe de recours à l'analyse des risques par les autorités compétentes, principe de précaution, principe de transparence, principe d'innocuité...) et définit des obligations spécifiques aux professionnels : obligation de traçabilité, obligation de retrait de produits susceptibles de présenter un risque pour la santé publique, obligation d'information des services de contrôle.

Ce dispositif est complété par un ensemble de textes, séparant clairement les responsabilités, applicables par les professionnels (depuis la production primaire, animale et végétale jusqu'aux consommateurs) et par les services de contrôles.

Il constitue le socle de la sécurité sanitaire des aliments.

Il a créé l'AESA (Autorité Européenne de Sécurité des Aliments) qui est l'équivalent européen de l'AFSSA (Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments) et le réseau d'alerte rapide européen (GUTEL B 2005).

Le règlement (CE) **N°852/2004** établit, à l'intention des exploitants du secteur alimentaire y compris les exploitants de production primaire (éleveurs, agriculteurs), des règles générales d'hygiène applicables à toutes les denrées alimentaires.

Il définit comme obligations majeures :

- l'obligation de mise en place de procédures basées sur les principes de l'HACCP (Hazard Analysis Critical Control Point) est généralisée (hormis à la production primaire).
- le recours aux guides de bonnes pratiques d'hygiène rédigés par les professionnels et validés par l'administration est encouragé.
- l'obligation de la formation d'au moins une personne à l'HACCP ou au guide de bonnes pratiques d'hygiène du secteur concerné (GUTEL B 2005).

Le règlement (CE) **N°853/2004** établit, en complément du règlement précédent, des règles spécifiques d'hygiène applicables aux produits d'origine animale.

Il fixe les grands principes :

- notion d'agrément (la production primaire n'est pas soumise à agrément),
- notion de marque de salubrité
- notion d'identification,...

Son annexe III regroupe toutes les dispositions spécifiques d'hygiène applicables aux différents types de produits traités (viandes fraîches d'animaux de boucherie, viandes fraîches de volailles, lait et produits laitiers...) (GUTEL B 2005).

Le règlement (CE) **N°183/2005** établit des exigences en matière d'hygiène des aliments pour animaux. Il pose des règles générales d'hygiène depuis la production primaire des aliments pour animaux jusqu'à l'alimentation des animaux producteurs de denrées alimentaires ainsi que les conditions et les modalités permettant d'assurer la traçabilité des aliments pour animaux.

Ces modalités passent notamment par :

- l'enregistrement, y compris des restaurateurs (ou l'agrément pour des cas particuliers) de tous les opérateurs intervenant dans la chaîne alimentaire de l'alimentation animale
- l'obligation de mise en place de procédures basées sur les principes de l'HACCP (hormis à la production primaire) (GUTEL B 2005).

Le règlement (CE) **N°882/2004** est relatif aux contrôles officiels effectués pour s'assurer de la conformité avec la législation sur les aliments pour animaux et les denrées alimentaires et avec les dispositions relatives à la santé animale et au bien être des animaux

Le règlement (CE) **N°854/2004** fixe les règles spécifiques d'organisation des contrôles officiels concernant les produits d'origine animale destinés à la consommation humaine.

Annexe 1.2. Les règlements d'application

Ils sont au nombre de quatre :

- Règlement (CE) **N°2073/2005**: critères microbiologiques applicables aux aliments.
- Règlement (CE) **N°2075/2005**: modalités du contrôle des trichines dans les viandes.
- Règlement (CE) **N°2074/2005** relatif aux différentes mesures prises en application.
- Règlement (CE) **N°2076/2005** relatif aux mesures transitoires.

Annexe 1.3. Les directives

La Directive **2002/99/CE** fixe les règles de police sanitaire régissant la production, la transformation, la distribution des produits d'origine animale destinés à la consommation humaine.

La directive **2004/41/CE** abroge et modifie des textes antérieurs.

ANNEXE 2. L'HACCP (HAZARD ANALYSIS CRITICAL CONTROL POINT)

Annexe 2.1. Définition

L'HACCP ou Hazard Analysis Critical Control Point signifie en français : analyse des dangers et points critiques pour leur maîtrise.

C'est un système qui identifie, évalue et maîtrise les dangers significatifs au regard de la sécurité des aliments.

Il est mis en place depuis le 1er janvier 2006 pour toute personne qui fabrique, transforme, traite, entrepose, transporte ou remet des denrées alimentaires selon le règlement (CE) **N°852/2004** (voir annexe 1).

Les entreprises doivent mettre en place et appliquer une ou plusieurs procédures de surveillance permanente fondées sur les principes HACCP, visant à maîtriser les risques biologiques, chimiques et physiques.

Les buts de cette méthode :

- évaluer les dangers associés aux différents stades du processus de production d'une denrée alimentaire,
- définir les moyens nécessaires à leur maîtrise,
- s'assurer que ces moyens sont mis en œuvre de façon efficace.

Cette méthode comprend sept principes qui sont inclus dans les douze étapes à suivre pour effectuer la mise en place de l'HACCP.

Les sept principes de l'HACCP (figure 31) sont mentionnés dans le Codex alimentarius.



Figure 31 : Les 7 principes de l'HACCP (Laboratoire CLS sans date)

Annexe 2.2. Mise en place de la méthode HACCP

Dans une entreprise, la mise en place de l'HACCP se fait en suivant une séquence logique de douze étapes d'après les documents HACCP et Laboratoire CLS.

Annexe 2.2.1 La constitution de l'équipe HACCP

Chaque entreprise de transformation de produits alimentaires doit constituer une équipe pluridisciplinaire constituée d'experts ou de techniciens spécialisés dans le produit. L'équipe doit ensuite définir la portée du plan HACCP c'est à dire le segment de la chaîne alimentaire concernée.

Annexe 2.2.2 Décrire le produit

Description complète d'un produit ou d'un groupe de produits :

- composition
- structure physique et chimique
- traitement microbiologique et statique
- conditionnement
- durabilité

- conditionnement d'entreposage
- méthode de distribution.

Annexe 2.2.3 Déterminer son utilisation

Déterminer l'usage en fonction de l'utilisateur ou du consommateur (dans certains cas on peut prendre en compte des groupes comme la restauration collective par exemple).

Annexe 2.2.4 Etablir un diagramme des opérations

L'équipe HACCP doit établir le diagramme comprenant toutes les étapes opérationnelles pour un produit ou groupe de produits donnés.

Annexe 2.2.5 Confirmer sur place le diagramme des opérations

L'équipe HACCP doit comparer en permanence le déroulement des opérations de transformation au diagramme des opérations et, le cas échéant, modifier ce dernier.

La confirmation du diagramme des opérations doit être effectuée par une ou des personne(s) possédant une connaissance suffisante du déroulement des opérations de transformation.

Annexe 2.2.6 Analyse des risques et définir les mesures permettant de maîtriser les dangers ainsi identifiés (PRINCIPE 1)

L'équipe HACCP devrait :

- énumérer tous les dangers auxquels on peut s'attendre à chacune des étapes,
- procéder ensuite à une analyse des risques
- définir les mesures permettant de maîtriser les dangers identifiés.

Annexe 2.2.7 Déterminer les points critiques (CCP)(PRINCIPE 2)

Le CCP signifie le stade auquel une surveillance peut être exercée et est essentielle pour prévenir ou éliminer un danger menaçant la salubrité de l'aliment ou le ramener à un niveau acceptable.

Annexe 2.2.8 Fixer les seuils critiques (PRINCIPE 3)

Les seuils critiques correspondent aux critères qui distinguent l'acceptabilité de la non-acceptabilité.

Il convient de fixer et valider des seuils correspondants à chacun des points critiques pour la maîtrise des dangers, différentes sources peuvent aider à fixer ces

limites : textes réglementaires, Guide de Bonnes Pratiques, données publiées, avis d'experts ou encore les données expérimentales.

Il faut veiller à ce que ces seuils s'appliquent pleinement à l'opération spécifique ou au produit ou au groupe de produit en question. Ces seuils critiques devraient être mesurables.

Annexe 2.2.9 Mettre en place un système de surveillance pour chaque CCP (PRINCIPE 4)

Les procédures appliquées doivent être en mesure de détecter toute perte de maîtrise. Dans la mesure du possible, il faudra procéder à des ajustements de procédés lorsque les résultats de la surveillance indiquent une tendance vers une perte de maîtrise à un CCP. Ces ajustements devront être effectués avant qu'aucun écart ne survienne.

Tous les relevés et comptes rendus résultant de la surveillance des CCP doivent être signés par la ou les personnes chargées des opérations de surveillance, ainsi que par un ou plusieurs responsables de l'entreprise.

Annexe 2.2.10 Prendre des mesures correctives (PRINCIPE 5)

Des mesures correctives spécifiques doivent être prévues pour chaque CCP, afin de rectifier les écarts, s'ils se produisent. Elles doivent garantir que le CCP a été maîtrisé et prévoir le sort réservé au produit en cause.

Les mesures ainsi prises doivent être consignées dans les registres HACCP.

Annexe 2.2.11 Instaurer des procédures de vérification (PRINCIPE 6)

Il est possible d'avoir recours à des méthodes, des procédures, des tests de vérification et d'audit, notamment au prélèvement et à l'analyse d'échantillons aléatoires, pour déterminer si le système HACCP fonctionne correctement.

Annexe 2.2.12 Constituer des dossiers et tenir des registres (PRINCIPE 7)

Il est essentiel de tenir précisément et rigoureusement des registres. De même il faut documenter les procédures HACCP et les adapter à la nature et à l'ampleur de l'opération.

Chaque usine de transformation du poisson, mollusques et crustacés doit faire en sorte que les individus aient reçu une formation suffisante et appropriée concernant la conception et l'application correcte du système HACCP et de vérification des procédés. La formation du personnel à l'utilisation du système HACCP est fondamentale pour la

mise en place et l'exécution réussies du programme dans les établissements de transformation du poisson, mollusques et crustacés. La mise en œuvre de ce système sera renforcée quand le responsable du HACCP aura suivi avec profit un cours dispensé ou certifié par une autorité compétente. La direction de l'usine devrait aussi organiser une formation adéquate et périodique de tous les employés de l'usine de manière à ce qu'ils comprennent les principes sur lesquels repose le système HACCP (COMMISSION DU CODEX ALIMENTARIUS 2011).

ANNEXE 3. FICHES AFSSA

Voici trois fiches tirées du site internet <http://www.afssa.fr/Poisson/PH01.htm> de l'Afssa permettant d'informer les consommateurs sur les risques et précautions à prendre pour consommer les poissons crus en toute sécurité.

Annexe 3.1. Fiche 1 « Poisson, les recommandations »

afssa
AGENCE FRANÇAISE
DE SÉCURITÉ SANITAIRE
DES ALIMENTS

Poisson, les recommandations

Afin de permettre au consommateur de s'assurer tous les bienfaits nutritionnels du poisson sans s'exposer aux risques potentiels, l'Afssa recommande :

Population générale

- Manger du poisson au moins deux fois par semaine*
- Varier les espèces
- Cuire le poisson à cœur (plus de 55 °C)

Femmes enceintes et allaitant/ enfants de moins de 30 mois

	Femmes enceintes et allaitant	Enfants de moins de 30 mois
■ Poissons prédateurs sauvages: lotte (baudroie), loup (bar), bonite, anguille, empereur, grenadier, flétan, brochet, dorade, raie, sabre, thon...	limiter à 150 g par semaine	limiter à 60 g par semaine
■ Espadon, marlin, siki, requins et lamproie, susceptibles de présenter des teneurs élevées en mercure	Éviter de les consommer	Éviter de les consommer
■ Coquillages crus et poissons crus ou fumés	Les supprimer	Les supprimer

* Programme national nutrition santé 2002, les recommandations seront affinées fin 2009.

Mangez du poisson, pourquoi? Comment?

Figure 32 : Fiche « Poisson, recommandations » page 1 (AFSSA 2009)

Conservation du poisson

Pour en conserver la qualité, il est recommandé de :

- utiliser un sac isotherme lors du transport jusqu'au domicile ;
- vider immédiatement votre poisson ;
- le conserver dans la partie la plus froide de votre réfrigérateur entre 0 et 4 °C ;
- le consommer de préférence le jour même de l'achat, ou dans les 48 h.

Poisson cru

Avant de consommer du poisson cru, il est recommandé de :

- couper le poisson en fines tranches pour vérifier sa bonne qualité ;
- congeler le poisson pendant 7 jours au moins.




09/09

Mangez du poisson, pourquoi ? Comment ?

Figure 33 : Fiche « Poisson, recommandations » page 2 (AFSSA 2009)

Annexe 3.2. Fiche 2 « Poisson cru : précaution pour éviter les risques »




afssa
AGENCE FRANÇAISE
DE SÉCURITÉ SANITAIRE
DES ALIMENTS


Poisson cru : précautions pour éviter les risques

Manger du poisson cru n'est pas anodin. En effet, le poisson est susceptible de contenir des micro-organismes et des parasites (comme le ver Anisakis) que la cuisson permet de tuer. En supprimant cette étape de préparation, nous introduisons donc un risque.

L'Anisakis est un parasite présent dans le tube digestif de nombreux poissons de mer. Le consommateur peut être contaminé par ce ver lorsqu'il mange ces poissons à l'état cru, pas assez cuit, fumé ou mariné dans des préparations à faible teneur en saumure ou en vinaigre : hareng saur, rollmops, ceviche... Une vingtaine de cas sont recensés chaque année en Europe.

Quelques précautions permettent d'éviter ce risque :

- **videz** le poisson **frais** aussitôt acheté ;
- **préférez** une découpe en **fines tranches** (carpaccio) plutôt qu'en cubes, pour pouvoir détecter à l'œil nu d'éventuels parasites ;
- **congelez** le poisson pendant **au moins sept jours**, pour tuer d'éventuels parasites.

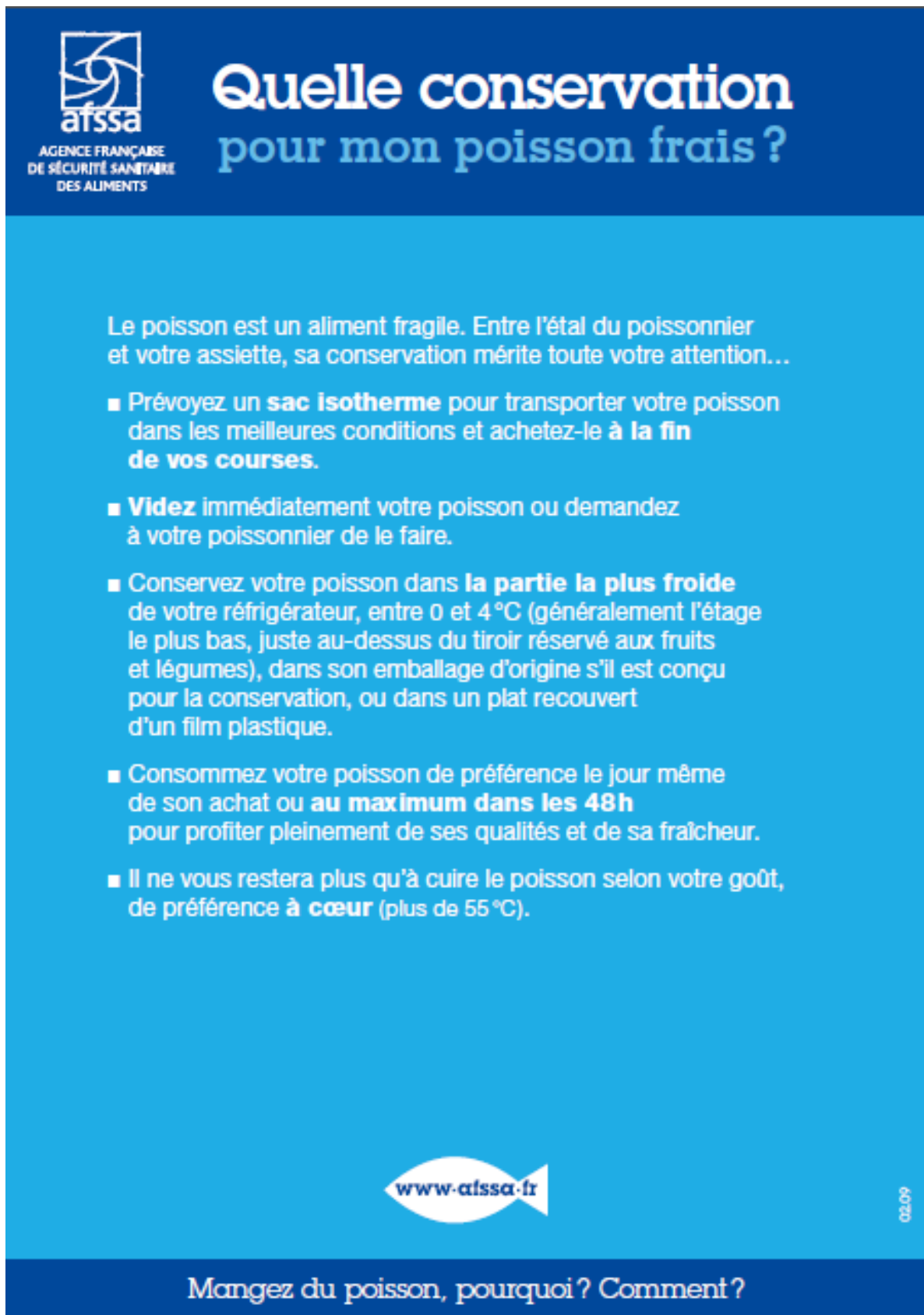
 www.afssa.fr


0070

Mangez du poisson, pourquoi ? Comment ?

Figure 34 : Fiche « Poisson cru : précaution pour éviter les risques » (AFSSA 2009)

Annexe 3.3. Fiche 3 « Quelle conservation pour un poisson frais »





afssa
AGENCE FRANÇAISE
DE SÉCURITÉ SANITAIRE
DES ALIMENTS

Quelle conservation pour mon poisson frais ?

Le poisson est un aliment fragile. Entre l'étal du poissonnier et votre assiette, sa conservation mérite toute votre attention...

- Prévoyez un **sac isotherme** pour transporter votre poisson dans les meilleures conditions et achetez-le **à la fin de vos courses**.
- **Videz** immédiatement votre poisson ou demandez à votre poissonnier de le faire.
- Conservez votre poisson dans **la partie la plus froide** de votre réfrigérateur, entre 0 et 4 °C (généralement l'étage le plus bas, juste au-dessus du tiroir réservé aux fruits et légumes), dans son emballage d'origine s'il est conçu pour la conservation, ou dans un plat recouvert d'un film plastique.
- Consommez votre poisson de préférence le jour même de son achat ou **au maximum dans les 48h** pour profiter pleinement de ses qualités et de sa fraîcheur.
- Il ne vous restera plus qu'à cuire le poisson selon votre goût, de préférence **à cœur** (plus de 55 °C).


www.afssa.fr

60730

Mangez du poisson, pourquoi ? Comment ?

Figure 35 : Fiche « Quelle conservation pour un poisson frais » (AFSSA 2009)

ANNEXE 4. LISTE DETAILLEE DES PRINCIPALES ZONES MARITIMES ET CONTINENTALES DE PECHE :

Codes	Principales zones de pêche
	EAUX CONTINENTALES
01	Afrique - Eaux continentales
02	Amérique du Nord - Eaux continentales
03	Amérique du Sud - Eaux continentales
04	Asie - Eaux continentales
05	Europe - Eaux continentales
06	Océanie - Eaux continentales
07	(Zone de l'ex-URSS – Eaux continentales)
08	Antarctique - Eaux continentales
	ZONES MARITIMES
	<i>Océan Atlantique et mers limitrophes</i>
18	Mer Arctique
21	Atlantique, nord-ouest
27	Atlantique, nord-est
31	Atlantique, centre-ouest
34	Atlantique, centre-est
37	Méditerranée et mer Noire
41	Atlantique, sud-ouest
47	Atlantique, sud-est
	<i>Océan Indien</i>
51	Océan Indien, ouest
57	Océan Indien, est
	<i>Océan Pacifique</i>
61	Pacifique, nord-ouest
67	Pacifique, nord-est
71	Pacifique, centre-ouest
77	Pacifique, centre-est
81	Pacifique, sud-ouest
87	Pacifique, sud-est
	<i>Océan Austral</i>
48	Atlantique, Antarctique
58	Océan Indien, Antarctique
88	Pacifique, Antarctique

TABLE DES MATIÈRES

REMERCIEMENTS	5
SOMMAIRE	10
ABREVIATIONS	11
INTRODUCTION	13
PARTIE 1 : LES RISQUES POTENTIELS	14
1. L'ANISAKIDOSE	15
1.1. Le parasite	15
1.1.1. Historique	15
1.1.2. Classification	15
1.1.3. Cycle et morphologie	17
1.1.3.1. La larve L1	18
1.1.3.2. La larve L2	18
1.1.3.3. La larve L3	19
1.1.3.4. L'adulte	21
1.1.4. Epidémiologie	23
1.1.4.1. Localisation des espèces le monde	23
1.1.4.2. Pourcentage de poissons parasités en France	23
1.1.4.3. Répartition de la maladie en fonction des habitudes alimentaires :	24
1.1.5. Nutrition et adaptations	25
1.2. Physiopathologie de la maladie	25
1.2.1. Présentation de la maladie	25
1.2.1.1. La forme gastrique	25
1.2.1.2. La forme intestinale	26
1.2.1.3. La réaction allergique	26
1.2.2. Diagnostic	26
1.2.2.1. L'anamnèse	26
1.2.2.2. Au laboratoire	27
1.2.2.3. La gastroscopie ou endoscopie	27
1.2.2.4. Imagerie	27
1.2.2.5. L'anatomo-pathologie	28
1.2.3. Traitement	28
1.3. Prophylaxie	29
2. BOTHRIOCEPHALOSE OU DIPHYLLOBOTHRIOSE	30
2.1. Le parasite	30
2.1.1. Historique	30
2.1.2. Classification	30
2.1.3. Cycle et morphologie	32
2.1.3.1. Les œufs	33
2.1.3.2. Le coracidium	34
2.1.3.3. La larve procercoïde	36
2.1.3.4. La larve plérocercarioïde	37
2.1.3.5. L'adulte	39
2.1.4. Epidémiologie	41
2.1.4.1. Dans le monde	42
2.1.4.2. Contamination en France	43
2.1.4.3. Les poissons à risque	44
2.1.4.4. Répartition géographique en fonction des habitudes alimentaires	44
2.1.5. Nutrition	45
2.2. Physiopathologie de la maladie	46
2.2.1. Présentation	46
2.2.2. Diagnostic	46

2.2.2.1. L'anamnèse	47
2.2.2.2. En laboratoire.....	47
2.2.3. Traitement	49
2.2.3.1. Le niclosamide : TREDEMINE®.....	49
2.2.3.2. Le praziquantel : BILTRICIDE®.....	50
2.3. Prophylaxie.....	51
PARTIE 2 : PROPHYLAXIE	52
1. LA PROPHYLAXIE COLLECTIVE : COMMENT EVITER OU ELIMINER UNE CONTAMINATION AU NIVEAU INDUSTRIEL ?	53
1.1. La zone de pêche	54
1.1.1. Les anisakidés	54
1.1.2. Les diphylobothridés	56
1.2. Les espèces	56
1.3. La transformation du poisson.....	56
1.3.1. Lavage, éviscération et glaçage.....	58
1.3.2. La congélation	59
1.3.3. Détection des larves	61
1.3.3.1. Détection à l'œil nu	62
1.3.3.2. Parage et mirage	62
1.3.3.3. Evaluation de l'efficacité des moyens de contrôle visuels (œil nu, table de mirage)	64
1.3.3.4. Détection par les ultra-violets	68
1.3.4. Elimination des larves	68
1.3.4.1. Traitements dont l'efficacité est reconnue	68
1.3.4.2. Traitements alternatifs.....	69
1.3.4.3. Autres traitements.....	73
2. PROPHYLAXIE INDIVIDUELLE : COMMENT LE CONSOMMATEUR DOIT-IL SE COMPORTER ?.....	80
2.1. Le choix du poisson.....	80
2.1.1. L'étiquetage	82
2.1.2. Les poissons à risque	85
2.2. La préparation du poisson	85
2.2.1. L'éviscération.....	85
2.2.2. La congélation	86
2.2.3. La préparation.....	87
2.3. L'information du consommateur.....	88
2.4. Eviter les comportements à risque.....	89
2.5. Eviter la contamination de l'eau	89
CONCLUSION	90
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	92
TABLE DES ANNEXES.....	104
ANNEXES.....	105
TABLE DES MATIÈRES	119
TABLE DES FIGURES.....	121
TABLE DES TABLEAUX.....	122

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Cycle de l'anisakis (Centers for Disease Control 2009)	17
Figure 2 : Granulome intestinal à éosinophiles centré sur une larve d'Anisakis (RAVISSE 2010).....	18
Figure 3 : Larve L3 d'Anisakis sp (PETITHORY 2008)	19
Figure 4 : Schéma d'une larve L3 d' <i>Anisakis sp</i> (ORAIN 2010)	20
Figure 5 : Schéma du cycle du <i>Diphyllobothrium latum</i> (Centers for Disease Control 2010).32	
Figure 6 : Photo d'un œuf de <i>D. latum</i> 55-65 x 38-42 µm (Upton sans date)	33
Figure 7 : Photo d'un œuf de <i>D. latum</i> (Web Atlas of Medical Parasitology 2003).....	34
Figure 8 : Photo d'un œuf de <i>D. latum</i> avec l'opercule ouverte (RACANIELLA 2010).....	35
Figure 9 : Schéma d'un copépode (GASPARINI sans date)	35
Figure 10 : Photo d'un copépode (GASPARINI sans date)	36
Figure 11 : Photo d'une larve procercoïde (RENAUD 2011)	36
Figure 12 : Schéma d'une larve plérocercioïde de <i>D. latum</i>	37
Figure 13 : Photo d'une larve plérocercioïde de <i>D. latum</i> (SCHOLTZ 2009).....	38
Figure 14 : <i>Diphyllobothrium sp</i> non fragmenté (HARADA <i>et al</i> 2006).....	39
Figure 15 : Photo du scolex d'un <i>Dyphyllobothrium latum</i> (Web Atlas of Medical Parasitology, 2003).....	39
Figure 16 : <i>Diphyllobothrium latum</i> adulte (ANOFEL 2011)	40
Figure 17 : Schéma d'une coupe longitudinale d'un proglottis de <i>Diphyllobothrium sp</i> (sans source)	41
Figure 18 : Caractères morphologiques des différents cestodes (BOUREE 2012)	48
Figure 19 : Transformation du poisson (FranceAgriMer 2009).....	53
Figure 20 : Distribution des anisakidés (en rouge) dans le monde (carte du haut : <i>Anisakis simplex</i> , carte du bas : <i>Anisakis typica</i>) (Sciencedaily 2012)	55
Figure 21 : Distribution des anisakidés en Europe de l'ouest (ABUNZA 2008)	55
Figure 22 : Exemple de diagramme des opérations pour une chaîne de préparation de filets de poissons (Codex alimentarius 2011).....	57
Figure 23 : Photo d'un merlan (<i>Merlangius merlangus</i>) infesté par des larves d' <i>Anisakis sp.</i> (ELZIERE 2010).....	58
Figure 24 : Table de mirage (ARBOR TECHNOLOGIE sans date).....	62
Figure 25 : Tables de mirage (ARBOR TECHNOLOGIE sans date)	63
Figure 26 : logo "RADURA" (FOOS 2006).....	77
Figure 27 : Exemple d'étiquetage du poisson (FranceAgriMer 2009).....	82
Figure 28 : Carte des principales zones de pêche (FAO 2003).....	84
Figure 29 : Tableau récapitulatif des différentes classes de congélateur (Site marchand « comprendreetchoisir.com » sans date).....	87
Figure 30 : Les textes communautaires fondateurs du paquet hygiène (GUTEL B 2005). ...	106
Figure 31 : Les 7 principes de l'HACCP (Laboratoire CLS sans date)	110
Figure 32 : Fiche « Poisson, recommandations » page 1 (AFSSA 2009).....	114
Figure 33 : Fiche « Poisson, recommandations » page 2 (AFSSA 2009).....	115
Figure 34 : Fiche « Poisson cru : précaution pour éviter les risques » (AFSSA 2009)	116
Figure 35 : Fiche « Quelle conservation pour un poisson frais » (AFSSA 2009)	117

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Tableau représentant les différences morphologiques des adultes des genres <i>Anisakis</i> , <i>Pseudoterranova</i> et <i>Contracaecum</i> (ORAIN 2010).....	22
Tableau 2 : Prévalence (nombre de filets infectés sur le nombre de filets analysés) et intensité d'infection (nombre de parasites par hôte infecté) des lots de filets de merlan (amplitude sur la 1 ^{ère} ligne et moyenne entre parenthèse) (BOURGAU <i>et al</i> 2012)	65
Tableau 3 : Prévalence (nombre de poissons infectés sur le nombre de poissons analysés) et intensité d'infection (nombre de parasites par hôte infecté) des lots de maquereaux (amplitude sur la 1 ^{ère} ligne et moyenne entre parenthèse) (BOURGAU <i>et al</i> 2012)	66
Tableau 4 : Récapitulatif des résultats retrouvés tableaux 2 et 3	67
Tableau 5 : Doses utilisées en kGy (kilo Gray) en fonction de l'effet recherché (IMIST 2005)	74
Tableau 6 : Denrées et ingrédients alimentaires destinés à l'alimentation humaine autorisés au traitement par radiations ionisantes (COHEN 2004)	75
Tableau 7 : Quantités de denrées alimentaires (exprimées en tonnes) traitées par ionisation dans les unités d'irradiation agréées sises sur le territoire de l'Union Européenne en 2010 (CE 2010).....	76
Tableau 8 : Conditions pour tuer les larves d' <i>Anisakis simplex</i> dans les produits de la mer (EFSA 2010)	79
Tableau 9 : Echelle de fraîcheur du poisson (FAO 1999).....	81
Tableau 10 : Liste des zones de pêche maritime (règlement-CE-2065-2001).....	84

SERMENT DE GALIEN

Je jure en présence de mes Maîtres de la Faculté et de mes condisciples :

- d'honorer ceux qui m'ont instruit dans les préceptes de mon art et de leur témoigner ma reconnaissance en restant fidèle à leur enseignement ;

- 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 l'honneur, de la probité et du désintéressement ;

- de ne jamais oublier ma responsabilité, mes devoirs envers le malade et sa dignité humaine, de respecter le secret professionnel.

En aucun cas, je ne consentirai à utiliser mes connaissances et mon état pour corrompre les mœurs et favoriser les actes criminels.

Que les hommes m'accordent leur estime si je suis fidèle à mes promesses.

Que je sois couvert d'opprobre et méprisé de mes confrères, si j'y manque.

