

*République Algérienne Démocratique et Populaire*  
*Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique*  
**Université A. MIRA - Béjaia**

**Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie**  
**Département des sciences biologiques de l'environnement**  
**Spécialité Biologie Animale**



**Réf :.....**

Mémoire de Fin de Cycle  
En vue de l'obtention du diplôme

**MASTER**

*Thème*

**Contribution à l'étude des Nématodes  
parasitant le Chinchard *Trachurus*  
*trachurus* du golfe de Béjaia**

Présenté par :

**BOUROUBA Cylia**

Soutenu le : **29 septembre 2021**

Devant le jury composé de :

M. CHELLI A.M.

M. RAMDANE Z.

Mme. GHERBI-SALMI R.

MCB

Professeur

MCB

Président

Encadreur

Examinatrice

**Année universitaire : 2020 / 2021**

# *Remerciements*

*Je remercie tout d'abord dieu le tout puissant qui, par sa grâce, m'a permis d'arriver au bout de mes efforts en me donnant la santé, la force et le courage ;*

*Mes remerciements s'adressent à M<sup>r</sup>. RAMDANE Zouhír, mon promoteur, pour ses précieux conseils, propositions, remarques et corrections qui ont permis de mettre en valeur le présent travail ;*

*Je tiens à remercier sincèrement les membres du jury qui me font le grand honneur d'évaluer ce travail ;*

*Je souhaite remercier également Mlle SAADI Nassima pour toute l'aide qu'elle m'a apporté ;*

*Je voudrais également exprimer ma reconnaissance à tous les enseignants qui ont contribué à ma formation ;*

*Enfin, je souhaite remercier tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à l'élaboration de ce mémoire ainsi qu'à la réussite de ce parcours universitaire.*

# *Dédicaces*

*Je dédie entièrement ce travail à mon père et à ma mère, mes exemples, mes premiers supporteurs et ma plus grande force. Merci pour votre présence, votre aide financière et votre soutien, merci de n'avoir jamais douté de moi. J'espère que vous soyez fiers de moi aujourd'hui et pour toujours.*

*A mon frère Meziane et ma très chère petite sœur Tina, je leurs souhaite beaucoup de bonheur et de réussite ;*

*A tous mes amis et connaissances.*

*Merci.*

*Cyfia.*

## **Sommaire**

*Liste des abréviations*

*Liste des figures*

*Liste des tableaux*

<b>Introduction.....</b>	<b>6</b>
<b>I. Revue bibliographique .....</b>	<b>3</b>
<b>I.1 Les Nématodes parasites des poissons .....</b>	<b>3</b>
I.1.1 Morpho-anatomie des Nématodes parasites des poissons marins .....	3
I.1.2 Systématique des Nématodes parasites .....	3
I.1.3 Cycle de vie des nématodes parasites de poissons :.....	4
<b>I.2 Les impacts négatifs des parasites sur l'hôte (Poisson) .....</b>	<b>6</b>
<b>I.3 Risques sanitaires pour le consommateur .....</b>	<b>7</b>
<b>I.4 Méthodes d'élimination et de prévention contre les parasites des produits de la pêche</b>	<b>8</b>
<b>I.5 La résistance d'<i>Anisakis</i> aux différents facteurs environnementaux.....</b>	<b>9</b>
<b>II. Matériel et méthodes.....</b>	<b>10</b>
<b>II.1 Présentation de la zone d'étude.....</b>	<b>10</b>
<b>II.2 Echantillonnage .....</b>	<b>10</b>
<b>II.3 Etude biométrique.....</b>	<b>10</b>
<b>II.4 Etude parasitaire .....</b>	<b>12</b>
II.4.1 Recherche et récolte des parasites.....	12
II.4.2 Observation et identification des parasites .....	13
II.4.3 Conservation et fixation des parasites .....	13
II.4.4 Calcul des indices parasitaires .....	14
<b>II.5 Les tests de toxicité.....</b>	<b>15</b>
II.5.1 NaCl.....	15
II.5.2 Jus de citron .....	16

## *Sommaire*

II.5.3	Les huiles essentielles.....	16
II.5.3.1	Huile essentielle de Romarin <i>Rosmarinus officinalis</i> .....	16
II.5.3.2	Huile essentielle de Lentisque <i>Pistacia lentiscus</i> : .....	18
II.5.4	Viabilité des larves .....	20
<b>III.</b>	<b>Résultats .....</b>	<b>21</b>
III.1	Identification des nématodes parasites récoltés .....	21
III.2	Evaluation du parasitisme chez l'espèce étudiée .....	26
III.2.1	Variation des taux globaux d'infestation chez l'espèce <i>Trachurus trachurus</i> ...	26
III.3	Résultats des tests de toxicité.....	30
<b>IV.</b>	<b>Discussion .....</b>	<b>33</b>
	<b>Conclusion .....</b>	<b>37</b>

*Liste des références bibliographiques*

*Annexes*

## Liste des abréviations

**Am** : abondance moyenne.

**cm** : centimètre.

**EFSA** : European Food Safety Authority

**FDA** : Food and Drug Administration

**Fig** : figure.

**g** : gramme.

**h** : heure

**HE** : Huile essentielle

**Im** : intensité moyenne.

**Indt** : indéterminé

**L1** : stade larvaire 1

**L2** : stade larvaire 2

**L3** : stade larvaire 3

**L4** : stade larvaire 4

**L5** : stade larvaire 5

**Lt** : longueur totale.

**mm** : millimètre.

**NP** : nombre des parasites.

**NPE** : nombre de poisson examinés.

**NPI** : nombre de poisson infestés.

**P** : prévalence.

**Pe** : poids éviscéré

**Pt** : poids total.

**RVS** : Red Vent Syndrom

**Tab** : tableau.

**µm** : micromètre.

**%** : pour cent

**Liste des figures**

**Figure 1** : Cycle évolutif d'*Anisakis simplex*.....5

**Figure 2** : Localisation du Golfe de Bejaia..... 10

**Figure 3** : Mensurations effectuées.....11

**Figure 4** : Pesée d'un poisson sur une balance de précision 0.1 mg.....11

**Figure 5** : Poisson disséqué.....12

**Figure 6** : Trousse de dissection.....12

**Figure 7** : Conservation des Nématodes parasites dans une solution saline stérile (NaCl 0,9%).....13

**Figure 8** : Essais réalisés pour chaque concentration en NaCl (A) ; Chlorure de sodium (NaCl) (B).....15

**Figure 9** : Larves d'*Anisakis simplex* exposées directement au jus de citron.....16

**Figure 10** : Huile essentielle de *Rosmarinus officinalis* (A) ; feuilles et fleurs de Romarin *Rosmarinus officinalis* (B) (Muglia, 2016).....17

**Figure 11** : Huile essentielle de *Pistacia lentiscus* (A), feuilles et fruits du Lentisque *Pistacia lentiscus* (B) (Bertrand, 2020).....19

**Figure 12** : Larves d'*A.simplex* exposées à l'huile essentielle de Romarin à 5% (A) et 10% (C), et à l'huile essentielle de lentisque à 5% (B) et 10% (D).....20

**Figure 13** : Sites de fixation des larves (L3) de Nématodes.....21

**Figure 14** : Morpho-anatomie de l'espèce *Anisakis simplex*.....23

**Figure 15** : Morpho-anatomie de l'espèce *Anisakis physeteris*.....24

**Figure 16** : Morpho-anatomie de l'espèce *Hysterothylacium aduncum*.....25

**Figure 17** : Morpho-anatomie de l'espèce *Hysterothylacium fabri*.....26

**Figure 18** : Variation des indices parasitaires en fonction des classes de tailles.....27

**Figure 19** : Variation des indices parasitaires en fonction du sexe.....28

**Figure 20** : Variation des indices parasitaires en fonction des espèces de parasites.....29

## *Liste des figures*

<b>Figure 21 :</b> Vue macroscopique des larves d' <i>A.simplex</i> après traitement avec NaCl (A) ; Vue microscopique d'une larve d' <i>A.simplex</i> après traitement avec NaCl (B).....	31
<b>Figure 22 :</b> Courbe du taux de mortalité des larves d' <i>A.simplex</i> exposées à l'Huile essentielle de Romarin à 5% et 10%.....	32
<b>Figure 23 :</b> Courbe du taux de mortalité des larves d' <i>A.simplex</i> exposées à l'Huile essentielle de Lentisque à 5% et 10%.....	32

**Liste des tableaux**

**Tableau I :** Données caractérisant notre échantillonnage.....11

**Tableau II :** Composants principaux de l'huile essentielle du *Rosmarinus officinalis* (Wollinger *et al.*, 2016).....17

**Tableau III :** Composants principaux de l'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* (Gardeli *et al.*, 2008).....18

**Tableau IV :** Les taux d'infestation globaux de *T.trachurus* par les nématodes parasites récoltés.....26

**Tableau V :** Mortalité des larves d'*A.simplex* dans les milieux de traitement testés.....30

# **Introduction**

### **Introduction**

Les Nématodes parasites de poissons ont une distribution mondiale parmi une grande variété d'espèces de poissons marins qui servent d'hôtes intermédiaires ou paraténiques (Koié *et al.*, 1995). De nombreuses études ont été menées sur les Anisakidae parasitant les poissons méditerranéens à haute valeur commerciale (Larizza et Vovlas, 1995 ; Valero *et al.*, 2006b et Rello *et al.*, 2008) et en Algérie (Ichalal *et al.*, 2015 ; Hassani, 2015 et Saadi *et al.*, 2019, 2020).

Ces nématodes parasites (superfamille : Ascaridioidea, famille : Anisakidae) sont couramment trouvés (les stades larvaires en particulier) dans les viscères et les muscles d'un grand nombre d'espèces de poissons Téléostéens (Mattiucci et Nascetti, 2008) et peuvent infecter les humains provoquant une maladie clinique significative (anisakiase) dans plusieurs pays (Zhou *et al.*, 2008). Les pathologies associées sont des pseudo-ulcérations, obstruction intestinale, allergies associées aux anisakiases et pseudo-allergies alimentaires (Martin *et al.*, 2005 ; Petithory, 2008).

Depuis quelques années, la consommation de poissons crus ou peu cuits, fumés, marinés, salés tel que la mode des sushis et sashimi est de plus en plus développée à l'échelle mondiale (Yorimitsu *et al.*, 2013 ; Ivanovic *et al.*, 2015). Ce mode de consommation a contribué à l'augmentation du risque d'exposition à une maladie digestive nommée Anisakidose, se manifestant aussi par des réactions allergiques parfois sévères chez l'homme, en raison de leur grande résistance à plusieurs conditions environnementales (Audicana *et al.*, 2002 ; Wharton et Aalders, 2002 ; EFSA, 2010). Cette parasitose causée par des nématodes appartenant à la famille des Anisakidae reste méconnue en Algérie, vu le nombre restreint de travaux scientifiques réalisés sur les nématodes parasites de poissons. Il faudrait signaler par ailleurs, le manque flagrant de contrôle des produits de la pêche (poissons surtout) en termes de contenance en formes infectantes (L3) avant et après les débarquements.

Ces nématodes parasites ne sont pas seulement pathogènes pour l'homme mais aussi pour l'animal, en particulier pour le poisson hôte (Ichalal *et al.*, 2015 ; Hafir-Mansouri *et al.* 2018 ; Saadi *et al.*, 2019 ; Saadi *et al.*, 2020 ;). Par conséquent, ils imposent un fardeau économique important en tant que parasites des animaux aquatiques, notamment les poissons, réduisant ainsi la productivité (Khlifa *et al.*, 2013 ; Ramdane *et al.*, 2013).

Les problèmes de santé issus de l'infestation des poissons commercialisés par ces parasites inquiètent souvent les différents acteurs activant dans ce secteur économique sensible. En effet,

## *Introduction*

l'infestation par ces Nématodes Anisakidae peut affecter la valeur commerciale des poissons. La forte prévalence et l'intensité des nématodes dans certaines espèces très consommées peuvent entraîner une réduction de la qualité du poisson (Levsen et Lunestad, 2010). Larizza et Vovlas (1995), signalaient des situations inquiétantes pour la santé publique liées à l'apparition des larves de Nématodes du genre *Anisakis* sp. dans la cavité péritonéale du merlu, *Merluccius merluccius* (L.) et la sardine, *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792), des espèces de poissons communes du Sud des mers Adriatique et Ionienne. Au niveau des pays de la communauté européenne par exemple, les produits de la pêche sont gérés par une réglementation draconienne en particulier pour les produits provenant de l'étranger.

Jusqu'à maintenant, il n'existe toujours pas de médicaments efficaces sur le marché destinés au traitement de cette parasitose digestive (Valero *et al.*, 2015). Face à ce constat, il est intéressant de noter que de nombreux produits naturels contenant des principes pharmacologiquement actifs sont de plus en plus utilisés dans le traitement de nombreuses pathologies et qu'ils peuvent constituer une bonne alternative dans la lutte contre des organismes tels que les nématodes du genre *Anisakis* (Hierro *et al.*, 2006 ; Valero *et al.*, 2006b ; Navarro *et al.*, 2008 ; Romero *et al.*, 2012 ; Navarro *et al.*, 2015 ; Gerratana *et al.*, 2017)

Notre travail s'inscrit dans ce contexte bien précis. En effet, il consiste à isoler et identifier les larves de nématodes pathogènes (L3) infectant le Chinchard (*Trachurus trachurus*) du golfe de Béjaïa et d'essayer de tester l'action de produits naturels sur la viabilité des larves d'*A. simplex* (formes pathogènes pour l'homme), il s'agit en fait d'NaCl, de jus de citron, de deux huiles essentielles extraites du Romarin (*Rosmarinus officinalis*) et du Lentisque (*Pistacia lentiscus*).

Ce mémoire s'articule sur six parties, la partie introduction qui consiste à présenter la problématique et préciser le but de notre étude ; la seconde partie renferme des généralités sur les parasites et les risques qu'ils peuvent engendrer ; la troisième partie décrit le matériel et les méthodes appliqués ; la quatrième partie portera sur la présentation des résultats obtenus ; la cinquième partie sera consacrée à la discussion de nos résultats et enfin, la sixième et dernière partie comportera une conclusion ou seront proposés des perspectives.

**Revue  
bibliographique**

## **I. Revue bibliographique**

### **I.1 Les Nématodes parasites des poissons**

#### **I.1.1 Morpho-anatomie des Nématodes parasites des poissons marins**

Les nématodes (vers ronds) sont symétriques bilatéralement, non segmentés et de forme cylindrique. Les mâles sont généralement plus petits que les femelles et possèdent des structures d'accouplement en forme d'aiguille (spicules), qui servent à ouvrir la vulve des femelles. La paroi du corps est constituée d'une cuticule, d'un hypoderme cellulaire mince et de cellules musculaires longitudinales en forme de massue. Les Nématodes ont un tube digestif complet avec une bouche, un pharynx, un œsophage, un intestin et un anus. Le système excréteur est constitué d'une glande excrétrice et d'un pore. La disposition et la morphométrie des structures internes, du tube digestif et l'orientation du pore excréteur sont souvent des caractéristiques taxonomiques importantes (Klimpel *et al.* 2019).

#### **I.1.2 Systématique des Nématodes parasites**

La place des Anisakidae dans la systématique est présentée dans le diagramme suivant (Hartwich, 1974) :

**Phylum :** Nématodes

**Ordre :** Ascaridida

**Superfamille :** Ascaridoidea, Baird, 1853

**Famille :** Anisakidae, Skrjabin & Karokhin, 1945

**Sous-famille :** Anisakinae, Chabaud, 1965

**Tribu :** Anisakinea, Chabaud, 1965

**Genres :** *Anisakis*, Dujardin, 1845

*Pseudoterranova*, Mozgovoï, 1951

**Tribu :** Contraecinea, Mozgovoï & Shakhmatova, 1971

**Genres :** *Contraecum*, Railliet & Henry, 1912

*Phocascaris*, Höst, 1932

**Sous-famille :** Raphidascaridinae, Hartwich, 1954

**Genres :** *Hysterothylacium*, Ward & Magath, 1917

*Raphidascaris*, Railliet & Henry, 1915

Ce classement des Anisakidae est basé sur des critères de morphologie des systèmes excréteur et digestif et l'organe sexuel (spicule). En effet, cette méthode de classification est très utilisée chez les nématodes adultes (Mattiucci et Nascetti, 2008).

### **I.1.3 Cycle de vie des nématodes parasites de poissons**

Les Anisakidae ont un cycle biologique hétéroxène. Cela veut dire que leur évolution passe par au moins deux hôtes d'espèce différente pour accomplir leur cycle biologique (Audicana et Kennedy, 2008).

Le cycle de vie typique d'un nématode est caractérisé par quatre mues et stades larvaires. Les adultes sont présents chez l'hôte définitif chez lequel le parasite atteint sa maturité. Selon le genre, il s'agit d'un Mammifère marin, d'un Oiseau piscivore ou d'un Poisson, qui libère des œufs dans le milieu extérieur. Les œufs des Anisakidae sont pondus dans la lumière du tube digestif et sont excrétés, non embryonnés, avec les matières fécales de l'hôte définitif dans le milieu marin. Les larves de stades L1 et L2 sont présentes dans l'œuf mais le nombre de mues ayant lieu dans l'œuf ne fait pas consensus. Néanmoins, plusieurs études montrent que l'éclosion des œufs permet la libération de larves de stade L3 qui sont libres dans le milieu marin (Audicana et Kennedy, 2008 ; EFSA, 2010). Le développement de l'œuf dépend de facteurs abiotiques tels que la salinité et la température (Klimpel, 2019).

La larve L3 libre est plus souvent ingérée par des crustacés, hôtes intermédiaires, comme les copépodes, amphipodes ou le krill. La larve parasite l'hémocoel des crustacés. Les poissons et les céphalopodes interviennent ensuite comme hôtes de transport (paraténique) en se nourrissant des crustacés infectés (Anderson, 1992).

Si un poisson ou un mollusque porteur de larves L3 est ingéré par un autre poisson prédateur qui n'est pas l'hôte définitif, les capsules qui contiennent les larves d'Anisakidae sont digérées et la larve s'enkyste à nouveau dans ce nouvel hôte qui joue à son tour le rôle d'hôte paraténique (Smith et Wootten, 1978).

La larve L3, après avoir été ingérée, évolue en L4, L5 puis atteint l'âge adulte et sa maturité sexuelle chez les hôtes définitifs (Migaki *et al.*, 1982).

## I. Revue bibliographique

L'Homme est une impasse parasitaire et peut devenir un hôte accidentel en consommant un poisson parasité cru, fumé mariné, et autres spécialités gastronomiques utilisant du poisson cru. Il héberge les larves L3 incapables d'évoluer en vers adultes (Kasuya *et al.*, 1990). Elles sont souvent responsables de lésions gastriques voire de lésions de l'intestin grêle ou du côlon, dans les heures ou jours qui suivent leur ingestion (Ishikura et Namiki, 1989).

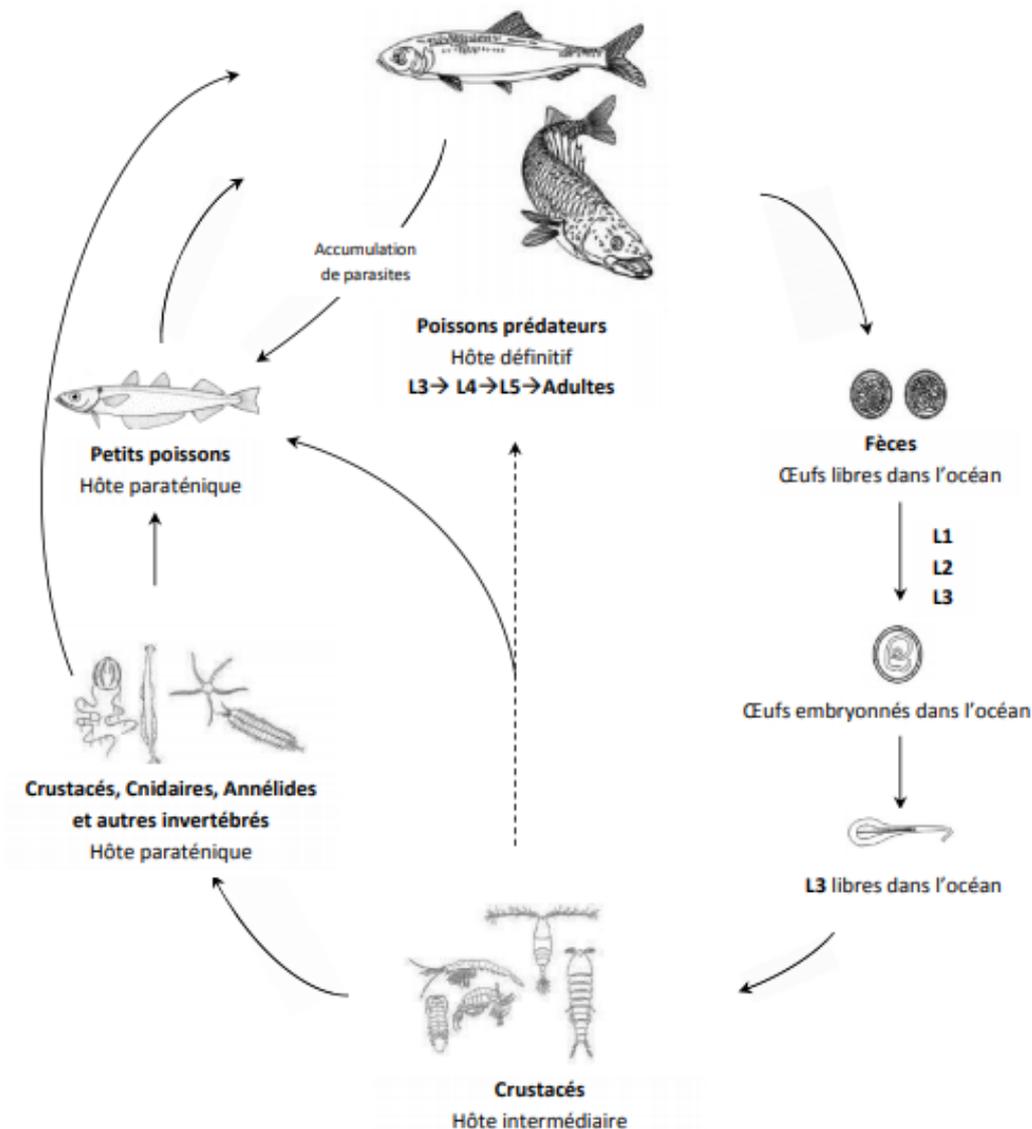


Figure 1 : Cycle évolutif d'*Anisakis simplex* (Audicana et Kennedy, 2008)

### I.2 Les impacts négatifs des parasites sur l'hôte (Poisson)

À première vue, tout poisson plus ou moins fortement infecté par des larves d'*Anisakis* sp. semble généralement sain. L'intensité ou les éventuels signes macroscopiques de l'infection deviennent évidents lors de l'examen visuel des organes viscéraux, des mésentères et des doublures péritonéales. En fonction de divers facteurs tels que l'espèce de poisson hôte, la taille de l'hôte et l'intensité de l'infection, les larves peuvent se trouver éparpillées, seules ou en groupes comprenant parfois des centaines de vers, sur les organes et les mésentères de la cavité viscérale (Levsen et Berland, 2012).

Comme pour beaucoup d'autres infections parasitaires, la capacité et l'étendue des effets pathologiques des larves d'*Anisakis* sp. sur le poisson hôte semblent dépendre en grande partie de l'intensité de l'infection et du site d'infection (par exemple, de nombreuses larves dans ou sur des organes vitaux tels que le foie sont plus susceptibles d'induire des dommages tissulaires que des grappes de vers sur les mésentères). Ainsi, on a rapporté que des infections importantes de larves d'*Anisakis* sp. causaient de graves dommages au foie chez plusieurs espèces de poissons (Levsen et Berland, 2012).

Par exemple, les foies fortement infectés de morue et de merlu (*Merlucciusmerluccius*) peuvent être flasques et brun rougeâtre avec des hémorragies locales, ou même apparaître verts en raison de la destruction des canaux biliaires (Margolis, 1970). Ce dernier cas peut se produire dans les cas où les larves ont pénétré profondément dans le parenchyme hépatique (Kahl, 1938 ; Levsen, 2007).

Au cours des étés 2006 et 2007, de nombreux saumons sauvages de l'Atlantique remontant des rivières d'Écosse, d'Angleterre et du Pays de Galles présentaient des événements saignants, gonflés et hémorragiques. Cette condition, communément appelée "syndrome de l'évent rouge" ou RVS, a été par la suite attribuée à un grand nombre de larves de troisième stade d'*A. simplex* (*sensu stricto*) dans les tissus entourant l'évent et la papille urogénitale (Beck *et al.*, 2008 ; Noguera *et al.*, 2009).

Il semble que des infections larvaires importantes puissent - au moins chez certaines espèces de poissons pélagiques ou semi-pélagiques - entraver indirectement la croissance corporelle et/ou la maturité sexuelle et, par conséquent, avoir un effet négatif sur la fécondité des hôtes actuels (Levsen et Berland, 2012 ; Saadi *et al.*, 2020).

### I.3 Risques sanitaires pour le consommateur

Depuis 1960, le terme Anisakiase a été employé pour la maladie causée par des larves L3 de nématodes appartenant à la famille des Anisakidae (Audicana et Kennedy, 2008) en consommant des produits de la pêche crus, peu cuits ou insuffisamment transformés (Audicana *et al.*, 2002 ; de Pécoulas *et al.*, 2014). La maladie a été ensuite redéfinie par le groupe d'experts de SNOAPAD (Standardized Nomenclature of Animal Parasitic Diseases) et aujourd'hui nommée Anisakidose (de Pécoulas *et al.*, 2014).

La grande majorité des cas d'infestation humaine est due à *Anisakis simplex sensu stricto*, principalement, et à *Pseudoterranova decipiens* (Umehara *et al.*, 2007), respectivement 97% et 3% des cas d'anisakidose (Audicana, 2011). L'ingestion d'une seule larve conduit à 90% des cas d'anisakidoses (Fæste *et al.* 2014).

Plusieurs études ont montré que les larves étaient capables de migrer des viscères aux muscles après la mort du poisson (après la pêche) et que ce procédé était accentué en cas de stockage au frais ou lors de la préparation des poissons non éviscérés (Hochberg et Hamer, 2010 ; Crotta *et al.* 2016).

Les signes cliniques peuvent être gastriques, intestinaux, allergiques ou extra-digestifs s'il y a localisation ectopique des larves (Chai *et al.* 2005, Baird *et al.* 2014).

La forme gastrique est la plus fréquente (90% des cas). Les symptômes observés sont une douleur épigastrique, de la nausée, des vomissements, une légère fièvre et une anorexie. Cette forme serait plus liée aux infections par *Pseudoterranova* spp. Les signes cliniques peuvent persister plusieurs semaines à mois. Plus l'affection devient chronique, plus les symptômes sont similaires à un ulcère gastrique ou à une gastrite chronique (Chai *et al.*, 2005 ; Hochberg et Hamer, 2010 ; Hernandez-Prera et Polydorides, 2012).

La forme intestinale s'exprime dans 4% des cas (Baron *et al.* 2014). Cette forme est fréquente lors d'infection par *Anisakis* spp. Les symptômes sont une douleur abdominale sévère constante ou intermittente, de la fièvre, des vomissements, de la diarrhée (mucoïde et sanguinolente), de la constipation, une perte de poids. Une neutrophilie est rapportée. (Chai *et al.*, 2005 ; Hernandez-Prera et Polydorides, 2012 ; Bucci *et al.*, 2013 ; Baron *et al.* 2014).

La forme allergique est caractérisée par de l'urticaire (chronique ou aiguë intermittente), une rhinite, une bronchoconstriction, de la toux, de l'asthme, une conjonctivite, une dermatite de contact, des symptômes gastro-intestinaux (douleur épigastrique et nausée), un œdème de

Quincke, un œdème segmentaire de l'intestin et éventuellement un choc anaphylactique, engageant le pronostic vital (Mattiucci *et al.*, 2013 ; Nieuwenhuizen et Lopata, 2013 ; Baird *et al.*, 2014 ; Dupouy-Camet *et al.*, 2016).

### **I.4 Méthodes d'élimination et de prévention contre les parasites des produits de la pêche**

La prévention du risque d'infestation et du risque allergique passe par l'élimination ou la destruction des larves présentes dans les produits de la pêche. Plusieurs traitements, physiques et chimiques, peuvent être utilisés pour tuer les parasites. Les plus importants sont cités ci-dessous :

#### ➤ **L'éviscération précoce**

L'éviscération précoce des poissons de mer à bord du navire de pêche est recommandée pour limiter la migration *post-mortem* des larves dans le tissu musculaire. Associée au glaçage, cette pratique permet une meilleure conservation de l'état de fraîcheur, qualité première des produits de la pêche (Angot et Brasseur, 1993). Lorsque le poisson est acheté « non vidé », il convient encore de l'éviscérer au plus tôt.

#### ➤ **La congélation**

Afin d'éliminer les larves d'*Anisakis*, il est conseillé de congeler le poisson. La *Food and Drug Administration* (FDA) (CFSAN, 2001) recommande que les produits soient congelés pendant au moins sept jours à  $-20^{\circ}\text{C}$  ou pendant 15h à  $-35^{\circ}\text{C}$ , alors que le Règlement européen (CE) 853/2004 indique que le produit doit être congelé à une température au moins égale à  $-20^{\circ}\text{C}$  dans toutes les parties du produit, pendant au moins 24h. Le couple durée/température se définit en fonction de l'épaisseur et de la qualité (teneur en graisse) du produit à congeler. Cependant la congélation ne permet pas de détruire les antigènes. Une réaction allergique est donc toujours possible (Orain, 2010).

#### ➤ **La cuisson**

Les larves d'*Anisakidae* sont détruites par la cuisson. La réglementation européenne indique qu'une température de  $60^{\circ}\text{C}$  à cœur pendant 1 minute suffit pour tuer les larves présentes. Au four à micro-ondes, 15 secondes à  $74^{\circ}\text{C}$  ou plus sont nécessaires (Adams *et al.*, 1999).

## ***I. Revue bibliographique***

Il existe d'autres moyens d'élimination tel que le salage, le marinage, le fumage... Cependant, la congélation et la cuisson demeurent les traitements de référence qui garantissent la destruction des larves présentes, et cela dans des conditions bien définies. Mais il faut souligner qu'aucun de ces traitements n'inactive complètement les allergènes et que des réactions allergiques sont toujours possibles chez les patients sensibilisés, même lorsque le poisson parasité est consommé après une cuisson et une congélation conforme aux recommandations citées ci-dessus. En effet, certains allergènes sont thermostables et leur antigénicité est préservée (Vidaček *et al.*, 2009 ; Rodríguez-Mahillo, 2010).

### **I.5 La résistance d'*Anisakis* aux différents facteurs environnementaux**

Les larves L3 d'*Anisakis* se montrent résistantes à plusieurs conditions environnementales telles que la salinité, l'acidité et la température.

Face au froid, *Anisakis* peut résister jusqu'à 6 jours à -20 °C ; par contre, il résiste moins de 5 min à 60 °C (Boireau, 2002). Les larves d'*A. simplex* ne sont pas tuées à 4°C (température d'un réfrigérateur) et peuvent survivre jusqu'à huit mois (Samir *et al.* 2015). Dans notre étude, elles sont restées vivantes après trois mois à 4°C dans une solution saline (NaCl 0,9%). Elles résistent pendant plus de 10 jours à des pH acides extrêmes compris entre 1 et 1.5 (Boireau, 2002). Ce qui explique sa survie dans l'estomac humain. L'*Anisakis* résiste également au vinaigre et à l'acide acétique à 2 % pendant 51 et 25 jours, respectivement. Quant au sel (NaCl), les larves peuvent survivre dans les faibles concentrations, et plus la concentration en sel augmente, plus le temps nécessaire pour les tuer diminue. Le sel sec tue en revanche les larves s'il y a contact direct pendant 10 minutes (Boireau, 2002).

Plusieurs produits naturels et extraits végétaux utilisées pour le traitement des maladies sont en cours de criblage pour leur activité contre les parasites. Parmi ces produits, les huiles essentielles dérivées de plantes aromatiques ont été explorées et leur activité contre les parasites a été étudiée. Plusieurs auteurs ont démontré que les huiles essentielles (HE) étaient efficaces contre les Nématodes parasites pathogènes du genre *Anisakis* (Navarro *et al.*, 2008 ; Gerratana *et al.*, 2014 ; Valero *et al.*, 2015 ; Gerratana *et al.*, 2017). D'après ces études ainsi que nos résultats, la durée de survie des larves dépend de la composition de l'huile essentielle et de sa concentration.

# **Matériel et méthodes**

## II. Matériel et méthodes

### II.1 Présentation de la zone d'étude

Le golfe de Béjaïa est situé dans la partie Sud du bassin méditerranéen, il est délimité à l'Est par le massif volcanique d'El Aouana (ex. Cavallo) et à l'Ouest par le Cap Carbone (Fig. 2). Il se singularise par un plateau continental peu étendu, d'une largeur moyenne de 1,5 Km. La profondeur maximale du golfe de Béjaïa est d'environ 1000 m (Leclaire, 1972).

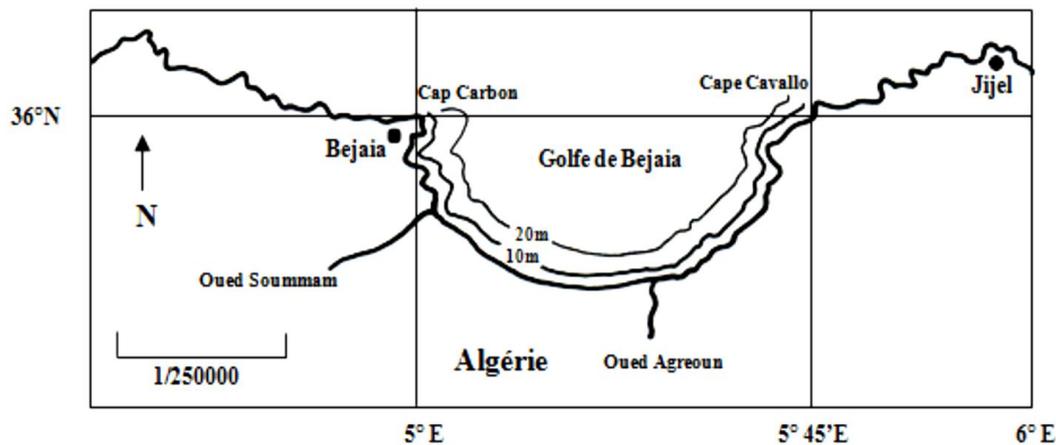


Figure 2: Localisation du Golfe de Béjaïa (Ider *et al.*, 2018)

### II.2 Echantillonnage

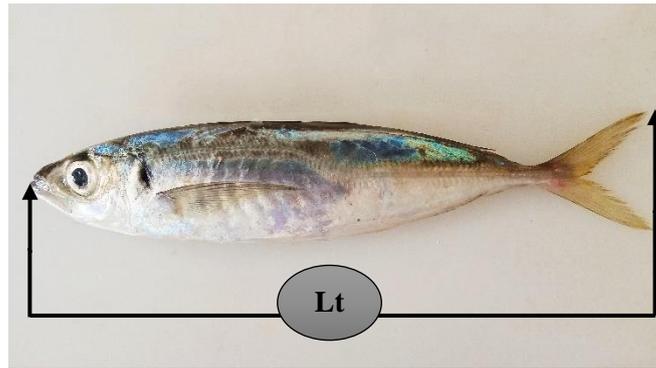
L'étude a été réalisée sur un total de 354 spécimens de poissons appartenant à l'espèce *Trachurus trachurus* (Chinchard) provenant des débarquements du port de pêche de Béjaïa. L'échantillonnage (prélèvement au hasard des spécimens de poissons) a été effectué entre le mois d'Avril et Juillet 2021.

### II.3 Etude biométrique

Tous les spécimens de poissons ont fait l'objet d'une étude biométrique, les longueurs (L, cm) et les poids (P, g) ont été mesurés en utilisant respectivement une règle graduée et une balance (précision de 0,1mg) (Fig. 4) (Tab.I). Pour chaque poisson examiné, différentes mesures ont été considérées :

- La longueur totale (**Lt**) : c'est la distance qui sépare le bout du museau et l'extrémité de la nageoire caudale (Fig. 3).
- Poids totale (**Pt**) : c'est le poids du poisson entier.
- Poids éviscéré (**Pe**) : c'est le poids du poisson qui est dépourvue de ses viscères.

## II. Matériel et méthodes



**Figure 3 :** Mensurations effectuées (photo originale)



**Figure 4 :** Pesée d'un poisson sur une balance de précision 0.1mg (photo originale)

**Tableau I:** Données caractérisant notre échantillonnage

Espèce de poisson échantillonnée	Famille de l'espèce échantillonnée	Nombre (Effectif)	Taille (cm) MIN-MAX	Poids (g) MIN-MAX	Nbr de mâles	Nbr de femelles	Nbr d'individus au sexe indéterminé
<i>T. trachurus</i>	Carangidae	354	[11,9-23,6]	[14-110,3]	117	145	92

### **II.4 Etude parasitaire**

#### **II.4.1 Recherche et récolte des parasites**

Les spécimens de poissons frais échantillonnés ont été examinés à l'œil nu et sous une loupe binoculaire. Cet examen minutieux a concerné la cavité abdominale, le tractus digestif, les gonades, le foie afin de rechercher et récolter les parasites. Nous avons procédé à la dissection réalisée par une incision médio-ventrale (Fig. 5) grâce à une trousse de dissection (Fig. 6). Les différentes parties du tube digestif prélevé (œsophage, estomac, tube pyloriques, intestin), les gonades et le foie sont placées et analysées dans des boîtes de pétri contenant du liquide physiologique. Le nombre de parasites chez chaque poisson infesté a été noté. Les nématodes récoltés ont été introduits dans une solution saline stérile (NaCl 0,9%) dans une boîte de pétri et ce pour une identification ultérieure à l'état vivant (Fig. 7). Notre étude sur la viabilité des larves dans les milieux de traitement nécessite en effet des larves vivantes.



**Figure 5 :** Poisson disséqué (photo originale)



**Figure 6 :** Trousse de dissection (photo originale)



**Figure 7** : Conservation des Nématodes parasites dans une solution saline stérile (NaCl 0,9%) (Photo originale)

### II.4.2 Observation et identification des parasites

Les parasites récoltés ont été identifiées à l'état frais sur une lame dans une goutte d'eau sous microscope optique. L'identification des nématodes parasites a eu lieu par l'observation de la morphologie générale, l'organisation interne de différents organites et la morphométrie de différents organes. Plusieurs clés de détermination et documents scientifiques ayant trait à la systématique des nématodes parasites récoltés ont été utilisés (Petter et Maillard, 1987 ; Petter et Maillard, 1988 ; Moravec, 1994).

### II.4.3 Conservation et fixation des parasites

Les nématodes parasites identifiés comme étant *Anisakis simplex*, en se basant sur la présence du mucron, de la dent de pénétration ainsi que l'apparence de l'œsophage et du ventricule, ont été maintenus dans une solution saline stérile (NaCl 0,9 %) à une température de 3 à 4°C (température du réfrigérateur) comme contrôle de leur viabilité jusqu'à leur utilisation d'après Horst *et al.* (1995), Gerratana *et al.* (2017).

Les autres espèces de parasites ont été fixés dans de l'alcool à 70% pour une observation ultérieure au microscope optique, afin de vérifier les détails morphologiques les plus fins sur les parasites récoltés.

### II.4.4 Calcul des indices parasitaires

Cette étude a pour but d'évaluer le parasitisme des espèces de poisson examinées, nous avons calculé trois indices parasitaires selon Bush *et al.* (1997) :

➤ **La prévalence parasitaire (P%)**

La prévalence parasitaire, est le rapport du nombre de poissons infestés par un groupe donné de parasites sur le nombre de poisson examinés. Elle est exprimée en pourcentage.

$$P = \text{NPI}/\text{NPE} \times 100$$

**P:**Prévalence

**NPI:**Nombre de poissons infestés

**NPE:**Nombre de poissons examinés

➤ **Intensité parasitaire moyenne (Im)**

C'est le rapport du nombre total d'individus d'un groupe de parasites dans un échantillon d'hôtes sur le nombre de poissons infestés.

$$I_m = \text{NP}/\text{NPI}$$

**NP :** Nombre de parasites

**NPI:**Nombre de poissons infestés

➤ **Abondance parasitaire moyenne (Am)**

L'abondance parasitaire est le rapport du nombre total d'individus d'un groupe de parasites dans un échantillon d'hôtes (NP) sur le nombre total d'hôtes (infestés ou non infestés) dans l'échantillon (NPE). C'est le nombre moyen d'individus d'un groupe donné de parasites par hôtes examinés.

$$I_m = \text{NP}/\text{NPE}$$

### II.5 Les tests de toxicité

Dans cette étude, nous avons étudié la survie et la résistance des larves d'*Anisakis simplex* (L3) dans différentes solutions de traitement : NaCl à différentes concentrations, jus de citron, huile essentielle de romarin et huile essentielle de lentisque.

#### II.5.1 NaCl

Afin d'évaluer la viabilité des larves L3 dans des solutions de Chlorure de sodium (NaCl) (Fig. 8B), les nématodes ont été incubés dans des solutions aux concentrations suivantes : 5, 10, 15 et 20 g de NaCl/100 mL d'eau distillée. Les larves vivantes d'*Anisakis simplex* ont été placées dans des flacons (8 à 15 larves par flacon), suivie des solutions préparées, puis fermés et conservés à 4 °C. Pour chaque concentration, quatre exemplaires ont été réalisés (Fig. 8A) (Šimat et Trumbić, 2019).



**Figure 8** : Essais réalisés pour chaque concentration en NaCl (A) ; Chlorure de sodium (NaCl) (B) (photos originales)

### II.5.2 Jus de citron

Le jus de citron est un produit naturel très utilisé en cuisine, notamment dans les plats à base de poisson cru tel que le ceviche et le carpaccio, où le poisson est mariné dans du jus de citron ainsi que d'autres ingrédients pendant quelques minutes à quelques heures selon la taille des morceaux de poisson.

Dans le but d'évaluer l'effet du jus de citron frais sur la survie des nématodes, 10 larves d'*Anisakis simplex* ont été placées dans un flacon contenant du jus de citron fraîchement pressé, non dilué, puis conservé à 4 °C (Fig. 9) (Šimat et Trumbić, 2019).



**Figure 9 :** Larves d'*Anisakis simplex* exposées directement au jus de citron (photo originale)

### II.5.3 Les huiles essentielles

#### ➤ Définition d'une huile essentielle

Il s'agit d'un extrait pur et naturel provenant de plantes aromatiques (Roulier, 1990). Elle concentre l'essence de la plante, autrement dit son parfum. Il s'agit de substances odorantes, volatiles, de consistance huileuse, très concentrées, offrant une forte concentration en principes actifs (Lardy et al., 2007). Il faut ainsi une très grande quantité de plantes fraîches pour obtenir quelques millilitres d'huiles essentielles (Noraget, 2003).

#### II.5.3.1 Huile essentielle de Romarin *Rosmarinus officinalis*

##### ➤ Description de la plante

*Rosmarinus officinalis*, communément appelé Romain, appartient à la famille des lamiacées ; c'est une plante très connue dans les pays occidentaux, très cultivé dans les régions méditerranéenne (Fig. 10B) (Wollinger et al., 2016).

## II. Matériel et méthodes

Le Romarin est une source très riche de phénols bioactifs qui sont principalement responsables de la bioactivité de la plante ; la raison de son utilisation dans la médecine traditionnelle pendant des siècles (Ribeiro-Santos *et al.*, 2015)

### ➤ *Composition chimique de l'huile essentielle*

L'huile essentielle du *Rosmarinus officinalis* (Fig. 10A) est généralement obtenue par hydrodistillation ; elle est incolore ou légèrement jaune. Les composants majoritaires sont représentés dans le Tableau II (Wollinger *et al.*, 2016).

**Tableau II :** Composants principaux de l'huile essentielle du *Rosmarinus officinalis* (Wollinger *et al.*, 2016).

Composé	Pourcentage (%) dans les feuilles de la plante
1.8-cinéole	(15-30) %
Camphre	(10-25) %
$\alpha$ -pinène	(10-25) %
Borneol	(3-20) %
Camphène	(5-10) %
Acétate de bornyle	(1-5) %



**Figure 10 :** Huile essentielle de *Rosmarinus officinalis* (A) (photo originale), feuilles et fleurs de Romarin *Rosmarinus officinalis* (B) (Muglia, 2016)

### II.5.3.2 Huile essentielle de Lentisque *Pistacia lentiscus*

#### ➤ *Description de la plante*

Originaire du bassin méditerranéen, le Lentisque, appelé aussi Pistachier lentisque ou arbre au mastic pousse à l'état sauvage dans la garrigue et sur les sols en friche. C'est une plante de la famille des Anacardiaceae (Fig. 11B) (Iserin, 2007).

En raison de sa large utilisation en médecine traditionnelle, les différents organes de *P.lentiscus* (L.) ont fait l'objet de nombreuses études phytochimiques afin d'identifier les principes actifs.

#### ➤ *Composition chimique de l'huile essentielle*

L'étude bibliographique sur l'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* (Fig. 11A) a montré la richesse en monoterpènes et les sesquiterpènes. Les principaux composés sont représentés dans le Tableau III (Gardeli *et al.*, 2008).

**Tableau III :** Composants principaux de l'huile essentielle de *Pistacia lentiscus* (Gardeli *et al.*, 2008).

Composé	Pourcentage (%) dans l'HE
<b><math>\alpha</math>-pinène</b>	(9.4-24.9%)
<b>Limonène</b>	(9.0-17.8%)
<b>germacrene D</b>	(2.7-13.5%)
<b>terpinén-4-ol</b>	(6.8-10.6%)
<b>p-cymene</b>	(0.5-7.5%)
<b><math>\beta</math>-pinène</b>	(2.0-6.9%)
<b>Sabinene</b>	(1.0-6.7%)
<b><math>\gamma</math>-terpinene</b>	(3.1-3.6%)
<b><math>\alpha</math>-terpinéol</b>	(2.5-4.0%)

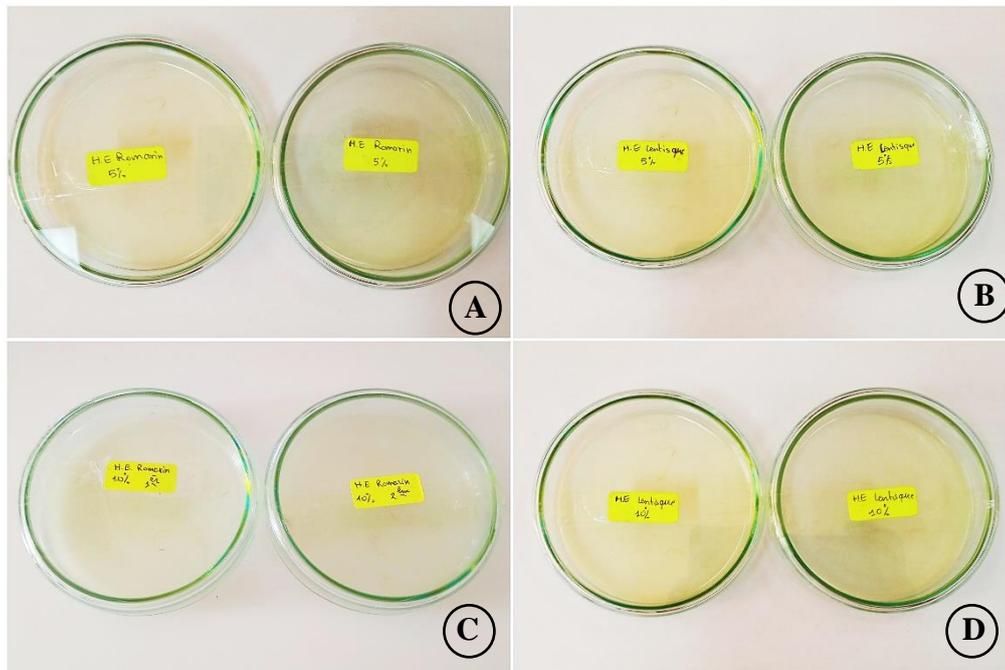
## II. Matériel et méthodes



**Figure 11** : Huile essentielle de *Pistacia lentiscus* (A) (photo originale), feuilles et fruits du Lentisque *Pistacia lentiscus* (B) (Bertrand, 2020)

### ➤ Protocole réalisé

Plusieurs études ont été déjà réalisées pour évaluer l'effet toxique de plusieurs huiles essentielles sur les nématodes. Dans une étude, l'effet *in vitro* de divers dérivés monoterpéniques de différentes huiles essentielles sur les larves de troisième stade d'*A. simplex* a été étudié par Navarro *et al.* (2008) qui ont trouvé que l' $\alpha$ -pinène, l'ocimène et le cinéole avaient une activité larvicide élevée à une concentration de 125  $\mu\text{g/ml}$  pendant 48 h tandis que seuls l' $\alpha$ -pinène et l'ocimène étaient actifs à 62,5  $\mu\text{g/ml}$ . Comme on peut le voir dans la composition des huiles essentielles utilisées dans notre étude (Tab. I et Tab. II), l' $\alpha$ -pinène et le cinéole sont présents à des pourcentages élevés par rapport aux autres composés. Le protocole que nous avons utilisé dans notre étude a été mis au point en se référant à l'étude réalisée par Girratana *et al.* (2014) sur l'effet de l'huile essentielle de thym *Thymus vulgaris* sur les larves d'*Anisakis*, et sur l'huile essentielle de cataire *Nepeta cataria* réalisée par le même auteur en (2017). Les deux huiles essentielles ont été diluées dans de l'huile d'olive à 10% (100  $\mu\text{l/ml}$ ) et à 5% (50  $\mu\text{l/ml}$ ). Les parasites ont ensuite été introduits dans des boîtes de Pétri en verre contenant 10 ml de différentes concentrations du composé testé, puis laissés à la température ambiante ( $21\pm 1^\circ\text{C}$ ). Pour chaque concentration, deux essais ont été réalisés (Fig. 12).



**Figure 12** : Larves d'*A. simplex* exposées à l'huile essentielle de Romarin à 5% (A) et 10% (C), et à l'huile essentielle de lentisque à 5% (B) et 10% (D) (photos originales)

### II.5.4 Viabilité des larves

La survie des larves a été suivie au microscope pendant le temps d'incubation dans les milieux de traitement.

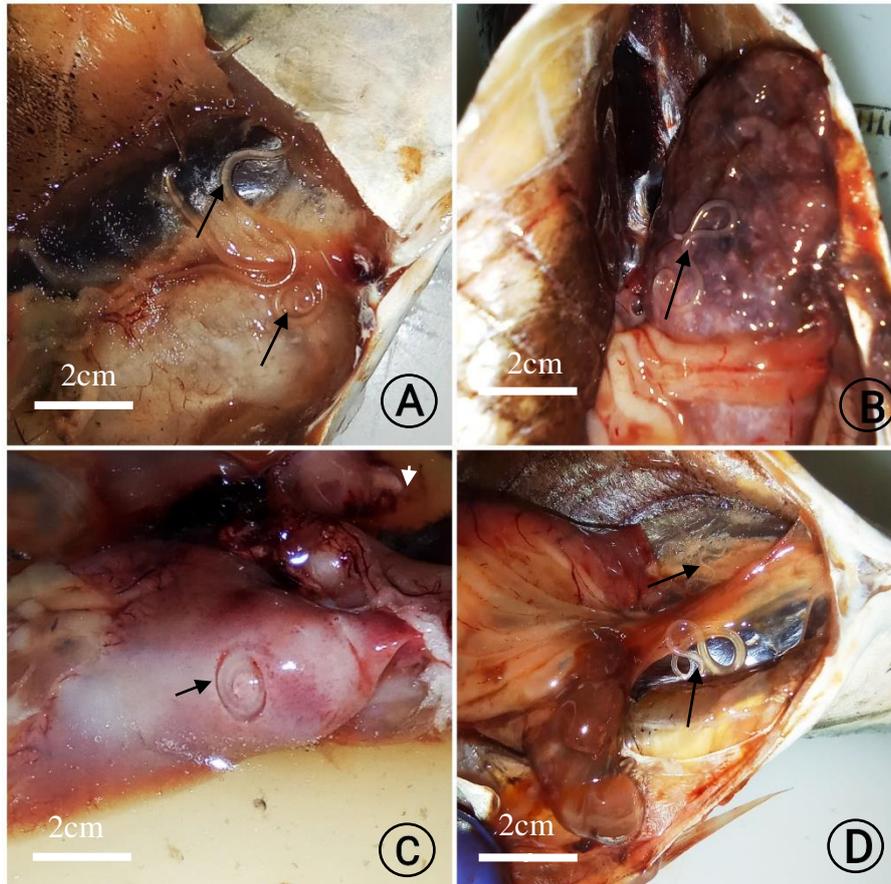
Les larves ont été considérées comme viables si des mouvements spontanés et stimulés ont été observés, tandis que celles qui n'ont montré aucun mouvement même lorsqu'elles ont été sondées avec une aiguille fine ont été considérées comme mortes (Šimat et Trumbić, 2019).

**Résultats**  
**et**  
**Discussion**

### III. Résultats

#### III.1 Identification des nématodes parasites récoltés

Au cours de notre étude, nous avons identifié 4 espèces de nématodes parasites (en phase larvaire L3) infectant particulièrement la cavité péritonéale de *Trachurus trachurus*. Ces nématodes parasites ont été souvent récoltés sur les organes internes, l'intestin, à la surface du foie et des gonades (Fig. 13).



**Figure 13** : Sites de fixation des larves (L3) de Nématodes (photos originales) **A** : cavité abdominale ; **B** : estomac ; **C** : larve d'*Anisakis simplex* enkystée sur le foie ; **D** : gonades (voir flèches noires)

L'examen parasitologique de 354 spécimens de l'espèce *T.trachurus*, nous a permis d'identifier 4 espèces de nématodes parasites rattachés à la famille des Anisakidae et la famille des Raphidascaridae.

➤ **Genre : *Anisakis* (Anisakidae)**

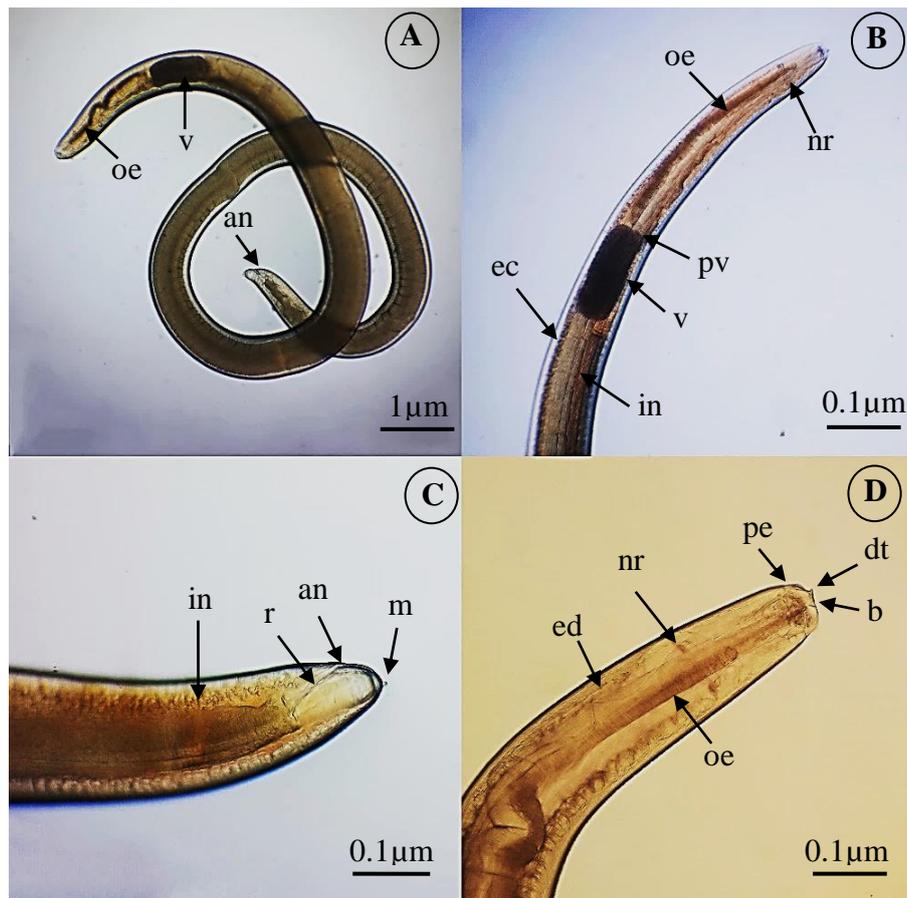
Les spécimens récoltés de ce genre se caractérisent par l'absence du caecum intestinal et de l'appendice œsophagien dans la structure œsophagienne. Ce critère taxonomique caractérisant le genre *Anisakis* a été confirmé par plusieurs chercheurs (Petter et Maillard, 1988 ; Moravec, 1994).

• **Espèce : *Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809)**

➤ *Description des L3 d'*A. simplex**

Cette espèce a été récoltée dans la cavité générale sur l'intestin, les gonades et le foie. Les spécimens présentent une taille qui varie entre 9 et 25 ( $17.1 \pm 0.51$ ) mm. Les larves (L3) vivantes d'*Anisakis simplex* sont de couleur blanc clair à jaunâtre. Elles se caractérisent par une tache blanche opaque située à environ 2mm en arrière de l'extrémité antérieure : le ventricule œsophagien, qui n'est plus visible chez les larves mortes. Ces larves sont généralement enroulées sur elles-mêmes, formant une spirale plane et serrée. Les larves sont très actives, agitées de mouvements serpentiformes. Lorsque l'on tente de les dérouler, elles reprennent très vite leur forme initiale.

Les larves d'*Anisakis simplex* possèdent à leur extrémité antérieure une dent de pénétration de forme triangulaire, dont la pointe est dirigée ventralement (Fig. 14D). La cuticule est striée, elle présente de nombreux gros sillons transversaux, irréguliers, discontinus, couvrant tout le corps, et plus rapprochés aux extrémités. L'extrémité postérieure se termine par un mucron (Fig. 14C). L'œsophage est composé de deux parties : une partie musculaire située aussitôt après la bouche, et un œsophage glandulaire, ou ventricule, assez allongé, dont la limite de séparation avec l'intestin est dirigée obliquement (Fig. 14A et Fig. 14B). Il n'y a ni caecum, ni appendice œsophagien (Fig. 14).

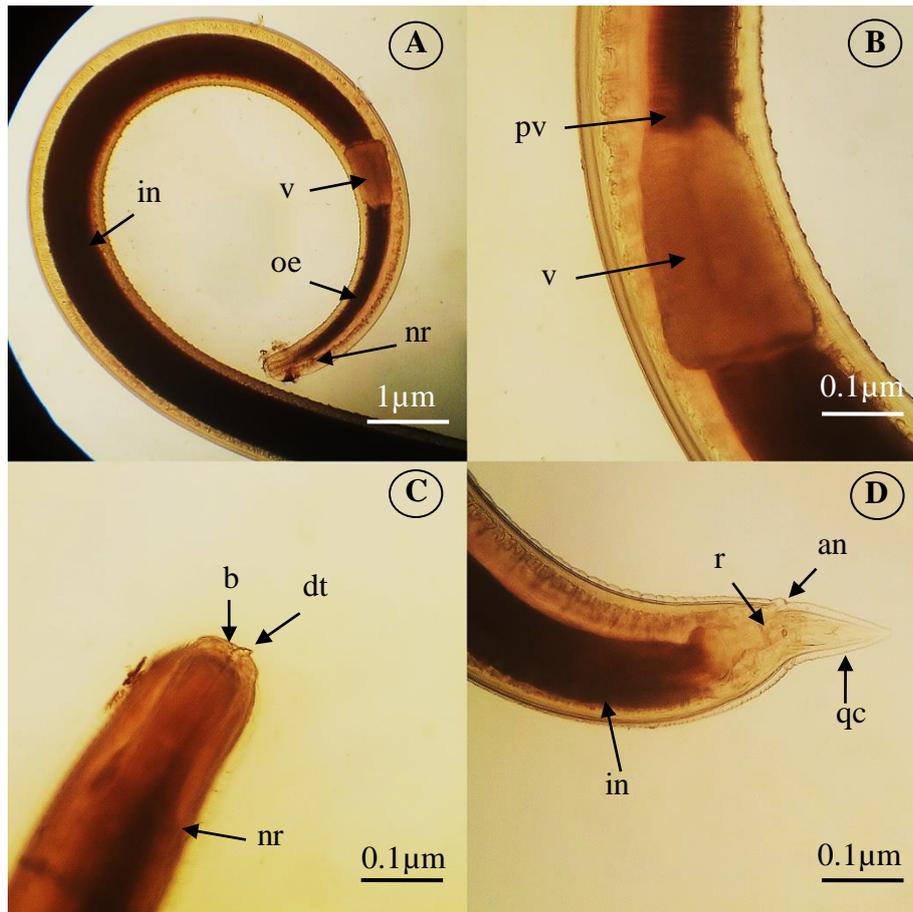


**Figure 14** : Morpho-anatomie de l'espèce *Anisakis simplex*. **A** : parasite *Anisakis simplex* forme enroulée; **B**: partie moyenne ; **C**: Extrémité postérieure ; **D**: Extrémité antérieure, vue latérale (Photos originales). (b) :bouche ; (dt): dent de pénétration antérieure triangulaire ; (pe): pore excréteur ; (nr): système nerveux en anneaux ; (ed): conduit excréteur partant du pore excréteur jusqu'au canal excréteur ; (ec): canal excréteur ; (oe) : œsophage ; (pv) : préventricule œsophagien ; (v) : ventricule ; (in): intestin ; (r) : rectum formant un canal plus sombre ; (an): anus ; (m): mucron.

- **Espèce *Anisakis physeteris* (Baylis, 1923)**

- *Description des L3 d'A.physeteris*

La larve L3 d'*Anisakis physeteris* a un corps cylindrique allongé. Cette espèce est caractérisée par la présence d'une cuticule striée, une dent de pénétration, un œsophage, un ventricule court, et plus large que long et la jonction entre le ventricule et l'intestin est horizontale. La queue est conique, effilée et ne comporte pas de mucron (Fig. 15).



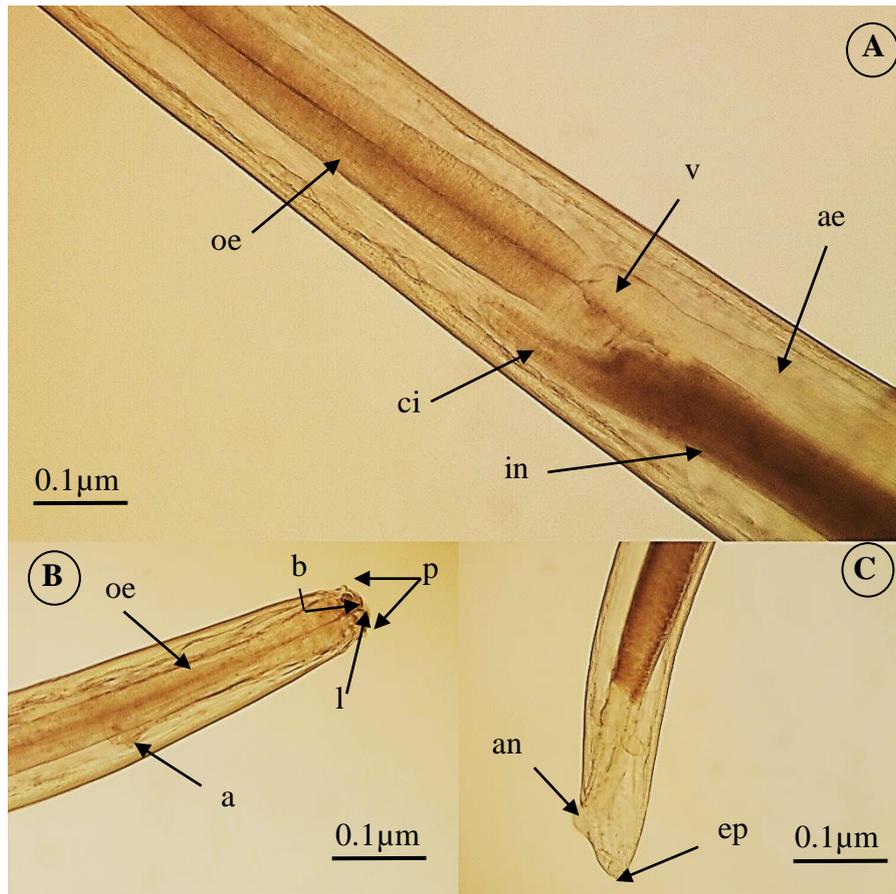
**Figure 15** : Morpho-anatomie de l'espèce *Anisakis physeteris* **A** : Extrémité antérieure et la partie moyenne ; **B** : la partie moyenne ; **C** : Extrémité antérieure ; **D** : extrémité postérieure (Photos originales). (**b**) :bouche ; (**dt**) : dent de pénétration antérieure triangulaire, (**nr**): système nerveux en anneaux ; (**oe**) : œsophage ; (**pv**) : préventricule œsophagien ; (**v**) : ventricule ; (**in**): intestin ; (**r**) : rectum formant un canal plus sombre ; (**an**): anus ;(**qc**) : queue conique

➤ **Genre** : *Hysterothylacium* (Ward et Magath, 1917) (Raphidascaridae)

• **Espèce**, *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1808)

➤ *Description des larves L4 d'H.aduncum*

Cette espèce a été récoltée en phase larvaire L4 dans la cavité générale : sur l'intestin, les gonades et le foie des poissons infestés. Les spécimens de cette espèce présentent une taille qui varie entre 7 et 17 ( $12 \pm 0.33$ ) mm de longueur. La partie antérieure est entourée de trois lèvres (comparativement étroites séparées par interlabia triangulaire) munies des ailes labiales, elle porte deux papilles. L'œsophage est pourvu d'un ventricule (Fig. 16A). La partie moyenne du nématode est caractérisé par la présence du caecum intestinal et un appendice œsophagien (Fig. 16A). Le pore excréteur près de niveau de l'anneau nerveux. La queue, conique, se terminant par un petit processus couvert par de nombreuses épines (Fig. 16C).

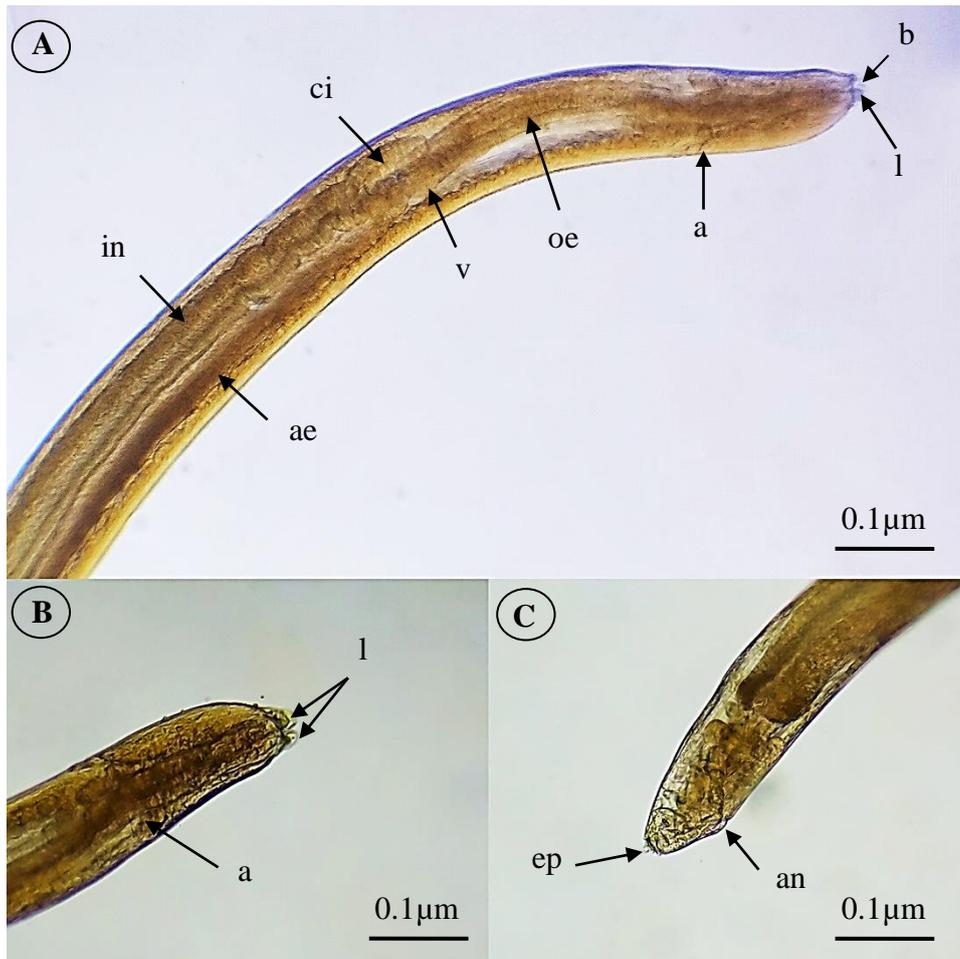


**Figure 16** : Morpho-anatomie de l'espèce *Hysterothylacium aduncum*. **A**:Partie moyenne, vue latérale ; **B**: Extrémité antérieure, **C**: Extrémité postérieure. (Photos originales). (b) :bouche ; (l) : lèvre ; (a) : anneau nerveux ; (oe) : œsophage ; (ci) : caecum intestinal ;(p) : papille ; (v) : ventricule ; (in) : intestin ; (ae) : appendice œsophagien ; (ep) : touffe d'épines ; (an) : anus

- **Espèce, *Hysterothylacium fabri* (Rudolphi, 1819)**

- *Description des larves L4 H.fabri*

Cette espèce a été récoltée dans la cavité générale, sur l'intestin et les gonades. Ce sont des larves blanc jaunâtre. Les ailes latérales s'étendent de l'extrémité antérieure à la région caudale. L'extrémité antérieure est caractérisée par des lèvres bien développées avec un interlabia très marquée (Fig. 17A et Fig. 17B). L'œsophage pourvu d'un ventricule presque sphérique. Le pore excréteur se trouve juste en dessous de niveau. Le caecum intestinal est très court et dans la majorité de nos spécimens ne dépasse pas la limite du ventricule, l'appendice ventriculaire est beaucoup plus long que le caecum intestinal. Queue, conique, se terminant par un petit processus couvert par de nombreuses épines (Fig. 17C).



**Figure 17 :** Morpho-anatomie de l'espèce *Hysterothylacium fabri* . **A:** Extrémité antérieure et moyenne , **C:** Extrémité postérieure (photos originales). **(l)** : lèvre ; **(a)** : anneau nerveux ; **(e)** : œsophage ; **(ci)** : caecum intestinal ; **(v)** : ventricule ; **(in)** : intestin ; **(ae)** : appendice œsophagien ; **(ep)** : touffe d'épines ; **(an)**: anus ; **(b)** :bouche.

### III.2 Evaluation du parasitisme chez l'espèce étudiée

#### III.2.1 Variation des taux globaux d'infestation chez l'espèce *Trachurus trachurus*

L'examen de 354 poissons appartenant à l'espèce *T. trachurus* révèle un taux d'infestation relativement important (48,31%). Les charges parasitaires sont assez élevées avec des intensités atteignant deux parasites par poisson infesté (Tab. IV).

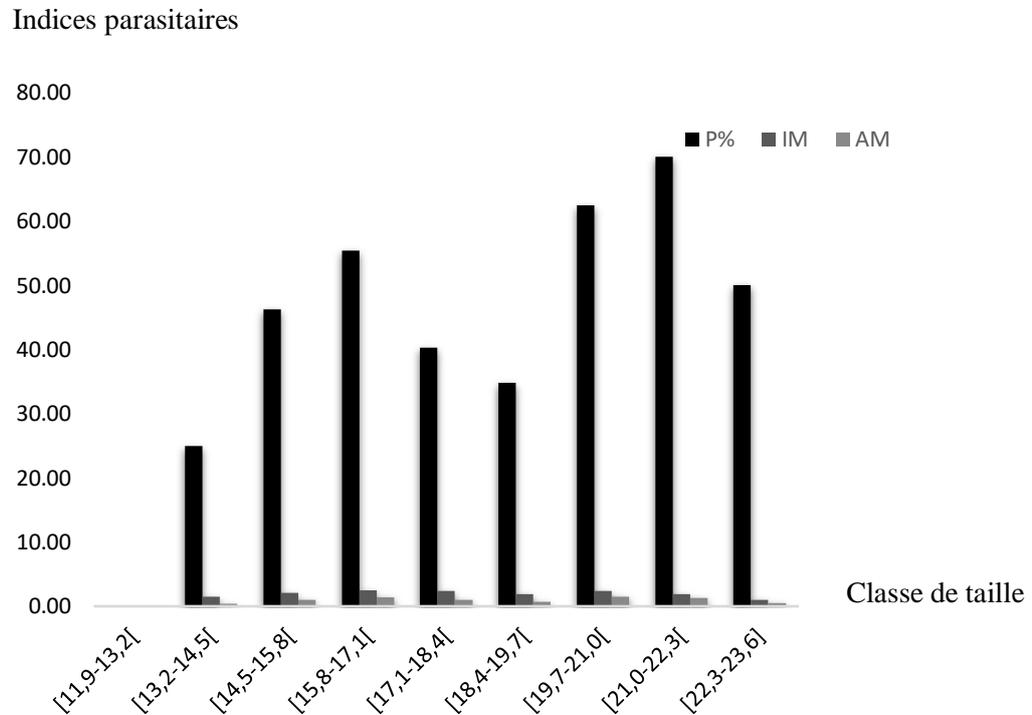
**Tableau IV :** Les taux d'infestation globaux de *T.trachurus* par les nématodes parasites récoltés

Espèce	NPE	NPI	NP	P%	IM	AM
<i>Trachurus trachurus</i>	354	171	390	48,31	2,28	1,10

**P:** prévalence, **Im:** intensité moyenne, **Am:** abondance moyenne, **NPE:** nombre de poissons examinés, **NPI:** nombre de poissons infestés, **NP:** nombre de parasites.

#### ➤ Variation des indices parasitaires en fonction des classes de la taille

Les résultats de la variation des taux globaux d'infestation en fonction des classes de taille sont représentés dans la Figure 18 (voir Tableau VI en annexe).

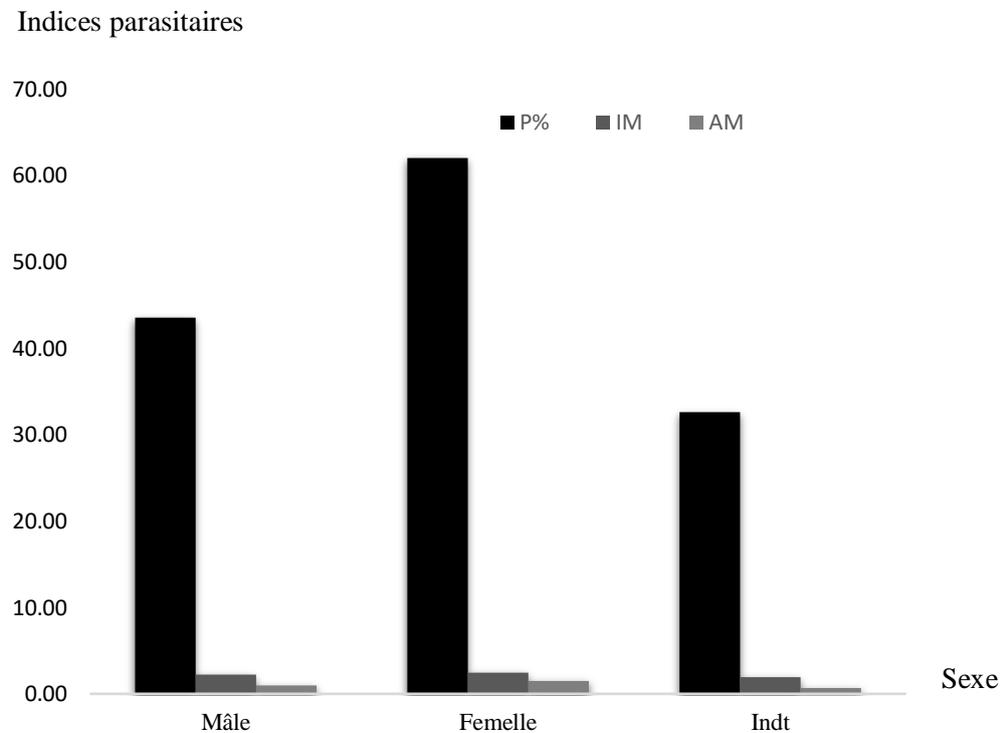


**Figure 18 :** Variation des indices parasitaires en fonction des classes de tailles  
P%: prévalence, IM: intensité moyenne, AM: abondance moyenne

Nos résultats des taux d'infestation montrent une variabilité des indices parasitaires en fonction des classes de taille, les valeurs enregistrées sont comprises entre 0 et 70% de prévalence. Le taux d'infestation le plus élevé (P=70%) a été enregistré chez les spécimens dont la taille varie entre 21.0 et 22.3 cm. Tandis que les plus petits individus appartenant à la classe de taille [11,9-13,2[ sont exempts de Nématodes parasites (P=0%) (Fig. 18 ; Tab. VI). On remarque alors que les spécimens dont la taille est importante sont plus infestés.

#### ➤ Variation des indices parasitaires en fonction du sexe

Les résultats de la variation des taux globaux d'infestation en fonction du sexe sont représentés dans la Figure 19 (voir Tableau VII en annexe).

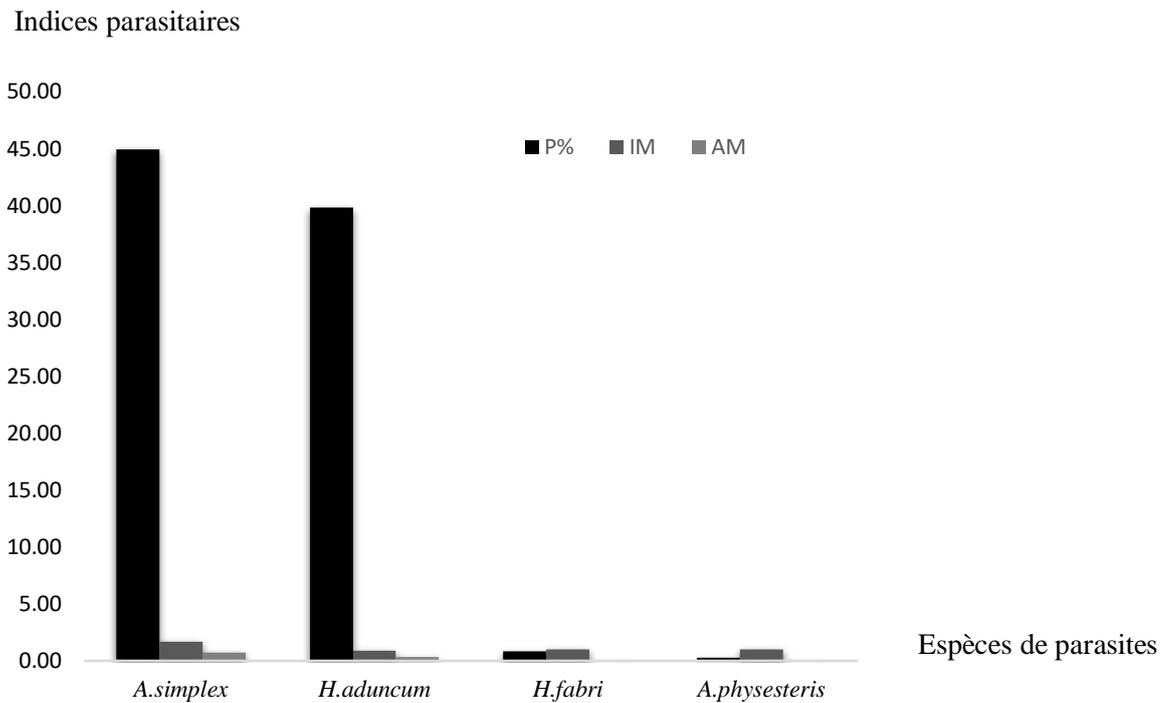


**Figure 19** : Variation des indices parasitaires en fonction du sexe  
P%: prévalence, Im: intensité moyenne, Am: abondance moyenne, Indt : indéterminé

Nos résultats des taux d'infestation en fonction du sexe *T. trachurus* montrent bien que ce sont les femelles (P= 62,07%) qui sont plus infestées que les (43,59%). Les charges parasitaires (intensité et abondance moyennes) connaissent également des valeurs plus élevées chez les femelles (Fig. 19 ; Tab. VII).

#### ➤ Variation des indices parasitaires en fonction des espèces de parasites

Les résultats de la variation des taux globaux d'infestation en fonction des espèces de parasites sont représentés dans la Figure 20 (voir Tableau VIII en annexe).



**Figure 20 :** Variation des indices parasitaires en fonction des espèces de parasites  
P%: prévalence, Im: intensité moyenne, Am: abondance moyenne

Quatre espèces de Nématodes parasites ont été récoltées et identifiées chez *T. trachurus*, Les deux espèces *Anisakis simplex* et *Hysterothylacium aduncum* présentent les taux d'infestation les plus élevés dépassant 40% de prévalence. En revanche, *Hysterothylacium fabri* et *Anisakis physeteris* n'atteignent pas 1% de prévalence (Fig. 20 ; Tab. VIII).

#### III.3 Résultats des tests de toxicité

Afin de lutter contre les larves (L3) pathogènes d'*Anisakis simplex* infectant l'ichtyofaune de nos côtes, nous avons testé (*in vitro*) la sensibilité (mortalité) de ces larves nocives à plusieurs substances d'origine végétale provenant de la région d'étude. Les résultats relatifs aux effets des différentes substances utilisées sur les larves sont exposés au tableau V.

**Tableau V** : Mortalité des larves d'*A. simplex* dans les milieux de traitement testés

Substances et HE testées	Concentration	1/2 du temps (h)	Taux de Mortalité	Temps (h)	Taux de Mortalité	Taux de mortalité Témoin
<b>NaCl</b>	5g/100mL	61	46%	122	100%	0%
	10g/100mL	31	24%	62	100%	0%
	15g/100mL	26	48%	51	100%	0%
	20g/100mL	27	26%	53	100%	0%
<b>Jus de citron</b>	100%	12	10%	24	100%	0%
<b>HE Romarin</b>	50 µL/mL	30	50%	60	100%	0%
	100 µL/mL	12	75%	24	100%	0%
<b>HE Lentisque</b>	50 µL/mL	11	55%	23	100%	0%
	100 µL/mL	1	70%	3	100%	0%

**HE** : Huile essentielle ; **h** : heure

#### ➤ NaCl

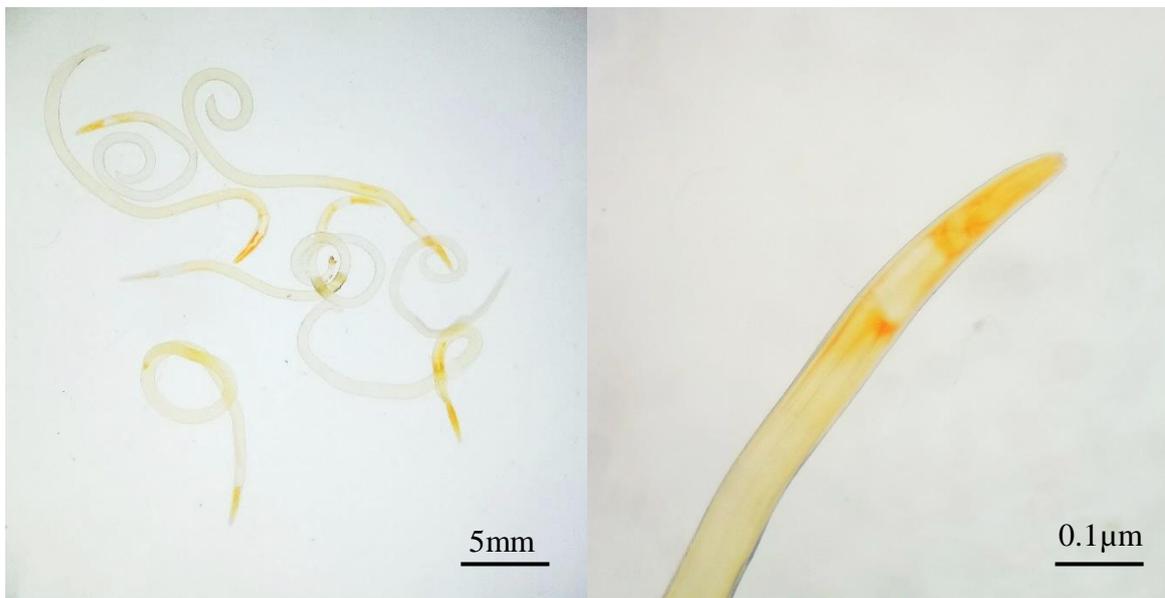
Lorsque les larves ont été introduites dans les solutions de NaCl, celles-ci se sont montrées très actives et agitées de mouvements serpentiformes. La mobilité diminuait avec le temps. En effet, après une certaine durée d'incubation dans la solution d'NaCl, la majorité des larves étaient immobiles lorsque l'on les observe à l'œil nu, certaines s'enroulaient sur elles-mêmes si on les stimulait avec une aiguille. Les larves qui paraissaient immobiles après la moitié du temps nécessaire pour tuer la totalité des larves (1/2 du temps) montraient quand même des signes vitaux lors de l'observation sous microscope optique (Tab. V). En revanche, celles qui ne montraient aucun mouvement au-delà de cette durée même après stimulation étaient considérées comme mortes (Tab. V).

Les larves ont survécu en moyenne 122 heures dans une solution à 5g/100ml. Pour une concentration de 10g/100ml, les larves ont été tuées après 62 heures.

### III. Résultats

Les solutions de 15 et 20g/100ml n'ont pas montré de différence significative entre elles. La mortalité était de 100% après 51 heures et 53 heures respectivement (Tab. V). Dans la solution qui sert de témoin (NaCl 0,9%), les larves sont toujours vivantes après 3 mois de leur incubation. Il s'agit en effet d'un milieu qui maintient la viabilité de larves d'*Anisakis* (L3).

L'observation macroscopique (sous loupe binoculaire) et microscopique des larves d'*Anisakis* (L3) mortes et qui avaient été exposées aux solutions d'NaCl a indiqué une couleur rouge au niveau de la partie antérieure des larves, dans la zone entourant le tractus digestif, surtout pour les larves traitées avec les concentrations les plus élevées (Fig. 21A et Fig. 21B).



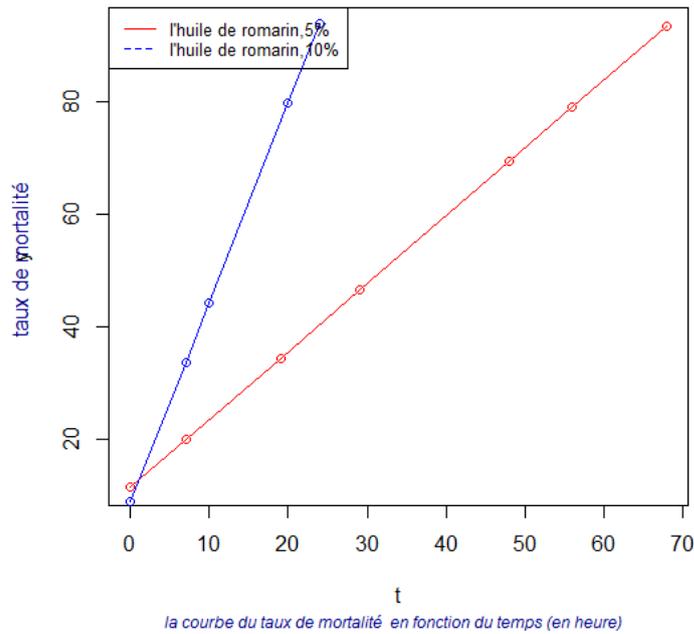
**Figure 21** : Vue macroscopique des larves d'*A.simplex* après traitement avec NaCl (A) ; Vue microscopique d'une larve d'*A.simplex* après traitement avec NaCl (B) (Photos originales)

#### ➤ Jus de citron

En ce qui concerne le jus de citron frais, 24 heures étaient suffisantes pour éliminer la totalité des larves, environ 10% sont mortes à 1/2 du temps (Tab. V).

#### ➤ Huile essentielle de Romarin

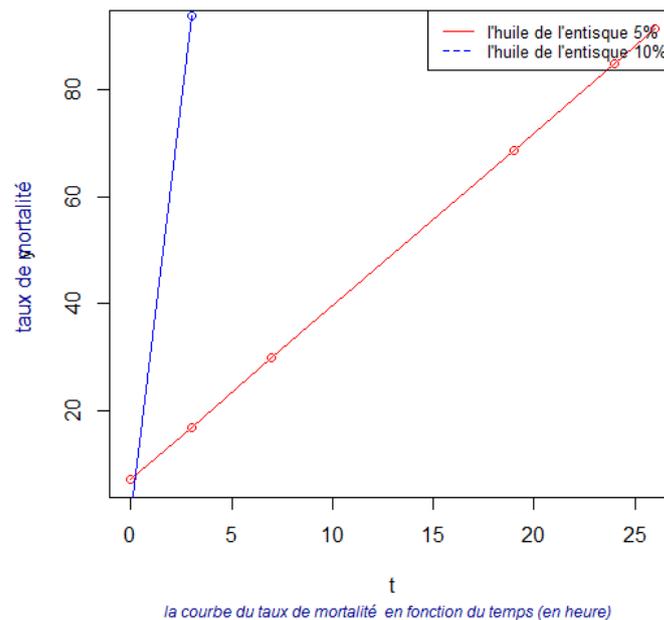
L'huile essentielle (HE) de Romarin diluée dans l'huile d'olive a été efficace contre les larves d'*A.simplex*, à des concentrations de 5 % et de 10 %, atteignant une mortalité de 100 % après 68 et 24 heures de traitement respectivement (Fig. 22 ; Tab. V).



**Figure 22 :** Courbe du taux de mortalité des larves d'*A.simplex* exposées à l'Huile essentielle de Romarin à 5% et 10%

➤ **Huile essentielle de Lentisque**

L'huile essentielle de Lentisque diluée dans l'huile d'olive a donné des résultats plus significatifs. En effet, une inactivation complète des vers parasites a été observée après 3 heures à une concentration de 10% et après 23 heures à une concentration de 5% (Fig. 23 ; Tab. V).



**Figure 23 :** Courbe du taux de mortalité des larves d'*A.simplex* exposées à l'Huile essentielle de Lentisque à 5% et 10%

### IV. Discussion

La présente étude nous a permis d'identifier chez *Trachurus trachurus* du Golf de Béjaïa quatre espèces de nématodes parasites (*Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809), *Anisakis physeteris* (Baylis, 1923), *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1808) et *Hysterothylacium fabri* (Rudolphi, 1819)). Ces Nématodes parasites ont été récoltés dans la cavité péritonéale des poissons examinés. Ils ont été retrouvés fixés sur l'estomac, l'intestin, le foie et les gonades sous deux formes, allongées et encapsulées en ce qui concerne certaines larves d'*Anisakis simplex* et *Anisakis physeteris*.

Ces espèces parasites ont été déjà signalées dans notre région chez *Trachurus trachurus* par Ichalal *et al.* (2015), (Saadi *et al.*, 2020). Par contre *Hysterothylacium aduncum*, *Hysterothylacium fabri* et *Anisakis simplex* ont été déjà récoltées chez d'autres espèces hôtes dans notre région d'étude à savoir (*Trachurus mediterraneus*, *Mullus surmuletus*, *M. barbatus barbatus*, *M. merluccius* *B. boops*, *P. erythrinus* et *P. acarne*) (Saadi *et al.*, 2019 et Saadi *et al.*, 2020).

L'espèce *Hysterothylacium aduncum* est la plus signalée chez les poissons marins : chez les espèces d'intérêt commercial (*Sardina pilchardus* et *T. trachurus*) (Rello *et al.*, 2008 et Saadi *et al.*, 2020) en mer Méditerranée. Kjøie (1993) a identifié cette espèce chez les harengs *Clupea harengus* Linnaeus, 1758. Sur la côte Nord-Africaine, cette espèce a été identifiée chez différentes espèces hôtes : *Phycis blennoides* (Farjallah *et al.* 2006 et Hassani et Kerfouf 2014) ; *Boops boops* (Marzoug *et al.*, 2012 ; Ichalal *et al.*, 2015 ; Benhamou *et al.*, 2017 ; Ider *et al.*, 2018 et Saadi *et al.*, 2020) ; *Scorpaena notata* (Petter et Maillard, 1988).

*Anisakis simplex* a été décrite par Rudolphi en 1809. En Méditerranée, les larves d'*Anisakis simplex* ont été signalées par Petter et Maillard (1988) et Petter et Radujkovic (1989) au Monténégro, en Italie (Larizza et Vovla, 1995), en Espagne (Valero *et al.*, 2005) et (Marzoug *et al.*, 2012). Sur la côte Nord-Africaine, cette espèce a été identifiée chez différentes espèces hôtes (Farjallah *et al.*, 2008 ; Kijewska *et al.*, 2009 ; Azbaid *et al.*, 2016 ; Shawket *et al.*, 2017).

L'espèce *Hysterothylacium fabri* a été signalée chez plusieurs espèces hôtes : *Phycis blennoides* (Farjallah *et al.* 2006 et Hassani et Kerfouf (2014) ; *Phycis phycis* (Hassani, 2015) ; *Trachinus draco* (Azizi *et al.*, 2017) ; *Uranoscopus scaber* (Petter et Maillard, 1987).

## ***IV. Discussion***

L'espèce *Anisakis physeteris* a déjà été signalée par Farjallah *et al.*, (2008), sur les côtes Algériennes et Tunisiennes. Sa présence en mer Méditerranée dans différents poissons hôtes était déjà connue (Nascetti *et al.*, 1986 ; Orecchia *et al.*, 1986 ; Mattiucci *et al.*, 2001 ; 2004 ; Farjallah *et al.*, 2006 ; Valero *et al.*, 2006b). En Algérie cette espèce a été signalée par Petter et Maillard (1988) chez *Scorpaena scrofa* et *Trachipterus trachipterus* ; chez *Phycis blennoides* (Hassani et Kerfouf, 2014). Cependant, sa présence en côte est algérienne n'a jamais été signalée par les travaux réalisés sur les nématodes parasite de cette région.

La présence des Anisakidae chez le Chinchard pourrait avoir plusieurs explications. La complexité du cycle de développement nécessite plusieurs hôtes intermédiaires porteurs de larves aux stades L1 et L2, ces larves passent ensuite au stade L3 après avoir parasité le poisson par voie trophique. Ceci pourrait être à l'origine de l'accroissement des taux d'infestation.

L'espèce *Anisakis simplex* présente un taux d'infestation le plus élevé dans nos échantillons. Il se pourrait que le comportement alimentaire du chinchard basé principalement sur les Arthropodes benthiques tels que des crustacés comme les Euphausiacés (petits crustacés) et les mollusques (Céphalopodes), hôtes intermédiaires potentiels, portant une charge importante en formes infectante (larves), ainsi que leur disponibilité favoriserait l'infestation par ces nématodes parasites.

Les résultats de la variation des indices parasitaires indiquent des taux d'infestations plus élevés chez les spécimens de taille importante. Le changement de régime alimentaire au cours de la vie ainsi que la quantité de proies ingérées suivant les besoins corporels, pourraient expliquer ces variations. Saadi *et al.* (2020) et Abattouy *et al.* (2011) ont signalé une dynamique d'infestation en fonction de la taille des poissons sur les côtes méditerranéennes marocaines et algériennes. Ils ont également indiqué que le taux d'infestation élevé des poissons examinés peut s'expliquer par le fait que le nombre de parasites augmente avec la taille de l'hôte. En outre, les grands hôtes se nourrissent de plus grandes quantités de proies intermédiaires, ce qui renforce l'infection par ces parasites (le facteur trophique favorise l'infection par ces parasites). La surface corporelle du poisson disponible pour la fixation des larves de parasites augmente avec la croissance du poisson (Ramdane *et al.* 2013).

Le sexe femelle semble marquer un taux de parasitisme prédominant par rapport au sexe mâle. Ceci est probablement lié à la différence morphologique et comportementale (surtout comportement trophique) des deux sexes.

## IV. Discussion

Les genres *Anisakis*, *contraceacum* et plus rarement *Pseudoterranova* et *Hysterothylacium* sont les genres responsables des cas d'Anisakidose. Cependant, la plupart des cas rapportés sont causés par l'espèce *Anisakis simplex* (97%) selon Audicana (2011) et la majorité des recherches concernant l'effet pathogène des Anisakidae ont été menées sur cette espèce.

Nos résultats concernant l'effet de certaines substances naturelles sur la viabilité des larves d'*Anisakis simplex* est une première pour la région d'étude.

Lorsque les larves (L3) d'*Anisakis simplex* ont été exposées directement à différentes concentrations de solutions de NaCl (5, 10, 15 et 20 g/100 ml), elles ont été tuées à 100% après environ trois jours dans la solution la plus forte et 9 jours dans la solution la plus faible (soit le tiers du temps). Ces résultats sont proches de ceux enregistrés par Šimat et Trumbic (2019) sur des larves (L3) d'*Anisakis* spp. isolées de l'anchois (*Engraulis encrasicolus*) provenant des zones de pêche des côtes Croates sur la mer Adriatique. Une solution de NaCl plus forte entraîne un stress osmotique plus élevé et une survie larvaire plus courte par rapport au stress osmotique induit par une solution moins concentrée.

Le jus de citron frais non dilué a induit la mort de la totalité des larves après environ 24 heures. Ce résultat est différent de celui obtenu par Šimat et Trumbic (2019) sur les larves d'*Anisakis* spp. exposées à du jus de citron non dilué également, où la survie des larves était d'environ 5 jours. Le degré d'acidité (pH) varie selon les variétés, les terroirs, les climats, la maturité et l'âge du citronnier, ce qui pourrait probablement être la raison de cette différence.

Ces dernières années, l'activité nématocide contre *Anisakis* L3 de plusieurs huiles essentielles telles que *Matricaria chamomilla*, *Thyme vulgaris*, *Melaleuca alternifolia* et *Nepeta cataria*, et certains de leurs composants a été démontrée (Valero *et al.*, 2006a ; Navarro *et al.*, 2008 ; Romero *et al.*, 2012 ; Giarratana *et al.*, 2014 ; Giarratana *et al.*, 2015 ; Valero *et al.*, 2015 ; Giarratana *et al.*, 2017).

Les résultats obtenus concernant l'huile essentielle de Lentisque étaient remarquables, induisant une mortalité larvaire de 100% après seulement 3 heures d'exposition à une concentration de 100µL/mL (concentration maximale testée). Tandis qu'une concentration de 50µL/mL (soit la moitié), l'activité larvicide (L3 d'Anisakidae) était à 100% après environ 24h.

L'huile essentielle de Romarin s'est également montrée très efficace. Nos résultats indiquent que la concentration maximale testée (100µL/mL) était létale à 100% après 24h. La

## *IV. Discussion*

mortalité observée pour une concentration de 50 $\mu$ L/mL (soit la moitié) était plutôt faible ; le pourcentage de mortalité était de 100% après environ 60h d'exposition à l'huile essentielle.

Cette activité larvicide est principalement due à la composition chimique de ces huiles essentielles. En effet, les huiles essentielles sont des mélanges complexes de composés d'origine naturelle, parmi lesquels les terpènes ont été largement étudiés et ont montré des propriétés pharmaceutiques utiles. Une étude menée par Navarro *et al.* (2008) sur l'effet de plusieurs dérivés monoterpéniques a démontré un effet larvicide (L3 d'Anisakidae) important de l' $\alpha$ -pinène, ce composé majoritairement présent dans l'huile essentielle de Lentisque et à une quantité non négligeable dans l'huile essentielle de Romarin. Ce qui pourrait expliquer l'effet puissant de l'huile essentielle de Lentisque par rapport à celle du Romarin.

En raison de sa complexité chimique, il est difficile d'établir le mécanisme d'action impliqué dans les effets biologiques des huiles essentielles.

Des études récentes suggèrent que les huiles essentielles ou leurs constituants pourraient provoquer des altérations de la cuticule, des cellules musculaires et du système digestif des larves L3. Ces effets déclencheraient la mort du parasite (Hierro *et al.*, 2004 ; Hierro *et al.*, 2006) et, de plus, réduiraient l'infectivité des larves et leur effet pathogène *in vivo* (Romero *et al.*, 2012). Ceci pourrait avoir une implication pratique intéressante par exemple pour les produits de la mer marinés, où l'ajout d'huiles essentielles pourrait représenter, selon nos résultats, une méthode alternative pour l'inactivation des larves d'Anisakidae, en particulier *Anisakis simplex*, ainsi qu'une méthode innovante pour prévenir l'anisakiase humaine.

Cependant, nos résultats doivent être étayés par des études *in vivo* pour garantir l'efficacité et la sécurité des huiles essentielles de Lentisque et du Romarin dans le traitement de l'anisakiase clinique.

# Conclusion

### Conclusion

Au terme de ce travail, l'examen de 354 spécimens du Chinchard (*Trachurus trachurus*) nous a permis d'identifier quatre espèces (*Anisakis simplex*, *Anisakis physeteris*, *Hysterothylacium aduncum* et *Hysterothylacium fabri*) de parasites Nématodes appartenant à deux familles : la famille des Anisakidae et la famille des Raphidascaridae. Parmi ces espèces, *A.simplex* est vraisemblablement l'espèce la plus répandue dans nos échantillons connue pour sa pathogénicité, et *A.physeteris* est récoltée pour la première fois dans le golfe de Béjaia. Les charges parasitaires varient selon la taille et le sexe du poisson. La disponibilité et diversité des hôtes intermédiaires ainsi que le comportement trophique pourraient favoriser l'infection des poissons par les larves (L3) de ces Nématodes parasites.

Les résultats des tests de toxicité ont révélé un remarquable effet nématocides (*in vitro*) des huiles essentielles utilisées et testées dans le cadre de notre étude, particulièrement l'huile essentielle de Lentisque (*Pistacia lentiscus*) à de fortes concentrations.

Néanmoins, L'utilisation de concentrations élevées (plus de 1%), dans une production de marinade de poisson n'est pas économiquement viable et le goût du poisson pourrait ne pas être acceptable. La combinaison de plusieurs huiles essentielles pourrait être utilisée pour réduire la dose minimale efficace d'huile essentielle, minimisant ainsi la perte de qualité sensorielle causée par une concentration plus élevée lorsqu'elle est ajoutée seule.

Il semble presque impossible de garantir l'absence de parasites dans les produits de la mer mis sur le marché. La prophylaxie individuelle prend alors toute son importance, des mesures préventives simples et efficaces (éviscération précoce, congélation et cuisson), permettent de prévenir une infection par les larves d'*Anisakis*. La maîtrise du risque allergique est plus complexe : elle repose sur l'éviction des allergènes et demande une approche individuelle.

En perspective, il est nécessaire de mettre au point rapidement un traitement efficace contre ces parasitoses émergentes car les enjeux sanitaire et économique sont de taille.

Les huiles essentielles sont des principes actifs prometteurs, qui pourraient être utilisés dans le développement de produits efficaces pour le contrôle de l'anisakidose, sans porter préjudice à la santé des consommateurs de poissons (alternative aux traitements d'origine chimique). Des études supplémentaires sur la sécurité et la palatabilité de la marinade aux huiles essentielles devraient être menées.

## *Liste des références bibliographiques*

### Liste des références bibliographiques

#### A

**Abattouy, N ; Valero, A ; Benajiba, M. H ; Lozano, J et Martín-Sánchez, J. (2011).** *Anisakis simplex* sl parasitization in mackerel (*Scomber japonicus*) caught in the North of Morocco—prevalence and analysis of risk factors. *Int. J. Food Microbiol.* **150**, n°2, p. 136-139.

**Adams, A.M ; Miller, K.S ; Wekell, M.M et Dong, F.M. (1999).** Survival of *Anisakis simplex* in microwave- processed arrowtooth flounder (*Atheresthes stomias*). *J Food Prot.* **62**, p. 403- 409.

**Angot, V et Brasseur, P. (1993).** European farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) are safe from anisakid larvae. *Aquaculture.* **118**(3-4), p. 339-344.

**Angot, V ; Brasseur P. (1995).** Les larves d'Anisakidés et leur incidence sur la qualité des poissons et produits de poissons. *Recueil de Médecine Vétérinaire.* **146**, p.791-804.

**Audicana M.T. (2011).** Anisakidae worms inducing allergies. Sixth Workshop of National Reference Laboratories for Parasites. Roma. p.23-24.

**Audicana, M.T ; Ansotegui, M.D ; De Corres, L.F et Kennedy, M. (2002).** *Anisakis simplex* : dangerous – dead or alive? *Trends Parasitol.* **18**, p. 20–25.

**Audicana, M.T ; Kennedy, M.W. (2008).** *Anisakis simplex* : from obscure worm to inducer of immune hypersensitivity. *Clin Microbiol.Rev.* **21**, n° 2, 360-379.

**Azbaid L., Belcaid S., Talbaoui E.M., 2016.** Anisakid Nematodes of *Pagellus acarne* and *Trachurus trachurus*, from North Atlantic Moroccan's Waters. *Journal of Life Sciences.* **10**, 279-288.

**Azizi R., Yemmen C., Bahri S., 2017.** Metazoan parasites of trachinid fishes (Teleostei: Trachinidae) from Tunisian coasts (Mediterranean Sea). *Acta adriat.* **58**:209-224.

#### B

**Baird, F.J ; Gasser, R.B ; Jabbar, A et Lopata, A.L. (2014).** Foodborne anisakiasis and allergy. *Molecular and Cellular Probes.* **28**, p.167-174.

## *Liste des références bibliographiques*

**Baron, L ; Branca, G ; Trombetta, C ; Punzo, E ; Quarto, F ; Speciale, G et Barresi, V. (2014).** Intestinal anisakidosis: histopathological findings and differential diagnosis. *Pathology -Research and Practice.* **210**, p.746-750.

**Beck, M ; Evans, R ; Feist, S.W ; Stebbing, P ; Longshaw, M. et Harris, E. (2008).** *Anisakis simplex sensu lato* associated with red vent syndrome in wild adult Atlantic salmon *Salmo salar* in England and Wales. *Diseases of Aquatic Organisms.* **82**, p.61-65.

**Benhamou F., Marzoug D., Boutiba Z., Kostadinova A., Pérez-Del-Olmo A., 2017.** Parasite communities in two sparid fishes from the western Mediterranean: a comparative analysis based on samples from three localities off the Algerian coast. *Helminthologia.* 54:26-35.

**Bertrand, V. (2020).** L'huile essentielle de Lentisque Pistachier pour les troubles circulatoires. Santé Magazine. Décembre 2020. URL : <https://www.santemagazine.fr/medecines-alternatives/approches-naturelles/huiles-essentielles/huile-essentielle-de-lentisque-pistachier-pour-les-troubles-circulatoires-875394>. (Consulté le 20.08.21).

**Boireau, P ; Guillot, J ; Polack, B ; Vallée, I et Chermette, R. (2002).** Risques parasitaires liés aux aliments d'origine animale. *Fr. Lab.* **2002**, suppl : 348, p. 71-89.

**Bucci, C ; Gallotta, S ; Morra, I ; Fortunato, A ; Ciacci, C et Iovino, P. (2013).** *Anisakis*, just think about it in an emergency ! *International Journal of Infectious Diseases*, **17**, e1071-e1072.

**Bush, A. O ; Lafferty, K. D ; Lotz, J. M. & Shostak, A.W. (1997).** Parasitology meets ecology on its own terms : Margolis et al. Revisited. *The Journal of Parasitology.* **83** (4) : 575-583.

## **C**

**CFSAN (2001).** Food and Drug Administration's Center for Food Safety and Applied Nutrition : Processing parameters needed to control pathogens in cold smoked fish. *Journal of Food Science.* Suppl., 66(7), p.1055-1133. Available from internet : URL : <http://www.fda.gov/Food/GuidanceComplianceRegulatoryInformation/GuidanceDocuments/Seafood/FishandFisheriesProductsHazardsandControlsGuide/ucm091704.html>.

## *Liste des références bibliographiques*

**Chai, J-Y ; Murrell, K D et Lymbery, A J. (2005).** Fish-borne parasitic zoonoses: status and issues. *International Journal for Parasitology*. **35**, p.1233-1254.

**Crotta, M ; Ferrari, N et Guitian, J. (2016).** Qualitative risk assessment of introduction of anisakid larvae in Atlantic salmon (*Salmo salar*) farms and commercialization of products infected with viable nematodes. *Food Control*. **69**, p.275-284.

### *D*

**De Pécoulas, P. E ; Paugam, A et Bourée P. (2014).** Anisakiose et allergie: une association morbide négligée?. *Rev. Francoph. Lab.* **2014**, n°464, p. 89-95.

**Dupouy-Camet, J ; Touabet-Azouzi, N ; Fréalle, E ; Van Cauteren, D ; Yera, H et Moneret-Vautrin, A. (2016).** Incidence de l'anisakidose en France. Enquête rétrospective 2010-2014. *Bulletin Epidémiologique Hebdomadaire*. **5**, p.64–70.

### *E*

**European Food Safety Authority (EFSA). (2010).** Scientific opinion on risk assessment of parasites in fishery products and EFSA Panel on Biological Hazards (BIOHAZ). *EFSA J.* **8** (4), 1543p.

### *F*

**Fæste, C.K ; Jonscher, K.R ; Dooper, M.M ; Egge-Jacobsen, W ; Moen, A ; Daschner, A ; Egaas, E et Christians, U. (2014).** Characterisation of potential novel allergens in the fish parasite *Anisakis simplex*. *EuPA Open Proteomics*. **4**, p.140-155.

**Farjallah, S ; Ben Slimane, B.B ; Busi, M ; Paggi, L ; Amor, N ; Blel, H ; Said, K. et D' Amelio, S. (2008).** Occurrence and molecular identification of *Anisakis* spp. from the North African coasts of Mediterranean Sea. *Parasitol Res.* **102** : 371–379.

**Farjallah, S ; Slimane, B.B ; Blel, H. et al. (2006).** Anisakid parasites of two forkbeards (*Phycis blennoides* and *Phycis phycis*) from the eastern Mediterranean coasts in Tunisia. *Parasitol Res.* **100**, 11–17.

## Liste des références bibliographiques

### G

**Gardeli, C ; Papageorgiou, V ; Mallouchos, A ; Theodosis, K et Komaitis, M. (2008).** Essential oil composition of *Pistacia lentiscus L.* and *Myrtus communis L.*: Evaluation of antioxidant capacity of methalonic extracts. *Food Chemistry*. **107**, p.1120-1130

**Giarratana, F ; Muscolino, D ; Beninati, C ; Giuffrida, A. & Panebianco, A. (2014).** Activity of *Thymus vulgaris* essential oil against *Anisakis* larvae. *Experimental Parasitology*, **142**: 7-10.

**Giarratana, F ; Muscolino, D ; Panebianco, F ; Patania, A ; Benianti, C ; Ziino, G. & Giuffrida, A. (2015).** Activity of R(+) limonene against *Anisakis* larvae. *Italian Journal of Food Safety*, **4**: 209- 211.

**Giarratana, F ; Muscolino, D ; Ziino, G ; Lo Presti, V ; Rao, R ; Chiofalo, V ; Giuffrida, A. et Panebianco, A. (2017).** Activity of Catmint (*Nepeta cataria*) essential oil against *Anisakis* larvae. *Tropical Biomedicine*. **34**, (1), p.22–31.

### H

**Hafir-Mansouri, D ; Kadji-Djoudad, H ; Ramdane, Z ; Trilles, J.P et Rachid Amara. (2018).** *Anguillicola crassus* (Kuwahara, Niimi & Hagaki, 1974) infecting the European eel in Algeria. *Cah. Biol. Mar.* **59**, p.19-24.

**Hartwich, G. (1974).** Keys to the genera of the Ascaridoidea. In: Anderson, Chabaud & Willmott (Eds). (1974). CIH Keys to the nematode parasites of vertebrates 2. England, Commonwealth Institute of Helminthology, Headly Brothers Ltd, London. n°2, p.1-27.

**Hassani M., Kerfouf A., 2014.** Diversity of Nematodes from the greater forkbeard Phycis blennoides (Teleostei: Gadidae) in the Western Mediterranean Sea., *International Journal of Sciences:Basic and Applied Research (IJSBAR)*. 18: 97-103

**Hassani., 2015.** Inventaire des Nématodes des Poissons Gadidés : *Phycis blennoides* (Brünnich, 1768) et *phycis phycis* (Linné, 1758) du littoral oranais (ouest algérien). Thèse Doctorat. *Universite djillali liabes sidi bel abbes*. Algérie. 145p.

## *Liste des références bibliographiques*

**Hernandez-Prera, J.C et Polydorides, A.D. (2012).** Anisakidosis of the sigmoid colon disguising as metastatic carcinoma: a case report and review of the literature. *Pathology - Research and Practice*. **208**, p.433-435.

**Hierro, I ; Valero, A et Navarro, M.C. (2006).** In vivo larvicidal activity of monoterpenic derivatives from aromatic plants against L3 larvae of *Anisakis simplex* s.l. *Phytomedicine*. **13**, no. 7, p. 527–531.

**Hierro, I ; Valero, A et P. Perez. (2004).** Action of different monoterpenic compounds against *Anisakis simplex* s.l. L3 larvae. *Phytomedicine*. **11**, n°1, p. 77–82.

**Hochberg, N.S et Hamer, D.H. (2010).** Anisakidosis: perils of the deep. *clinical infectious diseases*. **51**, p.806-812.

**Horst, K ; Allan, R ; Hans, H. HUSS et Bouke, B. (1995).** Survival of *Anisakis* larvae in marinated herring fillets. *International Journal of Food Science and Technology*. **29**, 661-670.

## *I*

**Ichalal, K ; Ramdane, Z ; Ider Dj ; Kacher, M ; Iguerouada, M ; Trilles, J.P ; Courcot, L ; Amara, R. (2015).** Nematodes parasitizing *Trachurus trachurus* (L.) and *Boops boops* (L.) from Algeria.

**Ider D., Ramdane Z., Trilles J.P., AMARA, R., 2018.** Metazoan parasites of *Boops boops* (Linnaeus, 1758) from the Algerian coast. *Cah. Biol. Ma* 59: DOI:10.21411/CBM.A.6F8096B.

**Iserin.P. (2007).** Larousse des plantes médicinales. Edition : Larousse, 250p.

**Ishikura , H et Namiki, M. (1989).** Gastric anisakiasis in Japan, Epidemiology, diagnosis, treatment. Edition : Springer. 144p.

**Ivanovic, J ; Baltic, M.Z ; Boskovic, M ; Kilibarda, N ; Dokmanovic, M ; Markovic, R ; Janjic, J et Baltic, B. (2015).** *Anisakis* infection and allergy in humans. *Procedia Food Sci*. **5**, p. 101–104.

## *K*

## *Liste des références bibliographiques*

**Kahl, W. (1938).** Nematodes in lake fish. II. surveys on the infestation of sea fish with larvae of *Anacanthocheilus rotundatus* (Rudolphi) and the reactions of the host tissue caused by these larvae. *Zeitschrift für Parasitenkunde*. **10**, p.513-534.

**Kasuya, S ; Hamano, H et Izumi, S. (1990).** Mackerel-induced urticaria and anisakis. *Lancet*. pp.335-665.

**Khelifa, S ; Faliex, E ; Sasal, P ; Galzin, R. (2013).** Etude de l'infestation par des larves d'anisakidés de trois espèces de poissons d'intérêt économique en Mauritanie. *Cybium*. **37**(1-2): 39-48.

**Kijewska A., Burzyn' ski A., Wenne,R., 2009.** Anisakid parasites of fishes caught on the *Africanshelf*. *Journal of Parasitology*. **95**, 639-645

**Klimpel, S. (2019).** Parasites of Marine Fish and Cephalopods. Edition : Springer. Switzerland. 169p.

**Koie M., Berland B., Burt MDB., 1995.** Development to third-stage larva occurs in the eggs of *Anisakis simplex* and *Pseudoterranova decipiens* (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). *Can J Fish Aquat Sci*. **52**:134–139

**Koie, M. (1993).** Aspects of the life cycle and morphology of *Hysterothylacium aduncum* (Rodolphe, (1802) (Nematoda, Ascaridoidea, Anisakidae). *CAN journal of zoology*. **71**, p.1289-1295.

## *ℒ*

**Lardry, J. M et Haberkorn, V. (2007).** L'aromathérapie et les huiles essentielles. *Kinesither. Rev*, **61**, p.14–17.

**Larizza, A., & Vovlas, N. (1995).** Morphological observations on third-stage larvae of *Anisakis simplex* A (Anisakidae: Nematoda) from Adriatic and Ionian waters. *Journal of the Helminthological Society of Washington*. **62**, p.260-264.

**Leclaire, L. (1972).** La sédimentation holocène sur le versant méridional du bassin Algéro-Baléares (pré-continent Algérie) Mémoire Museum histoire Naturelle. Paris. Série C, Tome **24** : 391p.

## *Liste des références bibliographiques*

**Levsen, A et Berland, B. (2012).** Anisakis species. In: Woo, P.T.K., Buchmann, K. (Eds.), Fish Parasites, Pathobiology and Protection 18. *CAB International*. pp. 298–309.

**Levsen, A. et Midthun, E. (2007).** Occurrence and spatial distribution of *Anisakis sp.* in three commercially important pelagic fish stocks from the NE Atlantic, with comments on the significance to consumer safety. *Parassitologia*. **49**, n°2, p.402-403.

**Levsen, A. et Lunestad, B.T. (2010).** *Anisakis simplex* third stage larvae in Norwegian spring spawning herring (*Clupea harengus* L.), with emphasis on larval distribution in the flesh. *Veterinary Parasitology*. **171**, (3-4), p. 247-253.

## *M*

**Margolis, L. (1970).** Nematode diseases of marine fishes. In: Snieszko, S.F. (ed.) A Symposium on Diseases of Fishes and Shellfishes. American Fisheries Society. Washington, DC. pp. 190-208.

**Martin-Sanchez J., Artacho-Reinoso M.E., Diaz-Gavilan M., Valero-Lopez A., 2005.** Structure of *Anisakis simplex* s.l. populations in a region sympatric for *A. pegreffii* and *A. simplex* s.s. Absence of reproductive isolation between both species. *Mol Biochem Parasit* 141:155-162.

**Marzoug, D.; Boutiba, Z.; Kostadinova, A.; Pérez-del-Olmo A. (2012).** Effects of fishing on parasitism in a sparid fish: Contrasts between two areas of the Western Mediterranean. *ParasitolInt*. **61**: 414-420.

**Mattiucci, S ; Abaunza, P ; Ramadori, L et Nascetti, G. (2004).** Genetic identification of *Anisakis* larvae in European hake from Atlantic and Mediterranean waters for stock recognition. *J Fish Biol*. **65** :495–510.

**Mattiucci, S ; Fazii, P ; De Rosa, A ; Paoletti, M ; Megna, A.S ; Glielmo, A ; De Angelis, M ; Costa, A ; Meucci, C ; Calvaruso, V ; Sorrentini, I ; Palma, G ; Bruschi, F et Nascetti, G. (2013).** Anisakiasis and gastroallergic reactions associated with *Anisakis pegreffii* infection. Italy. *Emerging Infectious Diseases*. **19**, p.496-499.

## *Liste des références bibliographiques*

**Mattiucci, S ; Paggi, L ; Nascetti, G ; Abollo, E ; Webb, SC ; Pascual, S ; Cianchi, R et Bullini ; L. (2001).** Genetic divergence and reproductive isolation between *Anisakis brevispiculata* and *Anisakis physeteris* (Nematoda: Anisakidae). *Int J Parasitol.* **31** :9–14.

**Mattiucci, S et Nascetti, G. (2008).** Advances and trends in the molecular systematics of anisakid nematodes, with implications for their evolutionary ecology and host-parasite co-evolutionary processes. *Adv. Parasitol.* **66**, p.47-148.

**Migaki, G ; Heckmann, R. A et Albert T. F. (1982).** Gastric nodules caused by “*Anisakis* type” larvae in the bowhead whale (*Balaena mysticetus*) . *J. Wildl.* **18**, n° 3, p.353-357.

**Moravec, F. (1994).** Parasitic nematodes of freshwater fishes in Europe. *Prague Academia.* 473p.

**Muglia, D. (2016).** Romarin (*Rosmarinus officinalis*. Site officiel de la Ronce et l’Ortie. Octobre 2016. URL : <http://laronceetl-ortie.over-blog.fr/2016/10/romarin-rosmarinus-officinalis.html>. (Consulté le 20.08.21).

## *N*

**Nascetti, G ; Paggi, L ; Orecchia, P ; Smith, JW ; Mattiucci, S et Bullini, L. (1986).** Electrophoretic studies on the *Anisakis simplex* complex (Ascaridida: Anisakidae) from the Mediterranean and North-East Atlantic. *Int J Parasitol.* **16** :633–640

**Navarro, M.C ; Noguera, M.A ; Romero, M.C ; Montilla, M.P ; Gonzalez de Selgas, J.M et Valero, A. (2008).** *Anisakis simplex* s.l.: Larvicidal activity of various monoterpenic derivatives of natural origin against L3 larvae *in vitro* and *in vivo*. *Experimental Parasitology.* **120**, no° 4, p. 295–299.

**Nieuwenhuizen, N.E et Lopata, A.L. (2013).** *Anisakis*—A food-borne parasite that triggers allergic host defences. *International Journal for Parasitology.* **43**, p.1047-1057.

**Noguera, P ; Collins, C ; Bruno, D ; Pert, C ; Turnbull, A ; McIntosh, A ; Lester, K ; Bricknell, I ; Wallace, S. et Cook, P. (2009).** Red vent syndrome in wild Atlantic *salmon* *Salmo salar* in Scotland is associated with *sensu stricto* *Anisakis simplex* (Nematoda: Anisakidae). *Diseases of Aquatic Organisms.* **87**, p.199-215.

## *Liste des références bibliographiques*

**Noraget, A.S. (2003).** La phytothérapie : Se soigner par les plantes. Edition : Groupe. Eyrolles. Paris. 191 p.

### *O*

**Orain, D. (2010).** 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. *Th. Méd. Vét, Toulouse*. p. 3-93.

**Orecchia P ; Paggi, L ; Mattiucci, S ; Di Cave, D et Catalini, N. (1989).** Infestazione da larve di *Anisakis simplex* A e *Anisakis physeteris* in specie ittiche dei mari Italiani. *Parassitologia*. **31** :37-43.

### *P*

**Petithory, J.C. (2008).** Actualités sur l'anisakidose. *Revue Francophone des Laboratoires*. **2008**, p. 87-93.

**Petter, A. J ; Maillard, C. (1987).** Ascarides de poissons de Méditerranée occidentale. *Bull. Muss. Nat. Hist. nat., Paris, 4e Série, Sect. A.*, **9** : 773-798.

**Petter, A.J et Maillard, C. (1988).** Larves d'ascarides parasites de poissons en Méditerranée Occidentale. *Bulletin du Museum National d'Histoire Naturelle*. **10**, p.347-369.

**Petter, A.J et Radujković B.M. (1989).** Parasites des poissons marins du Monténégro : Nématodes. *Acta Adriatica*. **30** (1-2), p.195-236.

**Ramdane Z., Trilles Jp., Mahé K. & Amara R., 2013.** Metazoan ectoparasites of two teleost fish, *Boops boops* (L.) and *Mullus barbatus barbatus* L. from Algerian coast: diversity, parasitological index and impact of parasitism. *Cybium*. 37(1-2): 59-66.

### *R*

## *Liste des références bibliographiques*

**Rello, F.J ; Adroher, F.J. & Valero, A. (2008).** *Hysterothylacium aduncum*, the only anisakid parasite of sardines (*Sardina pilchardus*) from the southern and eastern coasts of Spain. *Parasitol Res.* **104**, p.117–121.

**Ribeiro-Santos, R ; Carvalho-Costa, D ; Cavaleiro, C ; Costa.,T, H.S ; Gonçalves Albuquerque ; Conceiç~ao Castilho, M ; Ramos, F ; Melo, N.R et Sanches-Silva, A. (2015).** A novel insight on an ancient aromatic plant: The rosemary (*Rosmarinus officinalis L.*). *Trends Food Sci. Technol.* **45**, 355.

**Rodríguez-Mahillo, A.I ; González-Muñoz, M ; De Las Heras, C ; Tejada, M et Moneo, I. (2010).** Quantification of *Anisakis simplex* allergens in fresh, long-term frozen, and cooked fish muscle. *Foodborne Pathogens and Disease.* **7**, p.967-973.

**Romero, M.D.C ; Valero, A ; Martin-Sanchez, J et Navarro-Moll, M.C. (2012).** Activity of *Matricaria chamomilla* essential oil against anisakiasis. *Phytomedicine.* **19**, n°6, p.520–523.

**Roulier G. (1990).** Les huiles essentielles pour votre santé : traité pratique d'aromathérapie. Propriétés et indications thérapeutiques des essences de plantes. Edition : Dangles. 446p.

## **S**

**Saadi, N ; Trilles,J.P ; Amara,R et Ramdane, Z. (2019).** Impact of parasitism on gonadal anatomy of *Pagellus erythrinus* (L.). *Cybium.* **43**(3) : 255-263.

**Saadi, N ; Trilles, J.P ; Amara, R. et Ramdane, Z. (2020).** Parasitic Nematodes infecting commercial fishes off the coast of Algeria. *Zoology and Ecology.* **30**(1) : 73-82.

**Samir, M ; Amin, M.A ; Hassan, A.O ; Merwad, A.M et Awadallah, M.A.I. (2015).** Research Note. Prevalence, protein analysis and possible preventive measures against zoonotic anisakid larvae isolated from marine *Atherina* fish. *Helminthologia*, **52**, p. 375–383.

**Shawket, N., El Aasri1, A., Elmadhi, Y., M'Bareck, I., El Kharrim, K., Belghyti, D., 2017** *Anisakis simplex* (Nematoda: Anisakidae) from horse mackerel (*Trachurus trachurus*) in Atlantic coast of Morocco. *Asian Pacific Journal of Tropical Diseas.* **7**,463-466.

**Šimat, V et Trumbić, Ž. (2019).** Viability of *Anisakis* spp. Larvae After Direct Exposure to Different Processing Media and Non-Thermal Processing in Anchovy Fillets. *Fishes.* **4**, 19p.

**Smith, J.W et Wootten, R. (1978).** *Anisakis* and anisakiasis. *Adv Parasitol.* **16**, p.93-163.

## *Liste des références bibliographiques*

### *U*

**Umehara, A ; Kawakami, Y ; Araki, J et Uchida, A. (2007).** Molecular identification of the etiological agent of the human anisakiasis in Japan. *Parasitology International*. **56**, p. 211-215.

### *V*

**Valero A., Paniagua M.I., Hierro I., Diaz V., Valderrama M.J., Benitez R., et Adroher F.J., 2005.** Anisakid parasites of two forkbeards (*Phycis blennoides* and *Phycis phycis*) from the Mediterranean coasts of Andalucia (Southern Spain). *Parasitology International*. 55(5):1-5.

**Valero, A ; Hierro, I ; Gonzalez, P ; Montilla, P et Navarro M.C. (2006)a.** Activity of various essential oils and their main components against L3 larvae of *Anisakis simplex s.l.* In: Govil JN, Singh VK, Arunachalam P, editors. Recent progress in medicinal plants, drug development from molecules. *Houston: Studium Press LLC*. p. 247–265.

**Valero, A ; López-Cuello, M ; Benítez, R et Adroher, FJ. (2006)b.** *Anisakis* spp. in European hake, *Merluccius merluccius* (L.) from the Atlantic off north-west Africa and the Mediterranean off southern Spain. *Acta Parasitol.* 51 :209–212.

**Valero, A ; Romero, M.C ; Gómez-Mateos, M ; Hierro, I. et Navarro, M.C. (2015).** Natural products: Perspectives in the pharmacological treatment of gastro-intestinal anisakiasis. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*. **8**, p.612- 617.

**Vidaček, S ; De las Heras, C ; Solas, M.T ; Mendizábal, A ; Rodriguez-Mahillo, A.I ; González-Muñoz, M et Tejada, M. (2009).** *Anisakis simplex* allergens remain active after conventional or microwave heating and pepsin treatments of chilled and frozen L3 larvae. *J. Sci. Food Agric.* **89**, suppl : 12, p. 1997-2002.

### *W*

**Ward, H.W. et Magath, T.B. (1917).** Notes on some nematodes from freshwater fishes. *The journal of fishes sinencia*, Shanghai 20 (1-6): 5-57.

## *Liste des références bibliographiques*

**Wharton, D.A et Aalders, O. (2002).** The response of *Anisakis* larvae to freezing. *Journal of Helminthology*. **76**, n° 4, 363-8.

**Wollinger, A ; Perrin, É ; Chahboun, J ; Jeannot, V ; Touraud, D ; et Kunz, W. (2016).** Antioxidant activity of hydro distillation water residues from *Rosmarinus officinalis L.* leaves determined by DPPH assays. *Comptes Rendus Chim.* **19**, 754–765.

## *y*

**Yorimitsu, N ; Hiraoka, A ; Utsunomiya, H ; Imai, Y ; Tatsukawa, H ; Tazuya, N ; Yamago, H ; Shimizu, Y ; Hidaka, S ; Tanihira, T ; Hasebe, A ; Miyamoto, Y ; Ninomiya, T ; Abe, M ; Hiasa, Y ; Matsuura, B ; Onji, M et Michitaka, K. (2013).** Colonic intussusception caused by anisakiasis: a case report and review of the literature. *Intern. Med.* **52**, p. 223–226.

## Annexes

**Tableau VI :** Variation des indices parasitaires en fonction des classes de taille chez les spécimens de *T. trachurus*.

Classes de taille	P%	IM	AM
[11,9-13,2[	0,00	0,00	0,00
[13,2-14,5[	25,00	1,50	0,38
[14,5-15,8[	46,25	2,05	0,95
[15,8-17,1[	55,41	2,45	1,36
[17,1-18,4[	40,28	2,38	0,96
[18,4-19,7[	34,78	1,88	0,65
[19,7-21,0[	62,50	2,40	1,50
[21,0-22,3[	70,00	1,86	1,30
[22,3-23,6[	50,00	1,00	0,50

P: prévalence, Im: intensité moyenne, Am: abondance moyenne

**Tableau VII :** Variation des indices parasitaires en fonction du sexe chez les spécimens de *T. trachurus*.

Sexe	P%	IM	AM
Mâle	43,59	2,22	0,97
Femelle	62,07	2,42	1,50
Indt	32,61	1,97	0,64

P: prévalence, Im: intensité moyenne, Am: abondance moyenne, Indt : indéterminé

**Tableau VIII :** Variation des indices parasitaires en fonction des espèces de parasites chez les spécimens de *T. trachurus*.

Espèce	P%	IM	AM
<i>A.simplex</i>	44,92	1,67	0,7486
<i>H.aduncum</i>	39,83	0,88	0,3503
<i>H.fabri</i>	0,85	1,00	0,0085
<i>A.physesteris</i>	0,28	1,00	0,0028

P: prévalence, Im: intensité moyenne, Am: abondance moyenne

## Résumé

Les poissons Téléostéens sont parasités par des larves de Nématodes (stades 3 et 4). Ces vers infectent divers tissus et organes tels que l'intestin, le foie et les gonades. La présence de Nématodes parasites pathogènes dans les produits de la mer et l'évolution actuelle du mode de consommation de ces derniers a contribué à l'augmentation du risque de contamination par ces vers parasites, en particulier ceux du genre *Anisakis*. Notre étude a été menée sur la côte est de l'Algérie. Entre le mois d'Avril et Juillet, 354 spécimens du Chinchard (*Trachurus trachurus*) ont été examinés. Sur la base de critères morpho-anatomiques, quatre espèces de nématodes parasites sont identifiées : *Anisakis simplex* (P=44.92%), *Anisakis physeteris* (P=0.25%), *Hysterothylacium aduncum* (P=39.83%) et *Hysterothylacium fabri* (P=0.85%). Le présent travail s'inscrit principalement dans le but de tester l'effet (*in vitro*) de certaines substances naturelles sur la viabilité des larves (L3) d'*Anisakis simplex*. Le sel (NaCl), le jus de citron, les huiles essentielles (HE) extraites de Romarin (*Rosmarinus officinalis*) et de Lentisque (*Pistacia lentiscus*) sont testées. L'analyse des résultats montre un effet remarquable de ces deux huiles essentielles sur la viabilité des larves. L'HE de Lentisque (*P.lentiscus*) a présenté la plus grande activité nématocide. Ces résultats suggèrent que les huiles essentielles de *Rosmarinus officinalis* et de *Pistacia lentiscus* peuvent avoir un grand potentiel thérapeutique pour la prévention des parasitoses causée par les Nématodes du genre *Anisakis*.

**Mots clés :** Nématodes parasites, *Anisakis*, *Trachurus trachurus*, golfe de Béjaia, pathologies, huiles essentielles, prévention.

## Abstract

Teleost fish are parasitized by nematode larvae (stages 3 and 4). These worms infect various tissues and organs such as the intestine, liver and gonads. The presence of pathogenic parasitic Nematodes in seafood and the current evolution of seafood consumption has contributed to an increased risk of contamination by these parasitic worms, especially those of the genus *Anisakis*. Our study was conducted on the east coast of Algeria. Between April and July, 354 specimens of horse mackerel (*Trachurus trachurus*) were examined. On the basis of morpho-anatomical criteria, four species of parasitic nematodes were identified: *Anisakis simplex* (P=44.92%), *Anisakis physeteris* (P=0.25%), *Hysterothylacium aduncum* (P=39.83%) and *Hysterothylacium fabri* (P=0.85%). The present work is mainly aimed at testing the effect (*in vitro*) of certain natural substances on the viability of *Anisakis simplex* larvae (L3). Salt (NaCl), lemon juice, essential oils (EO) extracted from Rosemary (*Rosmarinus officinalis*) and Mastic (*Pistacia lentiscus*) were tested. The analysis of the results shows a remarkable effect of these two essential oils on the viability of the larvae. The EO of Mastic (*P.lentiscus*) showed the highest nematocidal activity. These results suggest that the essential oils of *Rosmarinus officinalis* and *Pistacia lentiscus* may have a great therapeutic potential for the prevention of parasitosis caused by nematodes of the genus *Anisakis*.

**Key-words :** Nematode parasites, *Anisakis*, *Trachurus trachurus*, Gulf of Bejaia, pathologies, essential oils, prevention.