

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



جامعة بجاية
Tasdawit n Bgayet
Université de Béjaïa

Faculté : Sciences de la Nature et de la Vie
Département : Sciences Biologiques et de l'Environnement
Laboratoire ou unité de recherche de rattachement : Laboratoire de la Zoologie Appliquée et
d'Ecophysiologie Animale.

THÈSE
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLOME DE
DOCTORAT

Domaine : SNV Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Biologie et Environnement

Présentée par

RAMDANI Souhila

Thème

**Recherche sur l'ichtyopathologie du littoral est
algérien (Milieux sauvages et d'élevages).**

Soutenue le : 27/01/2022

Devant le Jury composé de :

Nom et Prénom

Grade

Mr. Moulai Riadh
Mr. Ramdane Zouhir
Mr. Balla El-Hacene
Mr. Zougaghe Fatah
Mr. Bara Mouslim

Professeur Univ. de Bejaïa
Professeur Univ. de Bejaïa
Professeur Univ. de Bejaïa
Professeur Univ. de Bouira
MCA Univ. de Guelma

Président
Promoteur
Examineur
Examineur
Examineur

Année Universitaire : 2020/2021.

REMERCIEMENTS

Remerciements

*J'aimerais tout d'abord remercier mon directeur de thèse, monsieur **RAMDANE Zouhir**, pour m'avoir appris à être plus autonome tout au long de ce travail de recherche, pour ses multiples conseils et pour toutes les heures qu'il a consacré à diriger cette recherche. Aussi pour sa relecture finale méticuleuse de chacun des chapitres m'a sans aucun doute permis de préciser mon propos. J'aimerais également lui dire à quel point j'ai apprécié sa grande disponibilité. Enfin, j'ai été extrêmement sensible à ses qualités humaines d'écoute et de compréhension tout au long de ce travail.*

*Je souhaiterai exprimer ma gratitude à monsieur **MOULAI Riadh**, directeur du Laboratoire de recherche de Zoologie Appliquée et d'Ecophysiologie Animale (**LZA**), pour le temps et le matériel sans limite mis à notre disposition, et d'avoir accepté de présider ma soutenance.*

*Je remercie infiniment Monsieur **Balla El-Hacène**, Monsieur **Zouggaghe Fatah** et Monsieur **Bara Mouslim**, qui ont accepté d'examiner notre travail, cela ne fera que promouvoir la qualité du manuscrit.*

*Je tiens à remercier Madame **SALMI-GHERBI Rachida**, enseignante à l'université de Bejaia, pour ses conseils et ses encouragements durant la réalisation de ce travail.*

*Je remercie également les membres de la plateforme d'histologie de la Faculté de Médecine de l'université de Bejaia, de m'avoir aidé dans la réalisation des coupes histologiques, en particulier **Hakima, Linda, Louiza et Fella**.*

*Je voudrai remercier particulièrement, Madame **KENDY Salima**, pour son aide dans la partie statistique, son soutien et sa disponibilité.*

*Ma gratitude va aussi vers Messieurs, **SLAMOVITS Claudio** et **TRILLES Jean-Paul**, pour les révisions qu'ils ont apporté aux articles publiés.*

*Mes collègues membres du **LZA**, reçoivent mes sincères remerciements.*

*Je tiens à témoigner ma gratitude au personnel de l'**UCD**, précisément **Rachida** pour son aide durant l'échantillonnage des poissons au niveau de l'oued Soummam.*

*Mes vifs remerciements s'adressent aussi à Monsieur **HAMIDECHI Abdelhafid**, professeur à l'Université de Constantine pour son précieux aide.*

Et puis un grand merci à tous ceux qui m'ont apporté, de près ou de loin, leurs aides et leurs encouragements. Qu'ils trouvent ici l'expression de ma profonde reconnaissance.

DÉDICACES

Dédicaces

Je dédie ce travail

À mes très chères sœurs : Salima et Nacera

Source inépuisable de patience et de sacrifice.

Quoique je puisse dire et écrire, je ne pourrais exprimer ma grande affection et ma profonde reconnaissance.

J'espère ne jamais vous décevoir, ni trahir votre confiance et vos sacrifices.

Aucune dédicace ne peut exprimer la profondeur des sentiments fraternels et d'amour, d'attachement que j'éprouve à votre égard.

À la mémoire de ma mère

Qui est toujours dans mon cœur.

À mon père

Aucun mot ne serait témoin de l'étendue de mes sentiments.

À la mémoire de ma sœur Saida

Qui nous a quitté trop tôt et très jeune.

À mes chers frères

Je vous souhaite tout le bonheur du monde.

SOMMAIRE

SOMMAIRE

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

I. Introduction générale

<i>I.1 L'importance mondiale du poisson</i>	01
<i>I.2 La situation du secteur de la pêche et de l'aquaculture en Algérie</i>	02
<i>I.3 Les effets négatifs des parasites chez les poissons à valeur commerciale</i>	02
<i>I.4 Les pathologies parasitaires transmises aux consommateurs des poissons</i>	05
<i>I.5 Les autres pathologies (anomalies) chez les poissons</i>	06
<i>I.6 Impact du parasitisme sur l'économie</i>	06
<i>I.7 Problématique</i>	08
<i>I.8 Les objectifs de la thèse</i>	09

II. Matériel et méthodes

<i>II.1 Présentation de la zone d'étude</i>	11
<i>II.2 Les stations d'échantillonnage</i>	11
<i>II.3 Echantillonnage des poissons</i>	13
<i>II.4 Traitements des échantillons</i>	14
<i>II.4.1 Etude biométrique des poissons</i>	14
<i>II.4.2 Dissection des poissons</i>	14
<i>II.4.3 Détermination du sexe et estimation de l'âge des poissons</i>	14
<i>II.4.5 Etude parasitologique</i>	14
<i>III.4.5 Identification des parasites récoltés</i>	15
<i>II.4.5.1 Identification des parasites métazoaires</i>	15
<i>II.4.5.2 Identification des parasites protozoaires</i>	15
<i>II.4.5.2.1 Etude de l'ultrastructure des parasites</i>	16
<i>II.4.5.2.2 Identification des parasites par les techniques de biologie moléculaire</i>	18
<i>II.4.5.3 Calcul des indices parasitologique</i>	25
<i>II.4.5.4 Caractérisation des pathologies liées à la présence des parasites</i>	26

III. Résultats

<i>III.1 Les parasites récoltés et identifiés</i>	28
<i>III.1.1 Les parasites métazoaires</i>	28
<i>III.1.2 Les parasites protozoaires (Microsporidie)</i>	35
<i>III.2 Identification moléculaire et analyse phylogénétique des espèces de parasites ciblées</i> ... 38	
<i>III.2.1 Analyse moléculaire et phylogénétique des Microsporidies</i>	38
<i>III.2.2 Analyse moléculaire et phylogénétique des nématodes</i>	40
<i>III.3 Les pathologies observées chez certaines espèces hôtes examinées</i>	42
<i>III.3.1 infections parasitaires</i>	42
<i>III.3.2 Effets pathogènes des parasites récoltés</i>	46
<i>III.3.3 Anomalies rencontrées chez les poissons examinés</i>	49
<i>III.4 Etude des indices parasitologiques</i>	56
<i>III.4.1 Taux d'infection des poissons examinés dans le golfe de Bejaïa</i>	56
<i>III.4.2 Taux d'infection par groupe de parasites</i>	56
<i>III.4.3 Variation des indices parasitologiques selon les espèces des poissons hôtes</i>	58
<i>III.3.4 Répartition des indices parasitaires des différents groupes de parasites recensés chez les espèces hôtes</i>	58

SOMMAIRE

III.3.4.1	Répartition des indices parasitaires des Monogènes recensés chez les espèces hôtes.....	58
III.3.4.2	Répartition des indices parasitaires des Digènes recensés chez les espèces hôtes.....	59
III.3.4.3	Répartition des indices parasitaires des Cestodes recensés chez les espèces hôtes.....	60
III.3.4.4	Répartition des indices parasitaires des Crustacés recensés chez les espèces hôtes.....	60
III.3.4.5	Répartition des indices parasitaires des Nématodes recensés chez les espèces hôtes.....	61
III.3.5	Répartition des indices parasitaires selon les espèces de parasites.....	62
III.3.6	Répartition des indices parasitaires selon le site d'étude.....	63
IV.	Discussion générale.....	64
V.	Conclusion générale et perspectives.....	78
	Références bibliographiques.....	81
	Annexes	
	Production scientifique	

*LISTE DES
ABRÉVIATIONS*

LISTE DES ABREVIATIONS

Liste des abréviations :

g : gramme.

m : mètre.

cm : centimètre.

mm : millimètre.

Lt : longueur totale.

Lf : longueur à la fourche.

Ls : longueur standard.

Pt : Poids total.

We : poids éviscéré.

Wt : poids des poissons.

L : longueur totale en cm.

µl: micro-litre.

M : Micro-habitat

H : heure

min : minute.

NPE : Nombre de poissons examinés.

NPI : nombre de poissons infestés.

NP : nombre de parasites.

P : prévalence.

Im : Intensité moyenne.

*LISTE DES
TABLEAUX*

LISTE DES TABLEAUX

Liste des tableaux

Tableau 01 : Les poissons échantillonnés durant l'étude.....	13
Tableau 02 : Numéro d'accèsion GenBank, hôte, et localité de SSU rDNA séquences des espèces microsporidiennes utilisées pour alignement multiple et pour la construction de l'arbre phylogénétique.....	38
Tableau 03 : Analyse par paires de séquences d'ADNr SSU : pourcentage de similarité basé sur le modèle de kimura à 2 paramètres entre <i>Glugea</i> sp. et les autres <i>Glugea</i> spp. indiquées en gras.....	40
Tableau 04 : numéro d'accèsion GenBank, hôte et localité des séquences de la région 28S d' <i>Hysterotyhlacium reliquens</i> des différentes aires géographiques utilisées pour alignement multiple et pour construction de l'arbre phylogénétique.....	41
Tableau 05 : la pathogénicité des parasites collectés sur les poissons examinés.....	47
Tableau 06 : La forme, la taille et caractéristiques ultrastructurales de <i>Glugea</i> n. sp. Comparés aux autres espèces de même genre (<i>Glugea</i>).....	69

LISTE DES FIGURES

LISTE DES FIGURES

Liste des figures

Figure 01 : Position des trois stations d'étude choisie.....	11
Figure 02 : Les différentes stations d'étude.....	13
Figure 03 : Photo de microscope électronique à transmission utilisé pour le traitement des échantillons.....	18
Figure 04 : Photos des espèces parasites Monogènes récoltées, observées sous loupe binoculaire et sous microscope optique (G : 10 x10).....	29
Figure 05 : Photos des espèces parasites digènes récoltés, observées sous microscope optique (G : 10 x10) et sous loupe binoculaire (G : 4x10).....	30
Figure 06 : Photos des formes larvaires Cestodes récoltées, observées sous microscope optique (G : 10 x10).....	31
Figure 07 : Photos des espèces de parasites Crustacés récoltées, observées sous loupe binoculaire (G : 4x10) et sous microscope optique (G : 10 x10).....	33
Figure 08 : Photos des espèces de nématodes récoltées, observées sous microscope optique (G :10x10, 10x40).....	35
Figure 09 : Photo du spécimen d'Acanthocéphale observé sous loupe binoculaire (G : 4x10).....	35
Figure 10 : Photos de l'espèce <i>Glugea</i> n. sp. observée sous microscope optique.....	36
Figure 11 : Ultrastructure de <i>Glugea</i> n. sp. récoltée chez <i>Sardinella aurita</i>	37
Figure 12 : L'arbre phylogénétique de <i>Glugea</i> n. sp.....	39
Figure 13 : Relations phylogénétiques entre les spécimens d' <i>Hysterothylacium reliquens</i>	41
Figure 14 : Photos montrant l'infection parasitaire des branchies.....	43
Figure 15 : Photos montrant l'infection de la peau.....	44
Figure 16 : Photos montrant l'infection parasitaire des nageoires.....	44
Figure 17 : Photos montrant l'infection parasitaire de la cavité abdominale.....	45
Figure 18 : Photos montrant l'infection musculaire et viscérale.....	46

LISTE DES FIGURES

Figure 19 : Coupes histologiques de xénomes colorés en hématoxyline-éosine (H&E).....	48
Figure 20 : sections histologiques <i>P. instructa</i> (p) entourée de tissu conjonctif (ct).....	49
Figure 21 : Photos illustrant la déformation et malformation corporelle.....	51
Figure 22 : Photos illustrant la décoloration partielle et totale.....	52
Figure 23 : Photos illustrant des zones hémorragiques.....	53
Figure 24 : Photos illustrant l'exophtalmie ; l'opacité totale et l'opacité partielle.....	54
Figure 25 : Photos illustrant érosion de la nageoire caudale et l'érosion de la nageoire dorsale.....	54
Figure 26 : Photo illustrant hydropisie chez <i>Trachinus draco</i>	55
Figure 27 : Photos illustrant les poissons morts dans l'Oued Soummam.....	55
Figure 28 : Taux de poissons infectés dans le golfe de Bejaïa.....	56
Figure 29 : Taux des groupes de parasites recensés.....	57
Figure 30 : Taux d'infection des poissons par les groupes de parasites.....	57
Figure 31 : les indices parasitologiques selon les espèces des poissons hôtes.....	58
Figure 32 : variation des indices parasitaires de Monogènes par espèce hôte.....	58
Figure 33 : variation des indices parasitaires de Digènes par espèce hôte.....	59
Figure 34 : variation des indices parasitaires des Cestodes par espèces hôtes.....	60
Figure 35 : variation des indices parasitaires des Crustacés par espèce hôte.....	60
Figure 36 : variation des indices parasitaires de Nématodes par espèce hôte.....	61
Figure 37 : variation des indices parasitologiques selon les espèces de parasites.....	62
Figure 38 : prévalence parasitaire par site d'étude.....	63

INTRODUCTION
GÉNÉRALE

I. INTRODUCTION GENERALE

I. Introduction générale

Dans cette partie nous allons essayer de faire le point sur des concepts indispensables à appréhender et qui sont en relation directe avec la thèse, il s'agit en fait de : l'état de la ressource Ichtyaire dans le monde en générale, et tout particulièrement en Algérie; les parasites affectant la valeur commerciale des poissons et la santé des consommateurs; les répercussions économiques du parasitisme ; enfin, il sera question de spécifier la problématique et les principaux objectifs de la thèse.

1.1 L'importance mondiale du poisson

Les poissons présentent une diversité de 26.000 espèces, on les trouve dans différents types d'environnement tels que les lacs, les lagunes, les ruisseaux, les rivières, les fleuves ou les océans (Mbega, 2013), dont avec presque 10 000 espèces qui sont strictement d'eau douce (Brusle et Quignard, 2001).

L'importance économique des poissons est avérée, en effet, la FAO reconnaît bien l'importance du poisson et des nombreux produits de la pêche pour la sécurité alimentaire et la croissance économique, grâce à la production et au commerce. La production halieutique mondiale a atteint une valeur record d'environ 171 millions de tonnes, le secteur de l'aquaculture comptant pour 47 % de ce chiffre, voire 53 % si l'on exclut la production destinée à des utilisations non alimentaires (FAO, 2020).

Le secteur de la pêche et de l'aquaculture a connu ces dernières années de profondes mutations à la fois à l'échelle mondiale et nationale. En effet, des changements structurels dans le marché des produits de la mer ont été enregistrés (accroissement de la demande mondiale de poissons et les changements des habitudes alimentaires et culinaires dans plusieurs régions du monde). Actuellement, les pêcheries mondiales font face à une nette dégradation en raison notamment de la situation de surexploitation des principaux stocks d'intérêt économique (FAO, 2020).

La production aquacole mondiale a atteint un nouveau record en 2018, avec 114,5 millions de tonnes en équivalent poids vif d'une valeur commerciale à la sortie de l'exploitation estimée à 263,6 milliards de dollars des États-Unis. En Méditerranée et en mer Noire, la production

I. INTRODUCTION GENERALE

aquacole a régulièrement augmenté au cours des dernières décennies et il est prévu que cette tendance se poursuive (FAO, 2020).

I.2 La situation du secteur de la pêche et de l'aquaculture en Algérie

Le secteur de pêche maritime de l'Algérie fait face à des modifications qualitatives et quantitatives des ressources halieutiques et à des menaces d'épuisement des stocks halieutiques. Quant à l'aquaculture, malgré les initiatives individuelles et les nombreux projets mis en œuvre, elle n'a pu connaître un développement soutenu. En 2018, La production halieutique a atteint les 11 700 tonnes toutes espèces confondues, dont une production exceptionnelle de petits pélagiques notamment de la sardine avec plus de 7 000 tonnes (FAO, 2018).

En Algérie, le secteur de la pêche est considéré comme une activité économique à part entière, par sa capacité à contribuer à l'amélioration des besoins alimentaires (Benghali, 2015).

Le ministère de l'agriculture, du développement rural et de la pêche (Plan AquaPêche, 2020), investit de cette mission de développement socioéconomique, inscrit ses programmes, plans, actions et mesures de développement en conformité avec la loi relative à la pêche et l'aquaculture (N° 01.11 du 03 Juillet 2001) et le programme du gouvernement visant la revalorisation et réhabilitation globale du secteur de la pêche.

I.3 Les effets négatifs des parasites chez les poissons à valeur commerciale

L'un des problèmes connus du milieu aquatique est le parasitisme. Les poissons, comme toute espèce animale, sont fréquemment parasités. Tous les produits de la pêche prélevés dans le milieu naturel sont susceptibles de porter des parasites (bénins ou nocifs). Il peut s'agir de parasites accrochés aux branchies, aux nageoires ou à la peau (ectoparasites) ou de parasites infestant les viscères (foie, estomac, intestin), les gonades ou même les muscles (endoparasites).

Les parasites sont des organismes qui vivent au dépend d'autres organismes. Ils utilisent donc comme biotope un milieu vivant où ils se développent : ils s'y nourrissent et s'y reproduisent (Foin, 2005). Les interactions hôtes-parasites peuvent être d'une complexité variable, avec souvent plusieurs parasites pour le même hôte (Chambouvet, 2009).

I. INTRODUCTION GENERALE

Vu l'impact négatif que pourrait avoir le parasitisme sur les populations de poisson, l'intégration des études parasitologiques s'avère très importantes dans toute étude d'évaluation de la ressource Ichtyaire (Ramdane *et al.*, 2013). De ce fait, la parasitologie marine peut constituer un outil essentiel qui pourra fournir des renseignements importants sur l'état des écosystèmes aquatiques. Dans de nombreuses associations hôte-parasites, la pathologie liée à l'infection se traduit par un affaiblissement général des individus parasités. Dès lors que les prédateurs exploitent en partie les individus malades, une susceptibilité différentielle entre deux espèces hôtes peut alors conduire à une prédation préférentielle sur l'espèce sensible. L'étude de Thomas *et al.* (1995) a permis de mettre en évidence les effets différentiels d'un parasite manipulateur (le trématode *Microphallus papillorobustus* sur la survie de deux hôtes coexistant dans les lagunes d'eau saumâtre du sud de la France (*Gammarus insensibilis* et *G. aequicauda*). Ils ont montré que les gammares porteurs de métacercaires, appelés « Gammares fous », présentent des troubles comportementaux majeur (nage en surface, hyperactivité, pour la lumière) comparés aux gammares sains (vie en profondeur). Ces troubles rendent l'hôte plus vulnérable à la prédation par les oiseaux d'eau.

L'identification des parasitaires est essentielle afin d'établir des actions thérapeutiques et prophylactiques en milieu aquatique. Parmi les parasites ayant un large spectre hôte, quelques-uns pourraient former un assemblage d'espèces ou de lignées morphologiquement identiques mais génétiquement distinctes (Demanche *et al.*, 2001). Quand la morphologie suggère l'existence d'une seule espèce de parasite infestant plusieurs hôtes, les données moléculaires quant à elles peuvent révéler l'existence d'un assemblage de lignées génétiquement isolées (Bush, 1969). Seule l'application des techniques moléculaires a permis de prouver l'existence de tels assemblages de parasites (Demanche *et al.*, 2001).

Dans les quatre coins du monde, beaucoup de chercheurs signalent que la présence de parasites chez l'hôte est souvent accompagnée de pathologies assez remarquables, aussi bien au milieu sauvage qu'au milieu d'élevage. Ces pathologies ne sont pas sans incidences sur la biologie de l'hôte, et pourraient altérer très sérieusement l'état de santé, la condition et la physiologie des poissons à haute valeur commerciale.

I. INTRODUCTION GENERALE

Les pathologies d'origine parasitaire (induisant parfois des mortalités) sont connues chez plusieurs espèces hôtes parasitées (Poissons, Crustacés, Cétacés). Les parasites présentent diverses conséquences sur la santé du poisson (Price, 1980). Ils peuvent même affecter leur qualité nutritive. Selon Sinderman (1987), les parasites de poissons sont des déterminants importants de la santé générale de leurs hôtes. Ils sont de bons indicateurs de la biologie de l'hôte et de la structure des chaînes alimentaires. Ils sont également de bons indicateurs de biodiversité et de stress environnemental (Marcogliese et Cone, 1996).

La présence des Isopodes sur leurs hôtes déprécierait commercialement les poissons et les crustacés, en plus d'être à l'origine de lésions qui représenteraient des voies d'accès aux virus et aux bactéries (infections secondaires). Les lésions consécutives à certaines opérations d'élevage ou à l'action de certains ectoparasites ont déjà été signalées comme offrant souvent une porte d'entrée facilitée aux infections secondaires microbiennes et mycosiques branchiales ou cutanées (Ramdane, 2009 et Ramdane *et al.*, 2013). Roberts (1979) a ainsi cité des virus pouvant infecter secondairement les poissons de mer parasités, comme par exemple les *lymphocystis* qui provoquent des lésions de la peau chez les Téléostéens. Ce même auteur a également signalé l'existence de possibles infections secondaires dues à des bactéries comme les *Vibrionaceae* et les *Flavobacterium* spp. (Ulcérations de la peau, des septicémies hémorragiques ou même des toxémies quand le microbe produit une neurotoxine).

Les chercheurs parasitologues (des organismes aquatiques) notent cependant, que les poissons parasités par certains Crustacés ont une valeur significativement faible d'érythrocytes, hématocrite et hémoglobine. Les leucocytes augmentent en nombre montrant une réponse immunitaire du poisson contre certains parasites pathogènes. En Algérie, plusieurs chercheurs ont signalé la présence des parasites pathogènes chez des espèces de poissons à grande valeur commerciale. Saadi *et al.* (2020) montre que les Nématodes parasites peuvent affecter les fonctions physiologiques des poissons. D'après Ichalal *et al.* (2016), la charge en Nématodes parasites des gonades femelles de *Trachurus trachurus* pourrait causer l'intersexualité, en effet, l'étude histopathologique menée par ces auteurs a révélé la présence simultanée d'ovocytes à différents stades de développement et d'un tissu mâle caractérisé par des structures similaires aux tubes séminifères avec une prédominance de spermatogonies. D'après Saadi *et al.* (2019), le parenchyme gonadique des spécimens de *Pagellus erythrinus* infectés par *Philometra filiformis* (Nématode parasite) montre des dommages tissulaires remarquables et induit le remplacement presque total du parenchyme et des lésions hémorragiques et même affecter la

I. INTRODUCTION GENERALE

capacité de reproduction du poisson infecté lorsqu'un grand nombre d'ovocytes sont dégénérés par la charge parasitaire de *P. filiformis*. L'étude de [Hafir-Mansouri et al. \(2017\)](#), a bien montré que le parasite copépode, *Peroderma cylindricum* a des effets pathologiques sur la peau et la musculature de la sardine, *Sardina pilchardus* (son hôte spécifique), notamment des ulcérations

1.4 Les pathologies parasitaires transmises aux consommateurs des poissons

L'homme, au même titre que les mammifères marins, pourrait contracter plusieurs formes infectantes de parasites, via le régime alimentaire adopté et suivant la position dans la chaîne alimentaire (dernier maillon de la chaîne trophique). Les répercussions sanitaires liées à l'infection parasitaire ont été déjà signalées par bon nombre de chercheurs ([Austin et al., 1992](#) ; [Boutiba, 1992](#) et [Marzoug, 2002](#)). Cependant le rôle des produits de la pêche dans la transmission de maladies parasitaires à l'homme est bien établi. Les stades larvaires des Anisakidae (super famille : Ascaridioidea, famille: Anisakidae) de certains genres tels que *Anisakis* Dujardin, 1845, *Contracaecum* Railliet et Henry, 1912, *Pseudoterranova* Mozgovoy, 1951 et *Hysterothylacium* Ward et Magath, 1917, se retrouvent généralement dans les viscères et la musculature de nombreuses espèces de poissons Téléostéens ([Costa et al., 2000](#)) et peuvent infester les humains (Ichtyophages) causant une maladie clinique appelée anisakiasis ([Zhou et al., 2008](#)). *Anisakis* et *Pseudoterranova* sont les deux genres les plus associés à l'anisakidosis ([Bernardi et al., 2011](#)). Les pathologies associées sont des pseudo-ulcérations, des obstructions intestinales, des anisakias allergiques et des pseudo-allergies alimentaires ([Petithory, 2008](#)).

L'anisakidose a été décrite pour la première fois au Pays-Bas en 1960 ([Kuipers et al., 1960](#) ; [Van Thiel et al., 1960](#)) en tant que maladie du vers infectant le hareng (*Clupea harengus* (Linnaeus, 1758)). Tous les cas étaient liés à la consommation de poissons crus ou insuffisamment cuits. Une autre étude effectuée entre 1986 et 1993 en Loire Atlantique auprès des gastro 32 entérologues ont mis en évidence 6 cas (3 confirmés et 3 suspects). En 1995, 55 cas d'anisakidose avaient été décrits. Les mesures sanitaires prises (congélation du poisson, éviscération précoce...) ont permis de diviser par 4 le nombre de cas entre la période 1992-2005 (6 cas) par rapport à la période 1977-1991 (25 cas) ([Bouree et al., 1995](#)). Il n'existe aucun système de surveillance des anisakidoses en France ([Institut de Veille Sanitaire, 2003](#)) ce qui explique les chiffres assez bas.

I. INTRODUCTION GENERALE

1.5 Les autres pathologies (anomalies) chez les poissons

Les anomalies des poissons diminuent les performances biologiques de celui-ci jusqu'à entraîner leur mort, l'origine de ces manifestations peut être d'ordre physique, chimique et/ou biologique, ces phénomènes agissent seuls ou en synergie pour perturber les fonctions physiologiques du poisson (de Kinkelin et Michel, 2014).

L'examen, la classification et la quantification des anomalies externes chez les poissons constituent une partie importante du processus d'évaluation de la santé des écosystèmes et de la faune aquatique. Afin de pouvoir utiliser adéquatement ces informations pour inférer sur l'état du milieu, il importe d'identifier correctement les anomalies observées (Gouvernement du Québec, 2016).

Les malformations du squelette sont fréquentes et parfois très précoces dans les installations de reproduction artificielle. Les plus remarquables de ces déformations sont constatées les premiers jours de la vie larvaire et sont souvent léthales. Il y a, par exemple, les malformations de la tête et de la bouche qui empêchent la larve de s'alimenter et provoquent sa mort dans les dix premiers jours de sa vie (Giavenni, 1986). Elles apparaissent à présent comme un des problèmes les plus graves affectant plusieurs éclosiers marines. Il est vrai aussi que les poissons sauvages montrent souvent des anomalies, en dépit de la sélection naturelle.

1.6 Impact du parasitisme sur l'économie

Les infestations parasitaires peuvent être dévastatrices aussi bien pour les systèmes d'élevage que pour les populations naturelles. Les maladies parasitaires peuvent affecter la croissance, la reproduction et bien d'autres, Elles peuvent causer des pertes, de plusieurs manières : des mortalités, baisse de performance, impacter la qualité du produit, le coût de traitement, et les obligations légales (Sommerville, 1986).

Les monogènes, sont connus pour causer des mortalités. Ces parasites peuvent aussi accroître la susceptibilité du poisson aux infections secondaires. Les co-infections peuvent, sans aucun doute, exacerber les risques d'épizooties (Akoll, 2005 ; Xu *et al.*, 2007 ; Adou *et al.*, 2017). Les branchies constituent un organe sensible mais vital pour le poisson, et la présence en nombre des monogènes sur cet organe peut interférer dans les processus de respiration ou

I. INTRODUCTION GENERALE

d'échanges d'ions ; réduisant ainsi la physiologie générale du poisson et pouvant entraîner sa mort (Houénou-Sèdogbo *et al.*, 2019).

Le parasite peut n'avoir pas d'effet sur les performances de croissance, mais il peut causer des lésions telles que des protubérances, des kystes, des décolorations, des pigmentations anormales ou une désagréable présence de vers qui est la cause du refus des consommateurs.

Les Myxosporidies sont des parasites microscopiques. La plus connue des espèces appartenant à ce groupe est l'espèce *Kudoa sp.* Ces organismes forment des kystes visibles à l'oeil nu. La rupture des pseudokystes libère une substance crémeuse blanchâtre peu appétissante rendant le poisson invendable, détruisent le tissu, détériorant ainsi les propriétés organoleptiques du produit (Moran *et al.*, 1999). De plus, une fois cuite la chair prend une consistante pâteuse. L'activité protéolytique de *Kudoa* est de plus responsable d'une nécrose musculaire ou myoliquéfaction du poisson conduisant à un aspect flasque de la chair (Moran *et al.*, 1999). La myoliquéfaction existe chez de nombreuses espèces *Kudoa*, notamment *K. thyrsites* chez le saumon (*Salmo salmar*) (Moran *et al.*, 1999) et *K. paniformis* chez le merlu (*Merluccius productus*) (Zhou et Li-Chan, 2009). Il existe une relation entre le nombre de spores de *K. thyrsites* et l'aspect de la chair. Plus les spores sont nombreuses, plus la chair est molle.

Les endoparasites peuvent annihiler les capacités reproductives des poissons (Akoll *et al.*, 2011), augmenter la susceptibilité à la prédation (Seppälä *et al.*, 2005) ou endommager les tissus de l'hôte (Tossavi *et al.*, 2015). La présence des crustacés du genre Sarcotaces peut impacter la qualité du produit, ces parasites se présentent sous forme d'une poche grisâtre à noirâtre, située en périphérie des faisceaux musculaires dans les filets. Ces structures ovales peuvent mesurer 3-4 cm de long. Lorsque la poche est percée, s'en échappe un liquide noirâtre qui contamine le filet et le rend impropre à la consommation (Hussien *et al.*, 2014).

Les coûts de traitement peuvent doubler ou tripler, quand des traitements répétés sont demandés pour éliminer des parasites ayant des cycles évolutifs plus complexes et pour qui le traitement est efficace à un stade précis de leur vie seulement. Quand il faut décider de traiter, ou non, il est nécessaire de comparer le coût du traitement et la valeur du stock de poissons sur le marché et, dans certains cas, la décision peut être de ne pas traiter (Sommerville, 1986).

Les obligations légales sont appliquées à des parasitoses qui doivent être notifiées dans les pays ayant une législation pour les maladies des poissons. La réglementation comprend des

I. INTRODUCTION GENERALE

mesures préventives générales qui ont pour finalité la prévention de l'apparition des maladies contagieuses et des mesures spéciales à appliquer contre les maladies infectieuses spécifiques (Giorgetti, 1986).

I.7 Problématique

La côte algérienne est dotée d'une faune ichthyologique très diversifiée (Boutiba *et al.*, 1996), qui en raison de son intérêt économique et scientifique a suscité de nombreux travaux se rapportant à sa biologie, sa reproduction et sa dynamique et son stock de pêche (Dalouche, 1980 ; Boucherau, 1981).

Cependant, au niveau de la côte est algérienne, les travaux épidémiologiques et parasitologiques restent rares et ne touchent que certains groupes de parasites les crustacés (Ramdane, 2007, 2008, 2009, 2013 ; Ider *et al.*, 2014, 2018), les nématodes (Hafir-Mansouri *et al.*, 2017 ; Ichallal *et al.*, 2015, 2016 ; Saadi *et al.*, 2019, 2020 ; Saadi, 2021) ou s'intéressant à une espèce hôte particulière *Boops boops* (Ider, 2018), *Trachurus trachurus* (Ichallal, 2017), *Anguilla anguilla* (Hafir-Mansouri, 2018), *Pagellus acarne* et *Pagellus erythrinus* (Hadjou *et al.*, 2017). Il faut noter que peu de travaux se sont focalisés sur les pathologies et les anomalies de plusieurs espèces de Téléostéens quelle que soit leur origine (eaux continentales ou marines) et quel que soit leur milieu (sauvage ou d'élevage).

Devant la rareté des connaissances relatives à l'état sanitaire des espèces de poissons des eaux algériennes (douce et marine), le présent travail a pour objectif, d'une part, d'inventorier, d'identifier et d'évaluer l'impact du parasitisme des principales espèces de poissons à intérêt économiques (sauvage et d'élevage) de la région est du littoral algérien, et d'autre part le recensement des parasites pathogènes et la caractérisation des pathologies qui pourraient affecter nos ressources Ichtyaires. Selon Ramdane *et al.* (2013), les pêcheries algériennes ont besoin d'un contrôle sérieux de leurs infections épidémiologiques par les parasites (réseau de surveillance), comme tous les pays développés intéressés par le développement de leur pêche en termes de qualité et de sécurité alimentaire. En France par exemple, ils ont mis en place des institutions (ex : ANSES) responsable sur la qualité et la salubrité des produits de la pêche. Ces derniers sont régulièrement contrôlés à bord et sur les étalages en termes de présence d'agents pathogènes (parasites, bactéries, etc.). Au niveau de notre zone d'étude, peu de chercheur se sont intéressés à ce concept fondé sur l'association ou

I. INTRODUCTION GENERALE

l'intégration des paramètres relatifs aux pathologies dans les multiples modèles de gestions des ressources Ichtyaires en générale.

1.8 Les objectifs de la thèse

La thèse vise la caractérisation des pathologies et anomalies recensées chez un bon nombre d'espèces de poissons fréquentant les eaux marines côtières (sauvage et d'élevage) et les eaux douces de la région d'étude. Nous avons bien évidemment ciblé, les espèces de poissons abondantes et ayant une valeur commerciale.

Les pathologies recensées seront mises en évidence via des observations microscopiques (microscopique optique et microscopique électronique à transmission) et par l'application des différentes techniques histologiques (histopathologie). Afin d'avoir une grande précision dans nos identifications des parasites pathogènes récoltés, nous avons utilisé et pour la première fois (pour les parasites de la région d'étude), les techniques de la biologie moléculaire (extraction de l'ADN, la technique de la PCR, le séquençage) et de la phylogénie moléculaire. Un suivi spatio-temporel de la dynamique d'infestation sera réalisé. Enfin, pour y remédier à ces pathogènes qui seraient à l'origine de pertes économiques (surtout en élevage), et pour préserver nos ressources biologiques, des recommandations et des solutions seront recherchées et proposées aux gestionnaires de ces ressources.

Notre mémoire s'articule sur les parties suivantes :

Une introduction générale renfermant une synthèse bibliographique sur l'importance du poisson, du parasitisme et de ses impacts sur les ressources Ichtyaires et les consommateurs, et les différentes pathologies et anomalies rencontrées chez les poissons. Cette partie comporte également la problématique ainsi que les objectifs de la thèse.

La partie 1 de la thèse porte sur le matériel utilisé et la description des méthodes appliquées, (échantillonnage, traitement, analyse, etc.). Il s'agit en fait des techniques d'identification des parasites récoltés (microscopie électronique, techniques la biologie moléculaire : extraction de l'ADN, la technique de la PCR, le séquençage, et la phylogénie moléculaire), de la caractérisation des pathologies par l'application des différentes techniques

I. INTRODUCTION GENERALE

histologiques, et de la détermination des taux d'infestation en fonction des paramètres des hôtes et de l'environnement.

La partie 2 consiste à exposer les résultats obtenus. Les résultats ont été scindés en trois grandes catégories : -l'ichtyoparasitologie : comporte les parasites identifiés, y compris l'impact du parasitisme observé ; -l'ichtyopathologie : présente les diverses pathologies et anomalies observées chez les poissons mise en évidence de plusieurs parasitoses et leurs agents pathogènes ; -l'étude des indices parasitologiques : présente le taux d'infestation des parasites en fonction des espèces hôtes examinés.

Dans la partie discussion générale, l'ensemble des résultats ont été discutés en se référant de la bibliographie correspondante.

En conclusion générale et perspectives, nous avons essayé de faire une synthèse de l'ensemble des résultats obtenus sur les études entreprises dans le cadre de cette thèse suivie de quelques recommandations et perspectives dégagées suite aux résultats obtenus.

*MATÉRIEL ET
MÉTHODES*

II. Matériel et méthodes

II.1 Présentation de la zone d'étude

L'étude a été réalisée dans le golfe de Bejaia. Le golfe de Bejaia est situé dans la partie Est de la côte algérienne entre Bejaia et Jijel, il a la forme d'une importante échancrure délimitée à l'est par le massif volcanique d'el Aouana ex Cavallo et à l'ouest par les falaises jurassiques du cap Bouak de ($36^{\circ} 49'20''N$, $5^{\circ}41'36''E$ à $36^{\circ} 47'17''N$, $5^{\circ} 36'00''E$).

II.2 Les stations d'échantillonnage

Trois (03) stations différentes ont fait l'objet d'un échantillonnage régulier de poissons : au port de pêche de Bejaia à partir des différents débarquements (chalutiers, senneurs, sardiniers, etc.) pour les espèces marines ; à l'embouchure de l'oued Soummam (espèces de poissons dulçaquicole) ; et au niveau de la ferme aquacole « BOUGIE Fish » de Beni Ksila (poissons d'élevage) (Fig. 01).



Figure 01 : Position des trois stations d'étude choisies : 1. Port de pêche ; 2. Oued Soummam ; 3. Ferme aquacole de Beni Ksila. (Google Map).

- La première station (port de Bejaia) est située à l'intérieur du golfe de Bejaia, situé à $4^{\circ} 55' 00''$ E $36^{\circ} 45' 00''$ N. Le port de pêche est constitué de deux quais de 120 m linéaire chacun, l'un réservé aux chalutiers et grands senneurs, l'autre accueille les petits métiers et petits senneurs (Fig. 02 A). La flottille de pêche est composée de 88 unités actives : 11 chalutiers, 12 sardiniers et 65 petits métiers.
- La deuxième station située dans l'embouchure de l'oued Soummam qui se jette dans la mer Méditerranée, plus exactement dans le golfe de Bejaia après un cours de 80 km environ orienté Sud-Ouest–Nord-Est. (Mouni *et al.*, 2009) (Fig. 02 B, C).
- La troisième station choisie est l'établissement d'aquaculture « BOUGIE Fish » dans la commune de Beni Ksila, la daïra d'Adekar (Wilaya de Bejaia), spécialisée dans l'élevage de la daurade royale, *Sparus aurata* (L., 1758) (*Sparus* ; Sparidae), loup de mer, *Dicentrarchus labrax* (L., 1758) (*Dicentrarchus* ; Moronidae), les moules méditerranéennes, les coquilles Saint-Jacques et les huîtres. Elle est dotée de 24 cages flottantes de forme cylindrique et d'un diamètre de 20 mètres et d'une profondeur de 10 mètres. (Fig. 02 D).



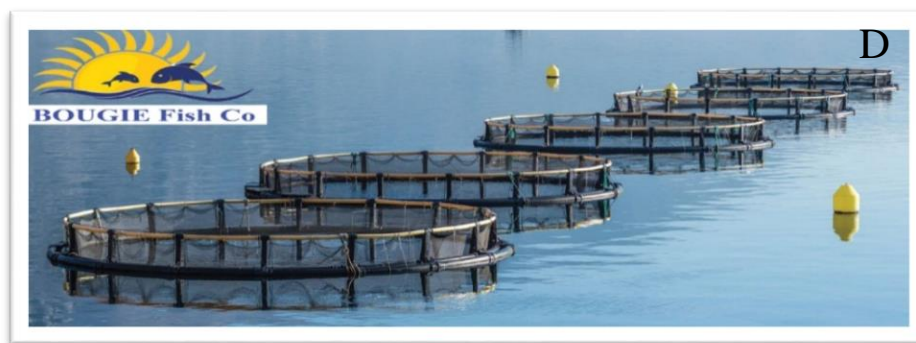


Figure 02 : Les différentes stations d'étude. **A** : le port de Bejaia ; **B, C** : l'embouchure d'oued Soummam ; **D** : la ferme aquacole de Beni Ksila.

II.3 Echantillonnage des poissons

Entre octobre 2017 et janvier 2021, nous avons échantillonné 1643 spécimens de poissons au niveau des trois stations d'étude. Ces spécimens de poissons sont rattachés à plusieurs espèces de poissons (Téléostéens). Au niveau du port de pêche de Bejaia les poissons sauvages ont été échantillonnés aléatoirement à partir des navires de pêches (n= 1585), les poissons de l'embouchure d'oued Soummam ont été échantillonnés (n=48) auprès des pêcheurs qui exercent les petits métiers dans ce site, au niveau de la ferme aquacole les poissons d'élevage ont été capturés à l'aide d'une épuisette (n= 10). Le tableau ci-dessous (Tab. 01) récapitule le nombre de spécimens examinés par espèce de poisson pour chaque station d'étude.

Tableau 01 : Les poissons échantillonnés durant l'étude. **NPE** : nombre de poissons examinés.

Ordre	Famille	Espèce	NPE	Site d'étude
Clupeiformes	Clupeidae	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	Port de pêche de Bejaia
		<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)	415	
		<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	
	Engraulidae	<i>Engraulis encrasicolus</i> (Linnaeus, 1758)	200	
Perciformes	Carangidae	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	
	Sparidae	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	
		<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	60	
	Trachinidae	<i>Trachinus draco</i> (Linnaeus, 1758)	30	
	Scombridae	<i>Thunnus thynnus</i> (Linnaeus, 1758)	05	
	Xiphiidae	<i>Xiphias gladius</i> (Linnaeus, 1758)	05	
	Mullidae	<i>Mullus barbatus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	
		<i>Mullus surmuletus</i> (Linnaeus, 1758)	20	
<i>Mugil cephalus</i> (Linnaeus, 1758)		40		

Cypriniformes	Cyprinidae	<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758)	08	Embouchure de l'oued Soummam.
Perciformes	Sparidae	<i>Sparus aurata</i> (Linnaeus, 1758)	10	Ferme aquacole
Total	10	15	1643	03

II.4 Traitement des échantillons

II.4.1 Etude biométrique des poissons

Les poissons échantillonnés ont été transportés rapidement dans une glacière au laboratoire. Les longueurs (cm) et les poids (g) des spécimens de poissons ont été mesurés en utilisant respectivement une règle graduée et une balance (précision de 0.1mg).

II.4.2 Dissection des poissons

Les poissons ont subi un examen externe avant la dissection, en effet, ils sont d'abord lavés à l'eau, et cette dernière est récupérée dans une boîte de pétrie afin d'être examinée sous loupe. L'intérieur des opercules ainsi que la bouche ont été également minutieusement examinés. La dissection des spécimens de poissons a été réalisée grâce à une trousse de dissection. Le tube digestif et ses annexes ont été récupérés et placés dans une boîte de Pétri pour un examen parasitologique. Les branchies ont été délicatement dégagées en découpant l'opercule de chaque côté de la tête, elles ont été lavées à l'eau qui va être examinée sous loupe, parfois elles sont conservées dans du formol ou de l'alcool pour un examen ultérieur.

II.4.3 Détermination du sexe et estimation de l'âge des poissons

La détermination du sexe a eu lieu après dissection des spécimens du poisson, et à partir des critères morphologiques (forme et la couleur) des gonades on peut séparer les gonades mâles les gonades femelles, et les gonades hermaphrodites. Les otolithes sont des pièces calcifiées qui se situent dans la boîte crânienne des poissons, plus précisément dans l'oreille interne. Avec une légère incision dans la partie externe de la boîte crânienne à l'aide des ciseaux et d'une pince, les otolithes ont été prélevés puis nettoyés, séchés par simple exposition à l'air et stockés pour une lecture ultérieure de l'âge (anneaux de croissance).

II.4.4 Etude parasitologique

Les poissons échantillonnés ont été examinés minutieusement à l'œil nu et sous loupe binoculaire. Les différentes parties de chaque individu (poisson) a été examinées séparément.

L'examen visuel a concerné la surface du poisson, les branchies, la bouche, l'œil et les nageoires. Les différentes parties corporelles comme la cavité corporelle, le foie, l'intestin, l'estomac et les filets ont été par la suite examinés séparément.

Les branchies ont été immédiatement prélevées par section dorsale et ventrale et conservées individuellement dans des papillotes de papier aluminium ou dans des petits flacons contenant l'éthanol 70 %. Chaque branchie conservée porte un code avec précision de la date et du site de collection. L'eau de rinçage des filaments branchiaux ainsi que les filaments branchiaux ont été recueillie dans une boîte de Pétri et pour un examen parasitologique sous loupe binoculaire. Pour les mésoparasites, le tube digestif est prélevé à l'aide d'une pince et placé dans une boîte de Pétri, l'ouverture et l'examen parasitologique du tube digestif a eu lieu en ajoutant une quantité d'eau distillée (quelques millilitres), les parasites récoltés ont été conservés dans des tubes contenant de l'éthanol 70° et étiquetés (comportant le code correspondant à chaque individu examiné). Pour certains parasites la conservation a eu lieu dans de l'alcool pur (étude moléculaire).

II.4.5 Identification des parasites récoltés

II.4.5.1 Identification des parasites métazoaires

L'identification des parasites a été effectuée sous le microscope optique. Cette identification est basée sur la morpho-anatomie des différentes espèces de parasites récoltés ([Williams et Lucy Bunkley-Williams, 1996](#)).

II.4.5.2 Identification des parasites protozoaires

Pour les protozoaires (microsporidies), des frottis frais et coloris ont été réalisés pour les cellules (les spores).

*Préparation des frottis : cette étape a été réalisée au niveau du laboratoire de médecine à l'université de Bejaia. Un xénome (kyste) frais est déposée sur le bord d'une lame dégraissée et étalée sur toute la surface avec une deuxième lame ajustée suivant un angle de 45°. Une fois le frottis réalisé, la lame est laissée sécher à l'air libre sous un couvercle aéré pour éviter son altération par la poussière, puis étiquetée suivant le code de l'espèce correspondante.

*Coloration des frottis : les frottis ont été colorés par Hématoxyline-Eosine (H&E) et Giemsa. Le principe de cette coloration est : -pour *l'Hématoxyline-Eosine*, les solutions d'hématoxyline

contiennent de l'hématéine et un mordant métallique (sels d'aluminium ou de fer). Ce mordant est responsable de la coloration. L'éosine colore les cytoplasmes en rose et les fibres dans une gamme de roses plus ou moins vifs selon l'acidophilie des différents éléments ; -pour *le Giemsa*, étant composé d'azur de méthylène confère aux noyaux et aux granulations azurophiles une couleur violette bleutée (Giemsa, 1904).

Les deux colorants sont appliqués séparément :

L'Hématoxyline-Eosine est utilisé pur, alors que le Giemsa est employé diluer à 10% est obtenue par dilution de 100 ml de Giemsa pur dans 900 ml d'eau distillée (Petithory *et al.*, 2005).

Le mode opératoire employé est le suivant :

1. Placer horizontalement les frottis séchés sur un support ;
2. Égoutter à l'aide d'une seringue une quantité suffisante de May Grunwald sur toute la surface du frottis, appliquer durant 3 minutes sans que le colorant se déshydrate ;
3. Rincer rapidement les frottis avec une pissette à eau distillée sans gratter le frottis en cours de rinçage ;
4. Verser des gouttes suffisantes de Giemsa dilué sur les frottis pendant 18 à 20 minutes sans laisser dessécher les frottis ;
5. Rincer avec de l'eau distillée et laisser sécher les lames à l'air libre.

II.4.5.2.1 Etude de l'ultrastructure des parasites

L'ultrastructure des spores a été étudiée avec un microscope électronique à transmission (MET) JEOL JEM 1230 à 80 Kv au laboratoire médecine canada (Fig. 06).

Protocole

1. Les xénomes isolés ont été fixés dans du glutaraldéhyde à 2,5 % dilué avec du tampon de cacodylate de sodium 0,1 M pendant 2 h ;
2. Rincés dans le même tampon 3 fois pendant 10 min chacun ;
3. Postfixés dans du tétr oxyde d'osmium à 1 % pendant 2 h ;
4. Rincés rapidement à l'eau distillée ;
5. Les xénomes ont été placés dans de l'acétate d'uranyle à 0,25 % à 4 °C pendant la nuit ;

6. La déshydratation a été effectuée avec différentes qualités d'acétone (50 % pendant 10 min, 70 % pendant 10 min x 2, 100 % pendant 10 min x 2) ;
7. Séchée pendant 10 min dans de l'acétone à 100 % ;
8. Les échantillons ont été infiltrés avec de la résine d'araldite éponyme selon le rapport suivant :
 1. rapport 3:1 (3 parties d'acétone 100 % séchées : 1 partie de résine pendant 3 h) ;
 2. rapport 1:3 (1 partie d'acétone 100 % séchée : 3 parties de résine pendant la nuit) ;
 3. résine d'araldite 100 % éponyme 2X pendant 3 h chacune ;
 4. Les échantillons ont été incorporés dans de la résine d'araldite 100 % éponge et placés dans un four à 60 °C pendant 48 h pour durcir correctement ;
 5. Des sections minces ont ensuite été découpées à l'aide d'un ultramicrotome Reichert-Jung Ultracut E avec un couteau en diamant (environ 100 nm d'épaisseur) et placées sur des grilles de cuivre de 300 mailles qui ont ensuite été colorées comme suit :
 1. Acétate d'uranyle aqueux à 2 % pendant 10 minutes, rincé deux fois à l'eau distillée pendant 5 minutes ;
 2. Coloré au citrate de plomb pendant 4 minutes, rincé rapidement à l'eau distillée et séché à l'air ;
 3. Les images ont été prises avec un appareil photo numérique ORCA-HR de Hamamatsu.

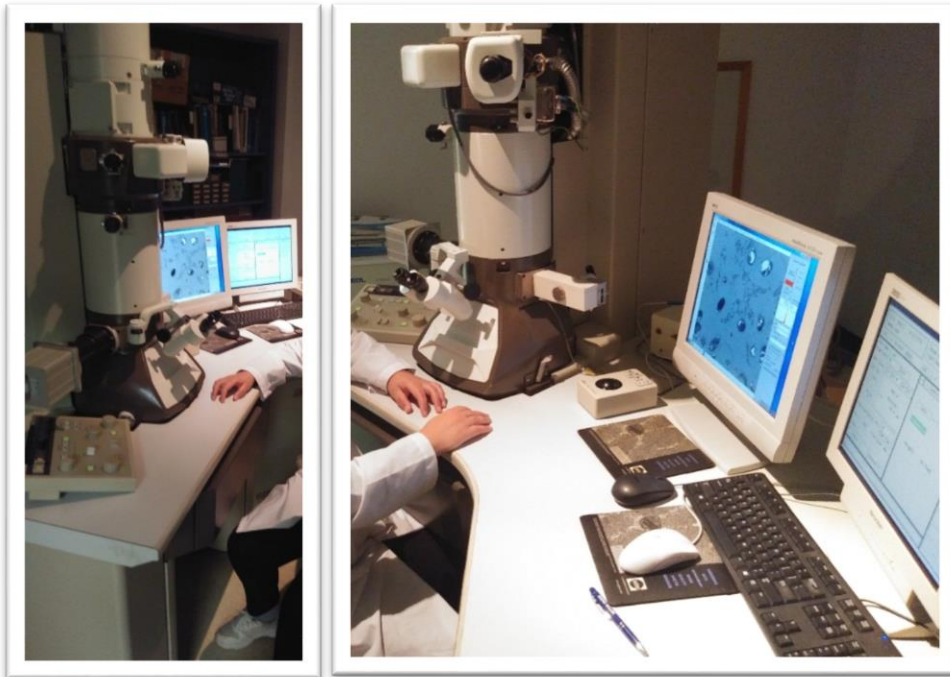


Figure 03 : Microscope électronique à transmission utilisé pour le traitement des échantillons au laboratoire « *center of Comparative Genomics and Evolutionary Bioinformatics* », Dalhousie, Canada.

II.4.5.2.2 Identification des parasites par les techniques de biologie moléculaire

Cette partie décrit les différentes étapes pour réaliser l'identification moléculaire des parasites protozoaires (les microsporidies, *Glugea*) récoltés dans les viscères de *Sardinella aurita* et les nématodes récoltés dans la cavité abdominale de *Mullus barbatus*. Les échantillons ont été extraits pour partie au laboratoire CIBIO-inBIO, université Porto, Portugal, et traités et analysés au laboratoire « *center of Comparative Genomics and Evolutionary Bioinformatics* », université Dalhousie, Canada.

***Extraction de l'ADN des protozoaires et des nématodes :**

Les parasites récoltés ont été préparés individuellement pour l'extraction de l'ADN. L'extraction a été réalisée au niveau du laboratoire « CIBIO-inBIO Portugal » :

Préparation :

1. Nettoyer et désinfecter le matériel avec (NAOCL-H₂O) et l'éthanol 70% ;
2. Transférer les échantillons de l'alcool à l'eau pure (400 µl).

Extraction :***Digestion :***

1. On ajoute 180 μ l de kit Genomic Digestion buffer et 20 μ l de protéinase k pour chaque échantillon ;
2. On met les échantillons dans l'incubateur pour quelques heures à température 55° ;
3. On centrifuge l'échantillon pour 3 mn, a une vitesse maximale ;
4. On ajoute 200 μ l de « Pure Link Genomic Lysis Binding buffer » ;
5. On centrifuge la solution pour 1 mn.

Binding DNA :

1. On ajoute le mélange issu de la digestion, dans des tubes Pure Link, Genomic Spin Columns ;
2. On centrifuge pour 1 minute, a une vitesse x 10.000 RCF.

Waching DNA :

1. On ajoute 500 μ l de Wash buffer 01 au column ;
2. On centrifuge pour 1 minute, a une vitesse x 10.000 RCF ;
3. On ajoute 500 μ l de Watch buffer 02 ;
4. On centrifuge pour 3 minutes, a une vitesse x 10.000 RCF.

Eluding DNA :

1. On place les columns dans des microtubes 1.5 ml sterile ;
2. On ajoute 20 μ l a 200 μ l de Pure Link Genomic Elution au column ;
3. On centrifuge 1 minute, a une vitesse maximale.

Après l'extraction, pour une étude ultérieure, on le stock dans le congélateur à -20°.

***Réalisation de la PCR :**

1. On prépare le master mix, en ajoutant : des enzymes, Mg, taq (buffer), B.S.A ;
2. On prépare le mix PCR, en ajoutant H2O, master mix, primers (F et R) ;
3. On ajoute 19 μ l de mix PCR à 1 μ l d'ADN extrait ;
4. Après on le met dans la machine, qu'on a déjà programmé à l'avance selon protocole.

La PCR des protozoaires

Pour amplifier le gène de l'ARNr, deux expériences de PCR ont été réalisées en utilisant deux paires d'amorces :

1. SF4m (5' CACCAGGTTGATYCTGCCTRD 3')/MICR (5' GCGACGGGCGGTGTGTAC 3') (Mansour et al. 2016) ;
2. V1f (5' CACCAGGTTGATTCTGCCTGAC 3')/1942R (5' GGTACCTTGTTACGACTT 3') (Abdel-Baki et al. 2015a)

Avec les conditions PCR suivantes :

Dénaturation préliminaire pendant 13 min à 95 °C, suivie de 35 cycles de 40 s à 95 °C, 40 s à 53 °C et 60 s à 72 °C ; et une étape finale d'extension à 72 °C pendant 10 min.

La PCR des nématodes :

Le fragment d'ADNr correspondant à la séquence 28S amplifiée à l'aide des amorces 28SrD1.

1. 2a (CCCSSGTAATTTAAGCATTA) et 28SB (TCGGAAGGAACCAGCTAC) (Whiting, 2002).

Le protocole PCR était le suivant : dénaturation préliminaire pendant 13 min à 95°C, suivie de 30 cycles de 40 s à 95°C, 45 s à 55°C et 90 s à 72°C ; et une extension finale à 72°C pendant 7 min.

***Clonage moléculaire**

Afin d'effectuer la quantification absolue du nombre de copies d'ADN ribosomal en PCR, une gamme étalon d'ADN plasmidique de *Glugea n. sp.* a été réalisée.

Clonage de gène 28S rDNA de Glugea n. sp. :

Pour le clonage, des produits PCR purifiés ont été clonés en utilisant le kit de clonage PCR clone-JET (« Thermo Scientific ») en suivant les instructions du fabricant et les étapes suivantes :

Extraction de l'ADN de la bande de gel agarose :***Dissociation:***

1. On transfère de la bande 300 mg à 1.5ml micro-centrifuge tube ;
2. On ajoute 500 µl de gel PCR Buffer ;
3. On mélange bien la réaction avec vortex ;
4. On incube à 55-60 C° pendant 10 à 15 mn et chaque 2 ou 3 mn on mélange le tube ;

5. Quand la couleur change au violet on ajoute 10 μ l 3M acetate (PH 5.0) et on mélange ;
6. Quand la couleur devient jaune, on dissout le mélange a la température de la chambre.

Binding :

1. On met DFH column dans 2 ml collection tube ;
2. On transfère 800 μ l de melange a DFH column ;
3. On centrifuge pendant 3s, a une vitesse de 14-16.000xg.

Waching :

1. On ajoute 400 μ l Wash Buffer 01 au DFH column ;
2. On centrifuge pendant 3s, a une vitesse de 14-16.000xg ;
3. On ajoute 600 l μ l de Wash Buffer au DFH column
4. On laisse reposer 1 mn ;
5. On centrifuge pendant 3s, a une vitesse de 14-16.000xg ;
6. On centrifuge pour 3 mn, a une vitesse de 14-16.000xg.

Elution :

1. On place les columns dans des micro-tubes 1.5 ml stérile
2. On centrifuge ;
3. On ajoute 20 μ l a 50 μ l de buffer Elution ou de l'eau au centre de column ;
4. On laisse reposer 2 mn ;
5. On centrifuge 2 mn, a une vitesse maximale de 14-16.000xg.

Le clonage : Avec le kit clone vet

Ligation : cette étape comprend deux partie, partie 1 et partie 2 : on aura total 20 ul dans cette étape

Partie 01 :

1. On ajoute 1 μ l de produit de PCR ;
2. On ajoute 1 μ l de DNA Blunding enzymes ;
3. On ajoute 10 μ l de réaction buffer ;
4. On ajoute de 6 μ l l'eau (H₂O) ;
5. On mélange avec vortex ;
6. On centrifuge pendant 3s a une vitesse ; de 14-16.000xg ;
7. On incube à 70°C.

Partie 02 :

1. On ajoute au mélange 1 μ l de ligase T4 DNA ;
2. On ajoute 1 μ l de pJet 1.2/Blunt ;
3. On vortex ;
4. On incube à la température ambiante de chambre (22C°) pendant 5mn.

Transformation :

1. On transforme 2.5 µl de kit ligation avec Les bactéries *Escherichia coli* dans un tube ;
2. On met les tubes dans un bain marée à 42 C° pendant 45s ;
3. Mettre les tubes 30 mn sur glace ;
4. On ajoute 400 µl de soc ;
5. On incube a 37 °C pendant 1h.

Seed:

On transforme 200 µl de bactérie *E. coli* dans les boites de pétries ;
On stérilise le matériel et on étale le produit dans les boites ;
On incube pendant toute une nuit à une température 37 °C.

La PCR des colonies : Pour chaque colonie on ajoute

1. 0.4 µl de PF :
2. 0.4 µl de PR :
3. 9.2 µl de l'eau (H₂O) :
4. 10 µl master MIX.

Les bactéries transformées ont été criblées en sélectionnant des colonies résistantes à l'ampicilline et en analysant la présence d'insert par PCR de colonie comme suit :

1. 95 °C pendant 3 min ;
2. 94 °C pendant 30 s ;
3. 60 °C pendant 30 s ;
4. 72 °C pendant 2 min pendant 25 cycles.

On vérifie dans l'électrophorèse, on extrait les colonies positives, on les met dans broth pour une colonie on ajoute 30 ml de broth et 3ul de pénicilline, on incube pour 20h à 37C° purification des plasmides DNA avec le kit High speed plasmid Mini Kit.

***L'électrophorèse :**

On dépose le produit PCR sur le gel d'agarose, pendant 15 minutes, puis on vérifie les bandes.

-Electrophorèse de protozoaire

Les produits d'amplification ont été visualisés sur un gel d'agarose à 1 % et la taille attendue de l'amplicon a été vérifiée par comparaison avec des marqueurs de poids moléculaire standard.

-Electrophorèse des nématodes

Les produits PCR ont été testés sur un gel d'agarose à 2 %.

Séquencage :**Séquencage de protozoaire***

Les produits de la PCR : ont été obtenus par clonage et par séquençage direct. Pour le séquençage direct, des bandes ont été excisées des gels d'agarose, purifiées avec le kit GenepHlow™ Gel/PCR et soumises à un séquençage dans les deux sens en utilisant des amorces SF4m/MICR et V1f/1942R.

L'ADN plasmidique de 4 colonies positives a été isolé à partir de clones sélectionnés à l'aide du mini kit plasmidique « High-Speed » (« Geneaid ») et séquencé par Sanger en utilisant les amorces de séquençage fournies avec le vecteur pJET. Le séquençage de l'ADN a été effectué chez « Operon-Eurofins ».

Séquencage des Nématodes

Le produit PCR amplifié a été envoyé au Genewiz, compagnie commerciale (Allemagne) pour la purification and le séquençage.

Analyse phylogénétique :**Analyse phylogénétique de microsporidie***

1. Les séquences nucléotidiques brutes ont été vérifiées et corrigées à l'aide du visualiseur ABI inclus dans le logiciel MEGA X version 10.1.6 (Tamura, 1992) ;
2. Après vérification de leur identité en tant qu'ADNr SSU, les nouvelles séquences ont été alignées avec 21 séquences d'ARNr SSU microsporidien extraites de la base de données GenBank selon leur score de similarité BLAST (Altschul *et al.*, 1990) ;
3. *Brachiola algerae* (AY230191) a été choisi comme groupe de référence ;

4. Les séquences ont été alignées à l'aide de ClustalW et les régions ambiguës (c'est-à-dire contenant des lacunes et/ou mal alignées) ont été exclues par inspection visuelle, ce qui a donné un ensemble de données de 22 séquences et 1163 positions de nucléotides.

Construction de l'arbre phylogénétique

1. L'arbre phylogénétique a été reconstruit avec le logiciel MEGA en utilisant la méthode du maximum de vraisemblance avec le modèle général de temps réversible (Nei et Kumar, 2000) avec 5 catégories de variation de taux (distribution gamma) et la proportion de sites invariants (I) autorisée ;
2. La prise en charge des nœuds internes a été évaluée avec 500 pseudo-répliques Bootstrap.

Analyse phylogénétique des nématodes

Pour l'analyse phylogénétique, les séquences déterminées ont été comparées (à l'aide de l'algorithme BLASTn) avec celles disponibles dans la base de données du National Center for Biotechnology Information (NCBI) (<http://www.ncbi.nlm.nih.gov>). L'analyse a été effectuée sur la plateforme (<http://www.Phylogeny.fr>) et a comporté les étapes suivantes ;

1. Les séquences ont été alignées avec MUSCLE (v3.7) configuré pour la plus grande précision (MUSCLE avec les paramètres par défaut) ;
2. Après l'alignement, les régions ambiguës (c'est-à-dire contenant des lacunes et/ou mal alignées) ont été supprimées avec des Gblocks (v0.91b) en utilisant les paramètres suivants ;
 1. Longueur minimale d'un bloc après nettoyage des lacunes : 5 ;
 2. Les positions avec une lacune dans moins de 50% des séquences ont été sélectionnées dans l'alignement final si elles étaient dans un bloc approprié ;
3. Tous les segments avec des positions contiguës non conservées supérieures à 8 ont été rejetés, Nombre minimal de séquences pour une position de flanc : 55%.

Construction de l'arbre phylogénétique

1. L'arbre phylogénétique a été reconstruit en utilisant la méthode du maximum de vraisemblance mise en œuvre dans le programme PhyML (v3.0).
2. Le modèle de substitution TN93 a été sélectionné en supposant une proportion estimée de sites invariants et 4 catégories de taux de distribution gamma pour tenir compte de l'hétérogénéité des taux entre les sites.
 1. Le paramètre de forme gamma a été estimé directement à partir des données. La fiabilité de la branche interne a été évaluée à l'aide du test aLRT (SH-Like).
 2. La représentation graphique et l'édition de l'arbre phylogénétique ont été réalisées avec TreeDyn (v198.3).

II.4.5.3 Calcul des indices parasitologique

Dans le but d'évaluer le parasitisme des espèces de poissons étudiées, nous avons calculé trois indices parasitologiques selon [Bush et al. \(1997\)](#) :

*Prévalence spécifique (P%) : c'est le rapport en pourcentage du nombre d'hôtes infestés (NPI) par une espèce donnée de parasite sur le nombre de poissons examinés (NPE).

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

*Intensité parasitaire moyenne (Im) : c'est le rapport du nombre total d'individus d'une espèce parasite (NP) dans un échantillon d'hôtes sur le nombre poissons infestés (NPI) dans l'échantillon.

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

*Abondance parasitaire moyenne (A) : c'est le rapport du nombre total d'individus d'une espèce de parasite (NP) dans un échantillon d'hôtes sur le nombre total de poissons (NPE) dans l'échantillon.

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

II.4.5.4 Caractérisation des pathologies liées à la présence des parasites***Etude histologique**

L'étude a été réalisée au niveau du laboratoire de la faculté de Médecine à l'université de Bejaia. Les pathologies des parasites ont été examinées et caractérisées via l'étude histologique. Plusieurs étapes ont été suivies pour la réalisation des coupes histologiques :

Fixation

La fixation a pour but d'immobiliser les structures des échantillons en respectant dans la mesure du possible la morphologie des structures. Fixation des parasites et les organes prélevés dans le formol à 10% et les déposés dans les histocassettes.

Circulation Automates

1. Déshydratation : 8 bains d'éthanol pendant 45 min chacun ;
2. Eclaircissement : 2 bains d'xylène pendant 30 min chacun ;
3. Imprégnation : 2 bains de paraffines pendant 1h30 min chacun.

Enrobage des tissus et démoulage

Les cassettes sont émergées dans la paraffine fondue, puis elles sont déposées sur une plaque réfrigérante pour refroidissement.

Réalisation des coupes

Des coupes de 2 et de 0.5 μm d'épaisseur ont été réalisées à l'aide d'un microtome puis étalées dans un bain marie.

Coloration standard :

1. Déparaffinage dans l'étuve à 80°C ;
2. Déshydratation dans l'éthanol pendant 10 min ;
3. Réhydratation dans l'eau pendant 10 min ;
4. Coloration nucléaire à l'hématoxyline de Harris pendant 3 min ;
5. Rinçage à l'eau ;
6. Coloration cytoplasmique dans l'Eosine à 0,1% pendant 1 min ;
7. Rinçage à l'eau ;
8. Montage (xylène, éthanol-xylène, xylène, xylène) ; monter entre lame et lamelle à l'aide d'Eukitt.

***Observation et interprétation des lames**

Les coupes ont été observées sous microscope optique lié à un ordinateur. L'interprétation des coupes histo-pathologiques ont eu lieu au laboratoire de zoologie appliquée et d'écophysiologie animale en se référant aux données bibliographiques disponibles.

RÉSULTATS

III. Résultats

Plusieurs spécimens (n=1643) de poissons (rattachés à quinze espèces) ont été échantillonnés dans trois milieux différents (eaux marines, eaux saumâtres et eaux d'élevage) afin d'analyser leur parasitofaune et les pathologies qui pourraient être liées aux infections parasitaires.

III.1 Les parasites récoltés et identifiés

L'examen parasitologique des poissons échantillonnés du littoral algérien nous a permis d'identifier plusieurs espèces de parasites.

Ces espèces appartiennent à différents grands groupes de parasites : Monogènes, Digènes, Cestodes, Copépodes, Nématodes, Acanthocéphales et Protozoaires. Une liste récapitulative complète de toutes ces espèces de parasites a été réalisée (annexe 03).

III.1.1 Les parasites métazoaires

- **Les Monogènes**

Chez ce groupe trois espèces appartenant aux Capsalidae Baird, 1853 et Gotocotylidae Yamaguti, 1963 ont été identifiées, à savoir :

Les ectoparasites, *Tristoma coccineum* Cuvier, 1817 et *Tristoma integrum* Diesing, 1850 collectés sur les arcs branchiaux de *Xiphias gladius*, ils appartiennent à la famille Capsalidae Baird, 1853 et au genre *Tristoma* Cuvier, 1817. Ces deux parasites sont presque circulaires possèdent un hapter semblable à une ventouse, divisée en 7 grandes alvéoles peu profondes autour de la bordure et 1 au milieu. Les bords du corps présentent des rangées de minuscules épines qui rayonnent vers l'extérieur. *T. coccineum* est plus grand que son similaire monogène *T. integrum* (Fig. 04).

L'ectoparasite, *Gotocotyla acanthophallus* (MacCallum et MacCallum, 1913), collecté sur les filaments branchiaux de *Boops Boops*, *Trachurus Trachurus* dans le golfe de Bejaia, il appartient à la famille : Gotocotylidae Yamaguti, 1963 et au genre *Gotocotyla* Ishii, 1936. Ce parasite a un corp allongé. L'hapter possède environ 80 pinces quelque peu asymétriques sur deux rangées égales ; vitelline ne s'étendant pas dans l'hapter ; organe copulatoire masculin avec de nombreuses épines courtes.

Aucune altération n'est observée sur le site de fixation (les branchies) de ces parasites monogènes. (Fig. 04).

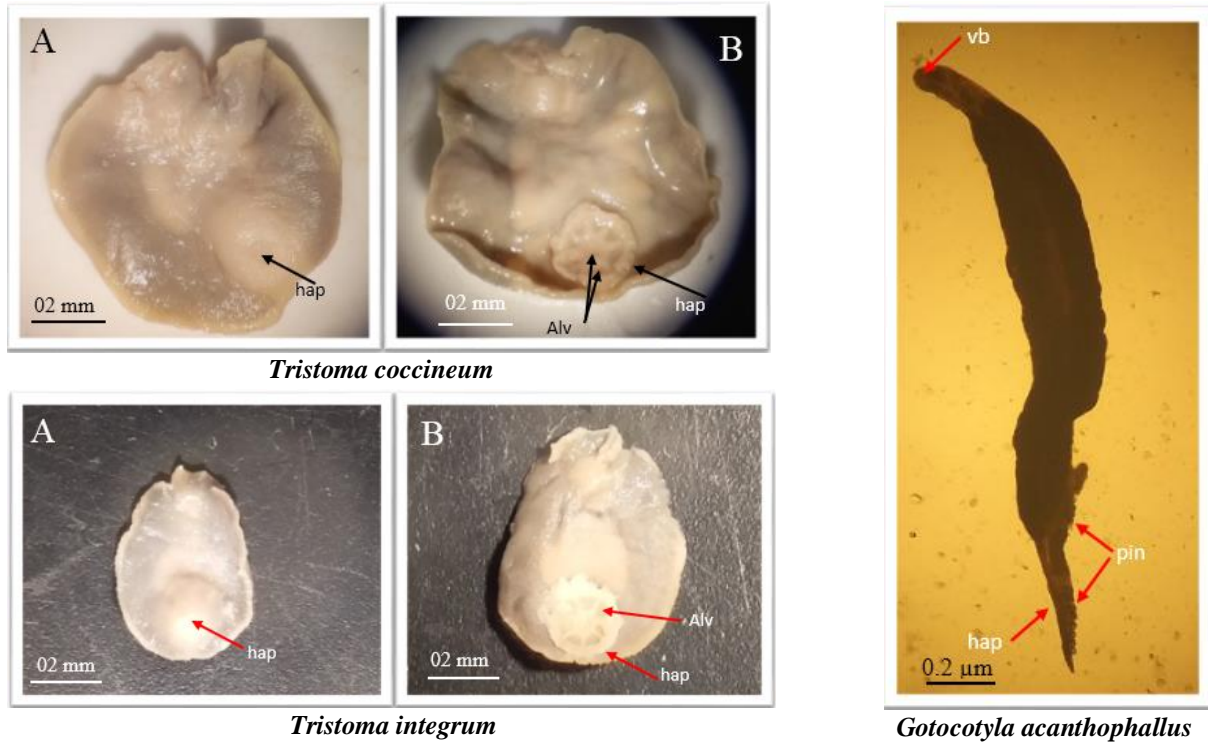


Figure 04 : Photos des espèces parasites Monogènes récoltées, observées sous loupe binoculaire et sous microscope optique (G : 10 x10). **A** : vue dorsale, **B** : vue ventrale. **hap** : haptateur ; **alv** : alveoles ; **vb** : ventouse buccale.

- **Les Digènes**

Six espèces de parasites rattachées aux Hemiuridae Looss, 1899, Opecoelidae Ozaki, 1925 et Lepocreadiidae Odhner, 1905 ont été identifiées, à savoir :

Aphanurus stossichii (Monticelli, 1891) ; *Aphanurus virgula* Looss, 1907 ; *Hemiurus communis* Odhner, 1905 ; *Parahemiurus merus* (Linton, 1910), ont été récoltées dans les intestins de *Sardinella aurita*, *Alosa alosa*, *Engraulis encrasicolus*, *Boops boops* peuplant le golfe de Bejaïa. Ils appartiennent à la famille Hemiuridae Looss, 1899. Ces parasites possèdent un corps charnu, allongé-ovale, effilé vers l'avant, rétrécie a la partie antérieure parfois au niveau de la ventouse ventrale et plus large au niveau de la partie postérieure. Pores excréteurs terminaux e situé au niveau de l'extrémité postérieure du corps (Fig. 05).

Opecoeloides furcatus (Bremser in Rudolphi, 1819) a été récoltée dans le tube digestif de *Mullus barbatus* et *Mullus surmuletus* échantillonnées dans le golfe de Bejaia. Elle appartient à la famille des Opecoelidae Ozaki, 1925 et au genre *Opecoeloides* Odhner, 1928. Ce parasite est de grande taille, il est identifiable grâce à sa forme en Y. il a un tégument lisse. Doté d'une ventouse ovale et une ventouse ventrale (Fig. 05).

Opechona ollsoni (Yamaguti, 1934) a été collectée dans le tube digestif de *Mullus barbatus*, *Mullus surmuletus* capturées dans le golfe de Bejaia. Elle appartient à la famille des Lepocreadiidae Odhner, 1905 et au genre *Opechona* Looss, 1907. Ce parasite se caractérise par un corps allongé, une ventouse orale en forme d'entonnoir. L'œsophage long. Deux testicules, ovales, en tandem dans la partie postérieure du corps. Ovaire pré-testiculaire. L'utérus limitait la zone entre l'ovaire et la ventouse ventrale (Fig. 05).

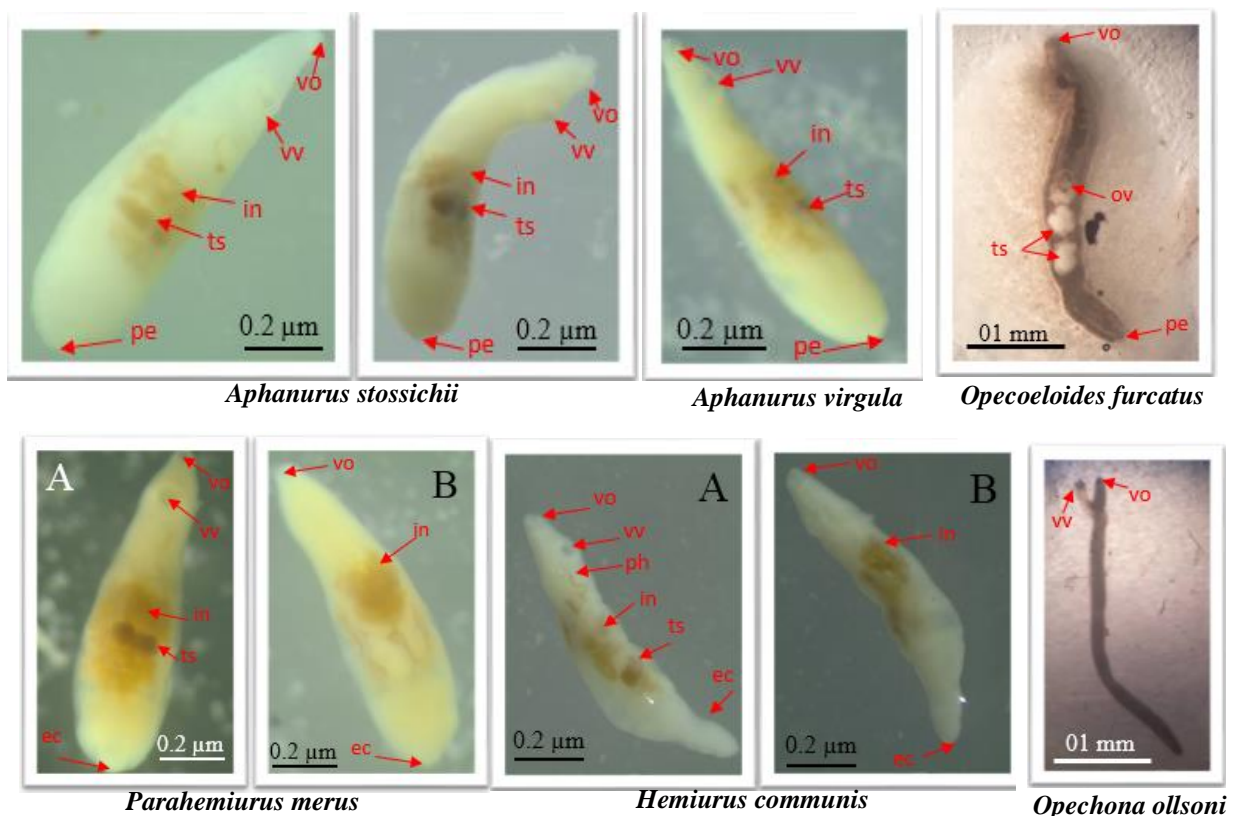


Figure 05 : Photos des espèces parasites Digènes récoltées, observées au microscope optique (G : 10 x10) et sous loupe binoculaire (G : 4x10). **A** : vue dorsale, **B** : vue ventrale. **vo** : ventouse orale ; **vv** : ventouse ventrale ; **ov** : ovaires ; **ph** : pharynx ; **in** : intestins, **ts**: testicules, **ec** : ecsoma ; **pe** : pore excréteur.

- **Cestodes**

Des formes larvaires cestodes appartenant aux Tetracystidae incertae sedis, Onchobothriidae Braun, 1900, et Diphyllbothridae Lühe, 1910) ont été identifiées, à savoir :

Scolex pleuronectis Müller, 1788, 4 formes ont été récoltées, dans l'intestin de *Sardina pilchardus*, *Boops boops*, *Trachurus trachurus* dans le golfe de Bejaia (Fig. 06).

La larve d'*Acanthobothrium* sp. a été collectée dans les intestins de *Sardina pilchardus* du golfe de Bejaia. Cette larve appartient à la famille Onchobothriidae Braun, 1900 (Fig. 06).

La larve *Diphyllbothrium* sp. a été collectée dans les intestins de *Boops boops* pêchée dans le golfe de Bejaia. Cette larve appartient à la famille des Diphyllbothridae Lühe, 1910 (Fig. 06).

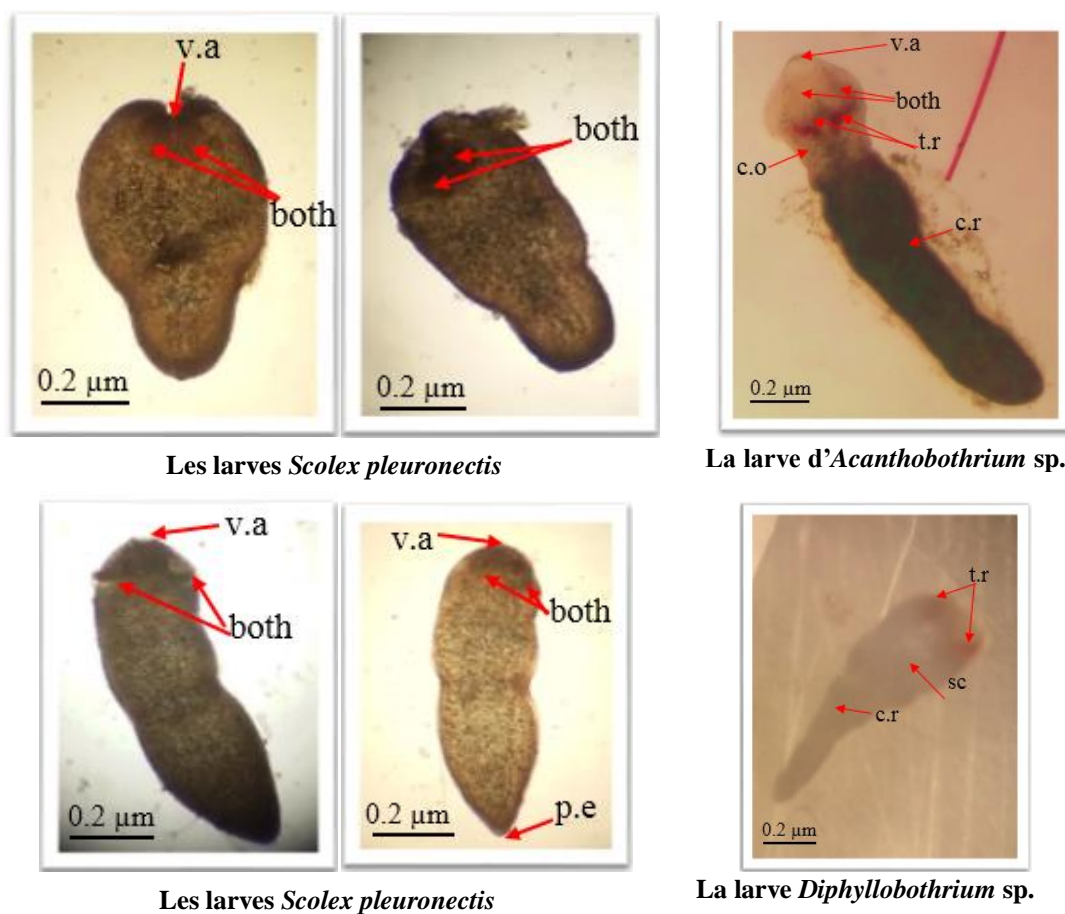


Figure 06 : Photos des formes larvaires Cestodes récoltées, observées au microscope optique (G : 10 x10). **v.a:** ventouse apicale ; **both** : bothridies ; **p.e** : pore excréteur ; **t.r** : tâches rouges ; **c.o** : cou ; **c.r** : corps ; **sc** : scolex.

- **Crustacés**

Neuf espèces de crustacés ont été identifiées chez ce groupe, ces espèces sont rattachées aux familles suivantes : Lernaepodidae Milne Edwards, 1840 ; Pennellidae Burmeister, 1835 ; Argulidae Leach, 1819 ; Cymothoidae Leach, 1818 ; Hatschekiidae Kabata, 1979.

L'espèce *Clavellisa emarginata* (Krøyer, 1873) ; *Naobranchia cygniformis* (Hesse, 1863) récoltées sur les arcs branchiaux de *Boops boops* et *Trachurus trachurus*, dans le golfe de Bejaia, elles appartiennent à la famille des Lernaepodidae Milne Edwards, 1840 et au genre *Naobranchia* Hesse, 1863. (Fig. 07).

Peniculus minuticaudae Shiino, 1956 ; *Peniculus fistula* Nordmann, 1832 récoltées sur les nageoires pelviennes de *Mullus barbatus* et *Mullus surmuletus*, *Pennella instructa* (Wilson, 1917) récoltée dans diverses parties du corps de *Xiphias gladius* (ancrée dans le muscle) et *Peroderma cylindricum* (Heller, 1865) trouvée en arrière de l'opercule de et vit profondément enfoncer dans le corps de son hôte. Elles appartiennent à la famille des Pennellidae Burmeister, 1835. (Fig. 07).

L'espèce *Argulus vittatus* (Rafinesque-Schmaltz, 1814) a été récoltée sur la nageoire pectorale de *Boops boops*. Les femelles récoltées de cette espèce (mâle inconnu) appartiennent à la Famille des Argulidae Leach, 1819 et au genre *Argulus* O.F. Müller, 1785. (Fig. 07).

Le parasite *Ceratothoa ostroides* a été récolté dans la cavité buccale de *Boops boops*, *Alosa alosa* et sur le foie de *Mullus barbatus barbatus*. Cette espèce appartient à la Famille Cymothoidae Leach, 1818 et au genre *Ceratothoa* Dana, 1852. (Fig. 07).

Le parasite *Hatschekia mulli* (Van Beneden, 1851) a été récolté sur les arcs branchiaux de *Mullus barbatus barbatus*. Il appartient à la famille des Hatschekiidae Kabata, 1979 et au genre *Hatschekia* Poche, 1902. (Fig. 07).

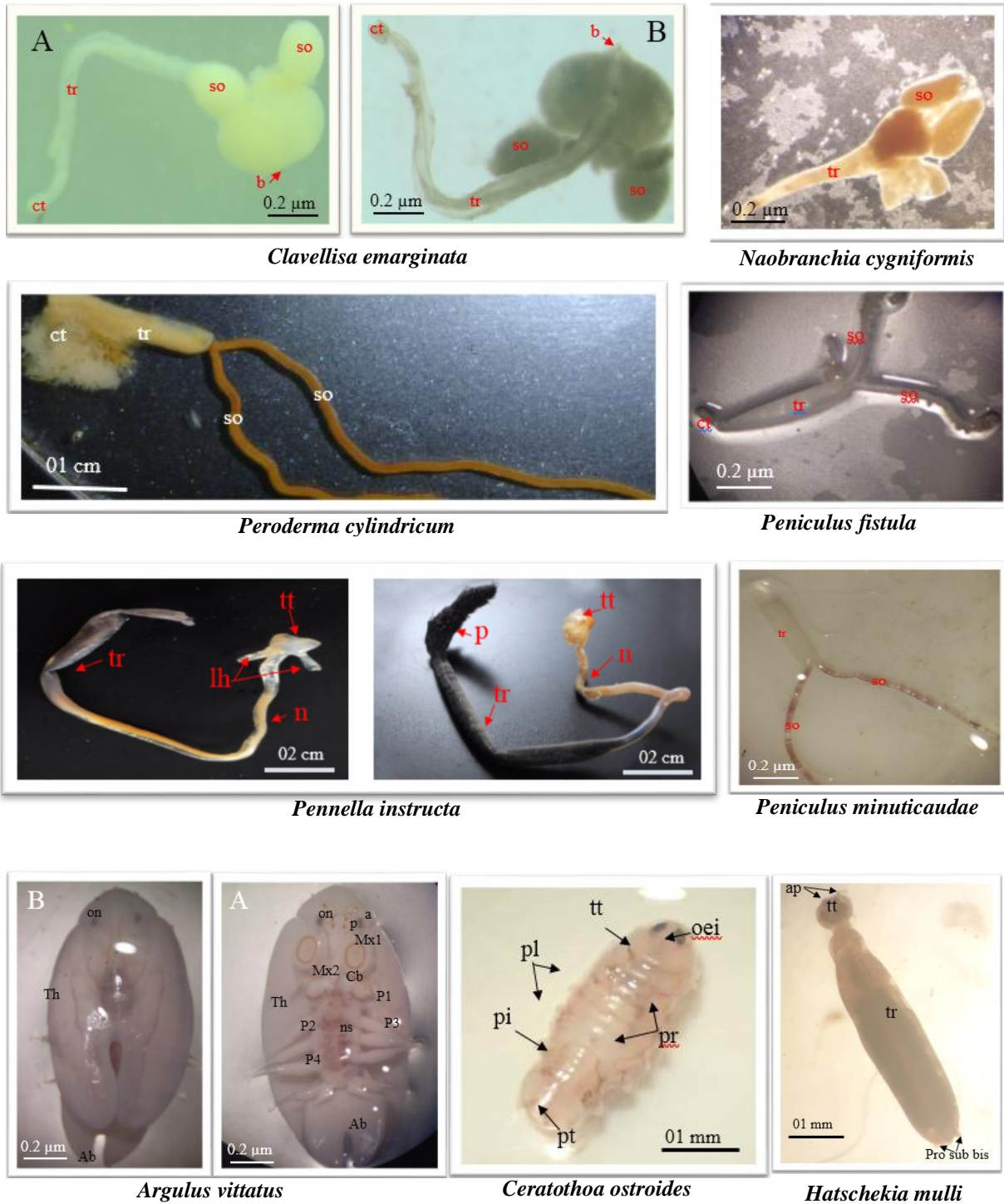


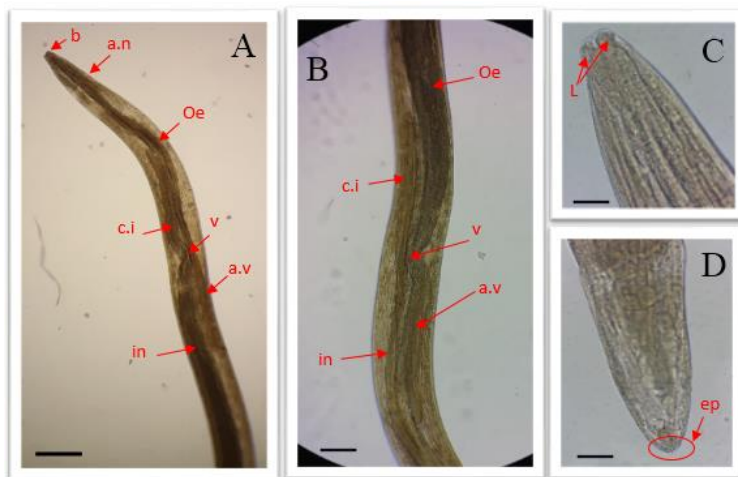
Figure 07 : Photos des espèces de parasites Crustacés récoltées, observées sous loupe binoculaire (G : 4x10) et au microscope optique (G : 10 x10). **A :** vue ventrale, **B :** vue dorsale. **ct :** céphalothorax ; **tr :** tronc ; **so :** sacs ovigères ; **b :** bulle ; **a :** antenne ; **p :** épine préorale ; **on :** œil nauplius ; **Cb :** cône buccal ; **Mx1 :** maxillules ; **Mx2 :** maxilles ; **ns :** écailles simples ; **P1-P4 :** Thoracopodes ; **Ab :** Abdomen ; **Th :** Thorax ; **ap :** appendices ; **tt :** tête ; **Pro sub bis :** Processus subsphériques bisegmenté ; **œi :** œil ; **pt :** pléotelson ; **Pl :** Prolongements latéraux ; **Pr :** Périopodes ; **Pi :** Pléopodes ; **Pt :** Pléotelson, **n :** Cou ; **lh :** cornes latérales ; **p :** panaches.

• **Nématodes**

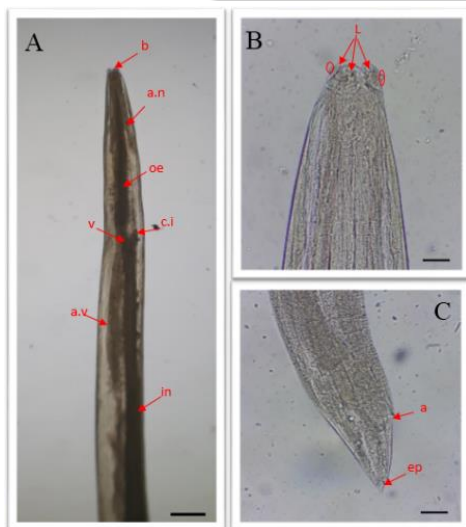
Les espèces de Nématodes identifiées sont rattachées à deux familles différentes : Anisakidae Skrjabin and Karokhin, 1945 et Cucullanidae Cobbold, 1864.

Les larves d'*Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809), *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802), *Hysterothylacium reliquens* (Norris and Overstreet, 1975), *Hysterothylacium fabri* (Rudolphi, 1819) récoltées dans la cavité abdominale, intestin et estomac de *Pagellus acarne*, *Boops boops*, *Trachurus trachurus*, *Sardinella aurita*, *Mullus barbatus*, *Mullus surmuletus*, *Trachinus draco*, *Alosa alosa*, *Engraulis encrasicolus* et de *Xiphias gladius*. Elles appartiennent à la famille Anisakidae (Railliet et Henry, 1912) (Fig. 08).

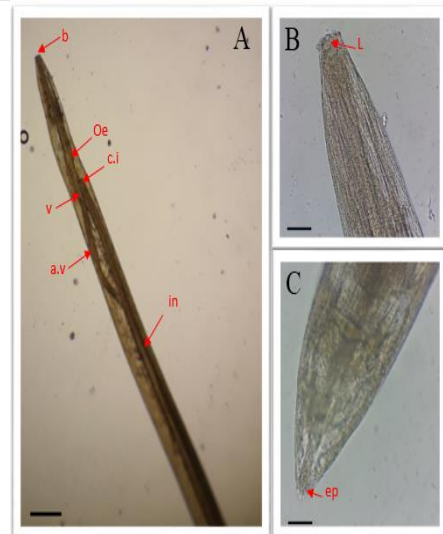
Le nématode *Dichelyne (Cucullanellus) pleuronectidis* (Yamaguti, 1935) récolté dans les intestins de *Pagellus acarne* et *Trachinus draco* pêchées dans le golfe de Bejaia. Il appartient à la famille Cucullanidae Cobbold, 1864 et genre *Dichelyne* Jägerskiöld, 1902. (Fig. 08).



Hysterothylacium aduncum



Hysterothylacium fabri



Hysterothylacium reliquens

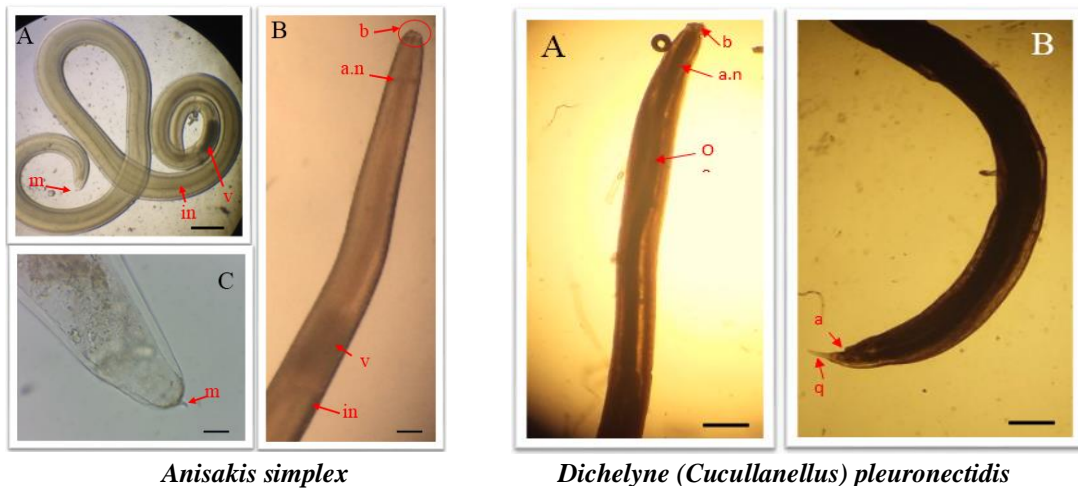


Figure 08 : Photos des espèces de nématodes récoltées, observées au microscope optique (G :10x10 et 10x40). **A :** Morphologie générale. **B :** Extrémité antérieure. **C :** Extrémité postérieure. **a.n :** anneau nerveux ; **m :** mucron ; **b :** bouche ; **L :** lèvre ; **oe :** oesophage ; **ci :** caecum intestinal ; **v :** ventricule ; **a.v :** appendice ventriculaire ; **in :** intestins ; **ep :** épine ; **a :** anus ; **q :** queue.

- **Acanthocéphales**

Un seul spécimen d'Acanthocéphale (Rhadinorhynchidae Lühe, 1912) a été identifié. (Fig.09).

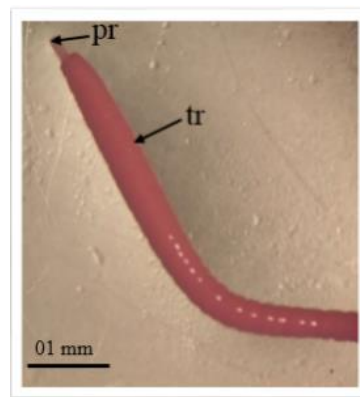


Figure 09 : Photo du spécimen d'Acanthocéphale observé sous loupe binoculaire (G : 4x10). **Pr :** proboscis, **tr :** tronc.

III.1.2 Les parasites protozoaires (Microsporidie)

Une seule espèce de Microsporidie a été récoltée.

- *Glugea* n. sp.

Famille : Glugeidae Thélohan, 1892.

Genre : *Glugea* Thélohan, 1891.

Description

Glugea n. sp. a été collectée dans la cavité péritonéale de *Sardinella aurita* pêchée dans le golfe de Bejaia. L'observation au microscope optique de frottis frais a montré l'abondance de spores matures, ovoïdes à ellipsoïdes (Fig. 10 A, B, C) mesurant $6,10 \pm 0,38 \mu\text{m}$ de longueur et $3,54 \pm 0,43 \mu\text{m}$ de largeur ($n = 20$). Les frottis colorés à l'hématoxyline-éosine (H&E) (Fig. 10 D) et au Giemsa (Fig. 10 E) montrent des spores contenant une grande vacuole postérieure qui occupe un grand volume de la spore. Absence d'altération sur le site de fixation.

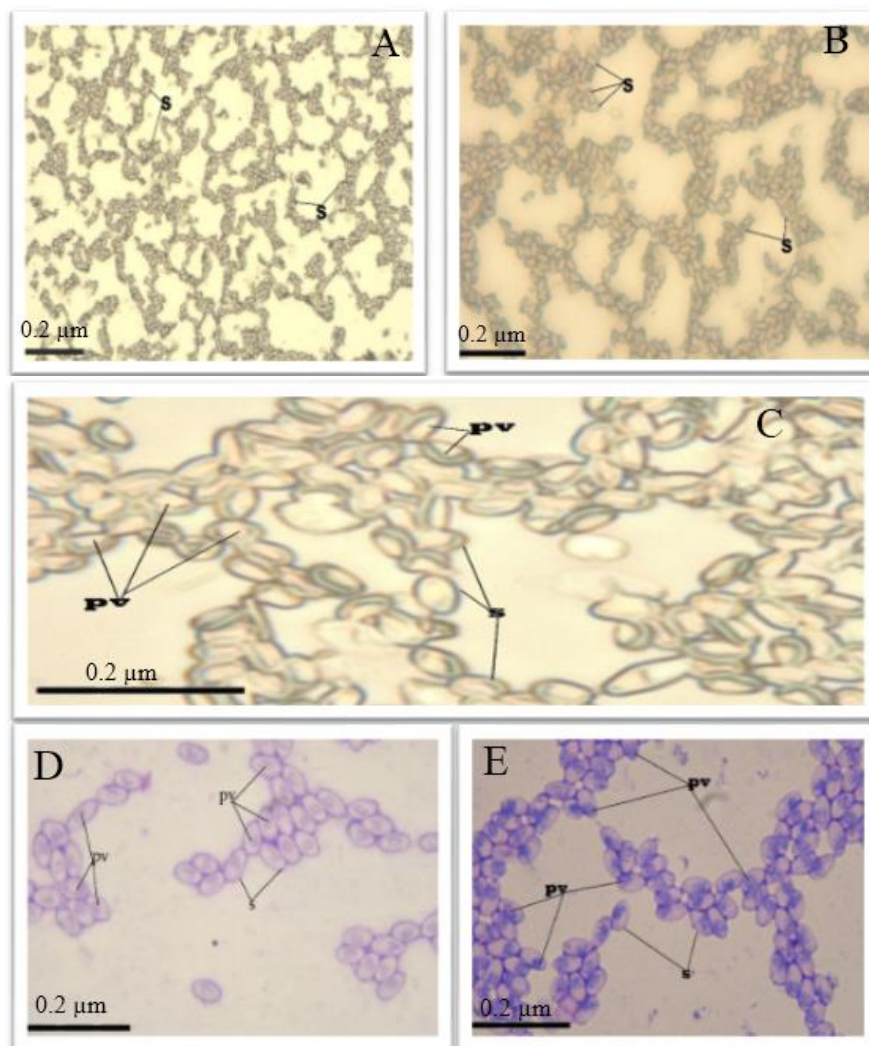


Figure 10 : Photos de l'espèce *Glugea* n. sp. observée. **A, B, C :** Observation au microscope optique de frottis frais. **D :** Observation frottis coloris d'hématoxyline-éosine (H&E). **E :** Observation au microscope optique de frottis coloris au Giemsa. **A, B et C :** un grand nombre de spores dans un frottis frais (10x20, 10x40, 10x100) ; **D :** un grand nombre de spores dans les frottis colorés à l'hématoxyline-éosine (10x100) ; **E :** un grand nombre de spores dans les frottis colorés au Giemsa (x 100). **S :** spores, **PV :** vacuole postérieure.

- **Caractérisation par microscope électronique à transmission de *Glugea n. sp.***

Afin de pouvoir identifier avec précision cette espèce de parasite protozoaire, nous avons analysé en détail l'ultrastructure de la cellule de ce microsporidie (famille : Glugeidae Thélohan, 1892, genre : *Glugea* Thélohan, 1891).

Nos résultats sur les caractéristiques de l'ultrastructure ont montré que les spores matures étaient ovoïdes à ellipsoïdes (Fig. 15), entourées d'une double paroi : une paroi externe mince, dense et rugueuse (exospore) mesurant $31,74 \pm 8,56$ nm et une paroi interne épaisse, lueide et claire (endospore) mesurant $98,68 \pm 10,65$ nm (Fig. 11). Une vacuole proéminente et claire occupant un grand volume du pôle postérieur a été observée. Le noyau était situé au centre de la spore entre la vacuole et le polaroplaste avec sa structure lamellaire. Le disque d'ancrage a été trouvé à l'extrémité antérieure de la spore se rattachant au tube polaire. Le filament polaire est isofilaire avec 16 spires organisées en une seule rangée. Les spires ont un diamètre de $94,04 \pm 5,14$ nm et présentent une structure multicouche (Fig. 11).

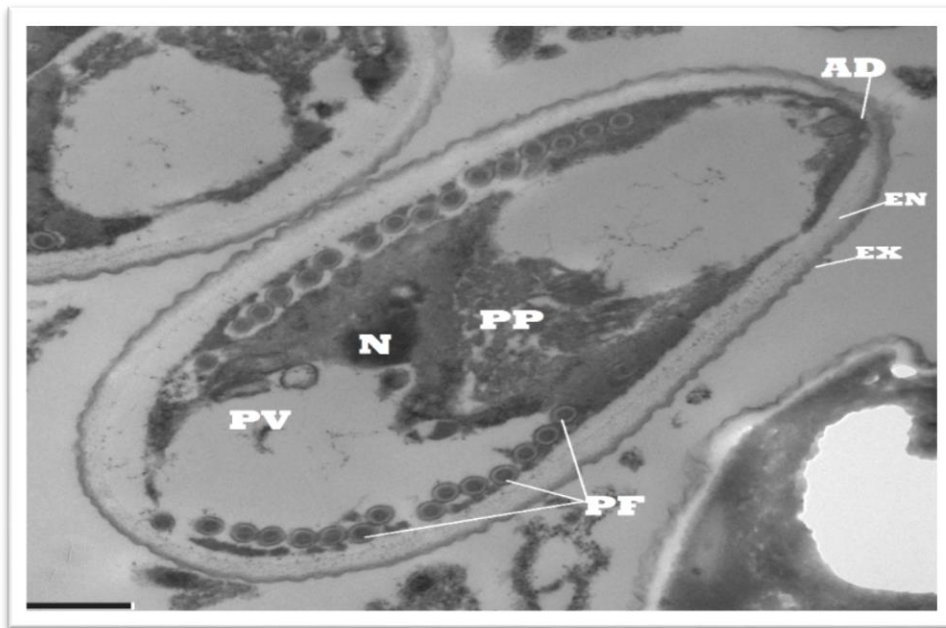


Figure 11 : Ultrastructure de *Glugea n. sp.* récoltée chez *Sardinella aurita*. Coupe longitudinale d'une spore mature montrant : le disque d'ancrage (**AD**) avec spore activée, le filament polaire (**PF**) avec 16 spires, un seul noyau (**N**) ; le polaroplaste (**PP**) ; la vacuole postérieure (**PV**) ; l'exospore (**Ex**) ; l'endospore (**En**) ; l'exospore (**Ex**) ; l'endospore (**En**) et le filament polaire (**PF**).

III. 2 Identification moléculaire et analyse phylogénétique des espèces de parasites ciblées

III.2.1 Analyse moléculaire et phylogénétique des Microsporidies

- *Analyse moléculaire de Glugea n. sp.*

La séquence d'ADNr SSU de 1 074 pb de long résultant du clonage du produit de la PCR n'avait pas de correspondance identique dans la base de données des nucléotides nr du NCBI mais présentait une grande similarité avec d'autres microsporidiens parasitant les poissons et a révélé le score d'identité le plus élevé avec *Glugea plecoglossi* (KY882286. 1) à 99,81 %, suivi par *Glugea atherinae* (U15987.1) à 99,72 %, *Glugea gasterostei* (KM977990.1) à 99,63 %, *Glugea hertwigi* (GQ203287.1) à 99,35 % et *Glugea anomala* (AF044391.1) à 99,07 %. Notre analyse phylogénétique suggère fortement que *Glugea n. sp.* appartienne au genre *Glugea* Thélohan, 1892. Ces séquences et d'autres séquences SSU ont été collectées à partir de la GenBank et utilisées pour construire un alignement de 22 séquences avec *Brachiola algerae* en tant que groupe externe (Tab. 02).

Tableau 02 : Numéro d'accèsion GenBank, hôte, et localité de SSU rDNA séquences des espèces microsporidiennes utilisées pour alignement multiple et pour la construction de l'arbre phylogénétique. **GNA :** GenBank uméro d'Accession.

GAN	Espèce Microsporidienne	Hôte	Localité
MT680621	<i>Glugea n. sp.</i>	<i>Sardinella aurita</i>	Algeria (présente étude).
KY882286.1	<i>Glugea plecoglossi</i>	<i>Sardina pilchardus</i>	Atlantic
KM977990.1	<i>Glugea gasterostei</i>	<i>Gasterosteus aculeatus</i>	Russia: Saint-Petersburg
U15987.1	<i>Glugea atherinae</i>	<i>Atherina presbyter</i>	USA: Atlanta
GQ203287.1	<i>Glugea hertwigi</i>	<i>Osmerus mordax</i>	Canada
AF044391.1	<i>Glugea anomala</i>	<i>Gasterosteus aculeatus</i>	Norway
KU885382.1	<i>Glugea sp. CCGI</i>	<i>Cottus cognatus (slimy sculpin)</i>	USA: New Hampshire
KU577431.1	<i>Glugea sardinellensis</i>	<i>Sardinella aurita</i>	Tunisia
AB923879.1	<i>Glugea anomala</i>	<i>Fish</i>	India
KU363832.1	<i>Glugea serranus</i>	<i>Serranus atricauda</i>	Portugal: Madeira Archipelago
KT005391.1	<i>Glugea arabica</i>	<i>Epinephelus polyphkadion</i>	Saudi Arabia
KP262018.1	<i>Glugea jazanensis</i>	<i>Lutjanus bohar (red snapper)</i>	Saudi Arabia: Jizan
KJ802012.1	<i>Glugea nagelia</i>	<i>Cephalopholis hemistiktos</i>	Red sea
AY090038.1	<i>Glugea epinephelusis</i>	<i>Epinephelus awoara</i>	China
AB623035	<i>Glugea plecoglossi</i>	<i>Plecoglossus altivelis</i>	Japan: Shiga

KF830721.1	<i>Pleistophora</i> sp.	<i>Alepes djedaba</i>	Saudi Arabia
AJ252958.1	<i>Pleistophora</i> sp.	<i>Penaeus aztecus</i>	USA
AF044390.1	<i>Pleistophora</i> sp. 3	<i>Taurulus bubalis</i>	/
AY140647.1	<i>Microsporidian</i> sp. STF	<i>Salmo trutta fario</i>	/
AJ252951.1	<i>Loma acerinae</i>	<i>Gymnocephalus cernuus</i>	Finland
AF356224.1	<i>Loma acerinae</i>	<i>Gymnocephalus cernuus</i>	/
AY230191	<i>Brachiola algerae</i>	<i>Homo sapiens</i>	/

- **Analyse phylogénétique de *Glugea* n. sp.**

L'arbre du maximum de vraisemblance confirme le regroupement de la nouvelle séquence au genre *Glugea* Thélohan, 1892 avec une valeur bootstrap de 98% (Fig. 12).

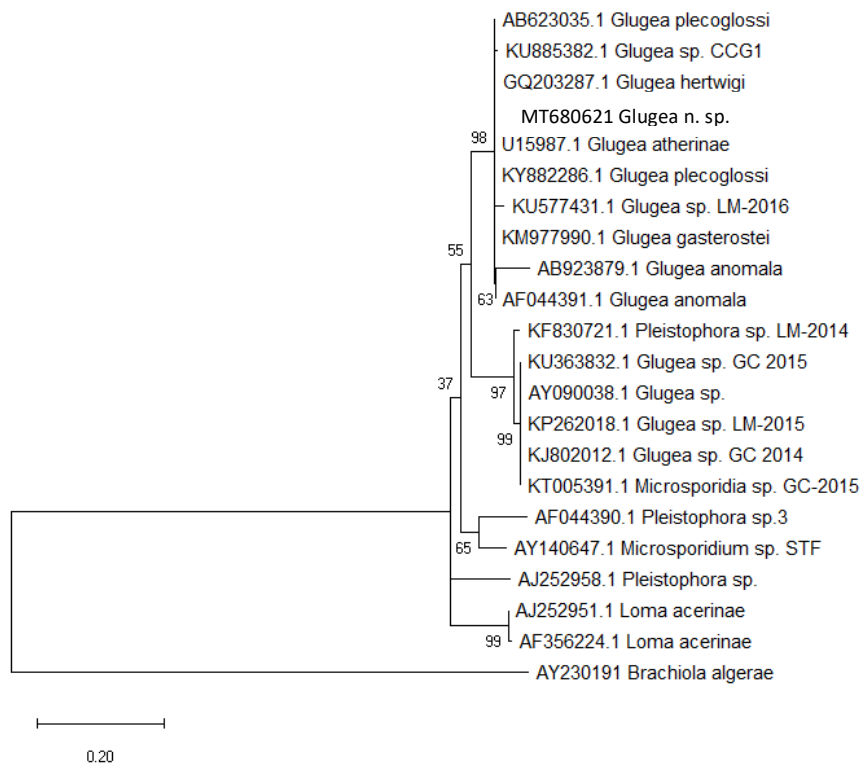


Figure 12 : L'arbre phylogénétique de *Glugea* n. sp., ML avec la plus grande probabilité de logarithme (-5048,68) est montré. Le support Bootstrap est indiqué à côté des branches.

La comparaison par paires entre les séquences d'ADNr SSU de *Glugea* n. sp. et d'autres séquences du genre *Glugea* a montré une forte similitude avec *G. plecoglossi* (KY882286), *G. atherinae* (U15987) à 99,7 %, *G. gasterostei* (KM977990) à 99,6 %, *G. hertwigi* (GQ203287) à 99,2 %. Le pourcentage de similarité avec d'autres espèces, notamment le microsporidien signalé sur la côte tunisienne sur *Sardinella aurita* (sur le même hôte et deux régions voisines) était plus faible (98,7 %, Tab.03).

Tableau 03 : Analyse par paires de séquences d'ADNr SSU : pourcentage de similarité basé sur le modèle de kimura à 2 paramètres entre *Glugea* sp. et les autres *Glugea* spp. indiquées en gras

Glugea species	Accession numbers	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
1 G. n. sp	MT680621	–													
2 G. atherinae	U15987	0,997													
3 G. plecoglossi	KY882286	0,997	0,996												
4 G. gasterostei	KM977990	0,996	0,995	0,995											
5 G. hertwigi	GQ203287	0,992	0,991	0,994	0,99										
6 G. anomala	AB923879	0,937	0,936	0,939	0,937	0,935									
7 G. anomala	AF044391	0,989	0,988	0,991	0,989	0,987	0,947								
8 G. plecoglossi	AB623035	0,989	0,988	0,989	0,987	0,986	0,931	0,983							
9 G. epinephelusis	AY090038	0,905	0,904	0,904	0,903	0,902	0,85	0,897	0,9						
10 G. nagelia	KJ802012	0,905	0,904	0,904	0,903	0,902	0,85	0,897	0,9	0,996					
11 G. jazanensis	KP262018	0,906	0,905	0,905	0,904	0,903	0,851	0,897	0,901	0,993	0,995				
12 G. serranus	KU363832	0,906	0,905	0,907	0,904	0,905	0,854	0,899	0,901	0,994	0,996	0,993			
13 G. sardinellensis	KU577431	0,974	0,974	0,973	0,973	0,969	0,916	0,966	0,966	0,885	0,885	0,886	0,886		
14 <i>Glugea</i> sp. CCG1	KU885382	0,987	0,986	0,989	0,986	0,986	0,931	0,983	0,983	0,899	0,899	0,9	0,902	0,968	–

III.2.2 Analyse moléculaire et phylogénétique des nématodes

- **Analyse Moléculaire d'*Hysterothylacium reliquens***

Quinze échantillons ont été réservés aux études génétiques, mais seules treize séquences adaptées à l'analyse ont été obtenues. Nous avons choisi une séquence et l'avons déposée sur GenBank sous le numéro d'accès (MZ320999). Toutes les séquences de *H. reliquens* obtenues ici ont une longueur comprise entre 00 et 00 pb. Selon la recherche BLASTn, la séquence d'ADNr de la requête 28S partageait plus de 98,11% d'identité avec les isolats de *H. reliquens* d'Irak (KX815307, KX815306, KX815305, KX815304, KX815303, KX815302, KX815301, KX815300) et à d'autres séquences de diverses origines géographiques, ont été collectées auprès de GenBank et utilisées pour construire un alignement de 14 séquences avec *Raphidascaris acus* (KT633862) comme abrégé (Tab. 04).

Tableau 04 : numéro d'accèsion GenBank, hôte et localité des séquences de la région 28S d'*Hysterothylacium reliquens* des différentes aires géographiques utilisées pour alignement multiple et pour construction de l'arbre phylogénétique. **GBan**=GenBank accession number.

GBan	Organisme	Hôte	Localité	References
MZ320999	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Mullus barbatus</i>	Algeria	Presente etude
MK558800	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Syacium papillosum</i>	Mexico	Vidal-Martínez <i>et al.</i> , 2019.
KU527061	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Rhomboplites aurorubens</i>	USA	Claxton <i>et al.</i> , 2017.
MF094283	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	China	Li <i>et al.</i> , 2018
KX815307	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
KX815306	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
KX815305	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
KX815304	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
KX815303	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
KX815302	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
KX815301	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
KX815300	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Brachirus orientalis</i>	Iraq	Zhao <i>et al.</i> , 2017.
U94762	<i>Hysterothylacium reliquens</i>	<i>Micropogonias undulatus</i>	USA	Nadler and Hudspeth, 1998.
KT633862	<i>Raphidascaris acus</i>	<i>Anguilla anguilla</i>	Turkey	Simsek <i>et al.</i> , 2016.

- **Analyse Phylogénétique d'*Hysterothylacium reliquens***

L'arbre phylogénétique a montré un fort support statistique pour la branche *H. reliquens* avec une valeur bootstrap de 82% avec *H. reliquens* du Mexique (MK558800) (Fig. 13).

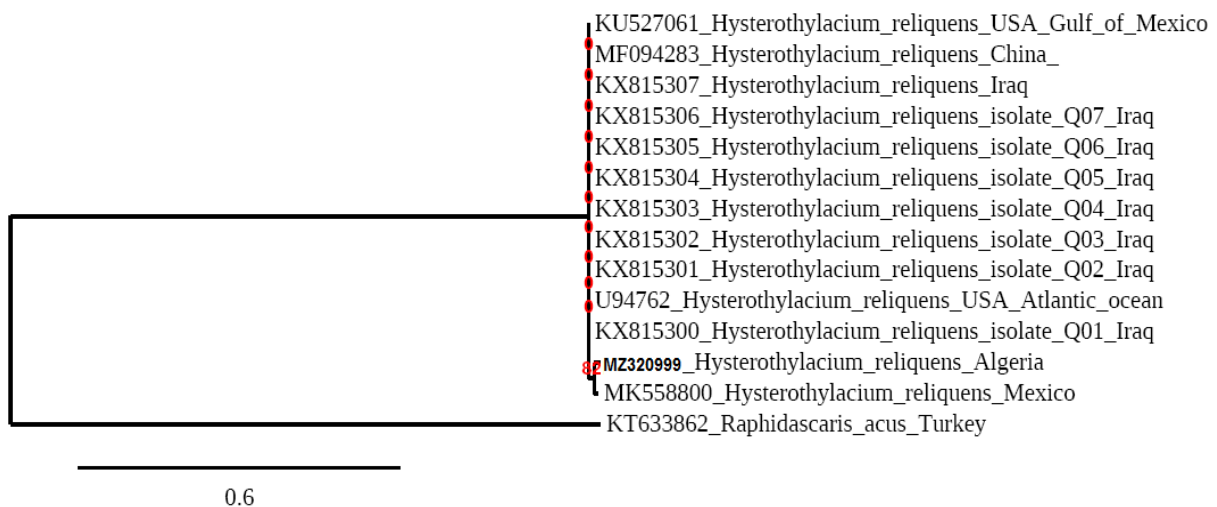


Figure 13 : Relations phylogénétiques entre les spécimens d'*Hysterothylacium reliquens* de la côte algérienne et les spécimens récoltés dans différentes localités du monde.

III.3 Les pathologies observées chez certaines espèces hôtes examinées

Nos recherches sur les pathologies d'origine parasitaire chez les poissons examinés du littoral est Algérien ont révélé diverses pathologies et anomalies.

III.31 infections parasitaires

Nos résultats montrent que les infections parasitaires ne sont pas sans impact négatif sur les différents parties et organes du corps des poissons.

- **Infection parasitaire des branchies**

Nous avons observé des infections parasitaires des branchies par trois groupes de parasites, les Crustacés, les Monogènes et les Nématodes :

Des spécimens de parasites Crustacés ont été retrouvées attachées aux arcs brachiaux de *Xiphias gladius* et de *Boops boops*, il s'agit du copépode parasite, *Naobranchia cygniformis* (Fig. 14 A, B).

L'infection des branchies par les parasites copépodes cause l'érosion, de tels processus d'érosion entraîne souvent une hyperplasie sensible de l'épithélium qui, lorsque l'infection se prolonge, peut s'étendre sur de grandes surfaces des branchies, provoquant la fusion et l'encastrement des lamelles, avec pour conséquence une diminution de la fonction respiratoire des branchies.

Deux espèces de Monogènes ectoparasites ont été récoltées, il s'agit de *Tristoma coccineum* Cuvier, 1817 et de *Tristoma integrum* Diesing, 1850, visibles à l'œil nu ont été récoltées sur les branchies de *Xiphias gladius* (Fig. 14C, D).

L'infection des branchies par le Monogène, stimule une hyperplasie étendue de l'épithélium branchial autour du point d'attache du parasite. Ces changements cellulaires affectent la fonction respiratoire branchiale et cause directement la mort du poisson.

Un seul spécimen de nématode a été retrouvé parasitant les branchies de *Xiphias gladius*. Malheureusement son identification n'était pas possible vu le nombre limité de spécimens récoltés (Fig. 14 D).

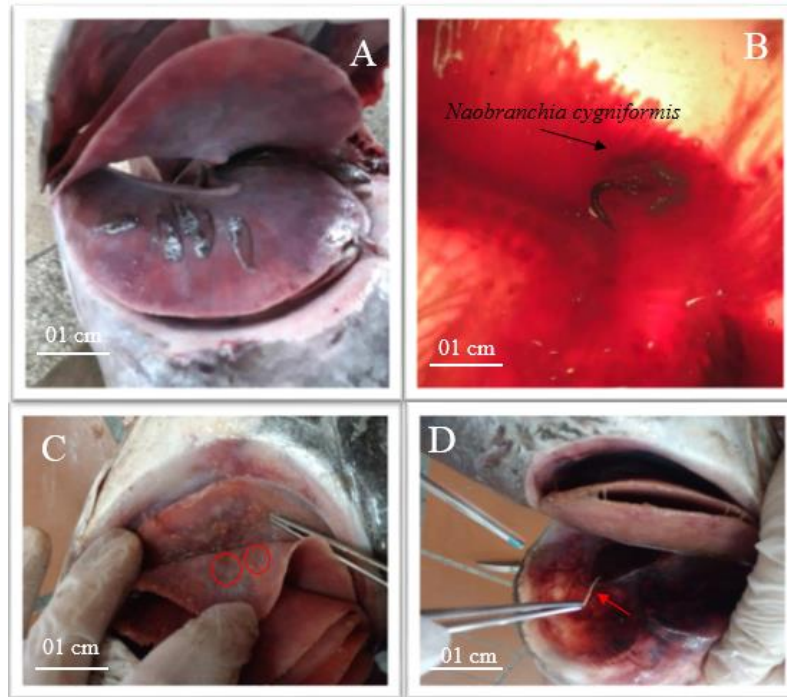


Figure 14 : Photos montrant l'infection parasitaire des branchies. **A, C, D :** l'infection des branchies de *Xiphias gladius* par les copépodes, les monogènes (voir les cercles rouges) et par les nématodes (voir la flèche rouge). **B :** l'infection des branchies de *Boops boops* par les copépodes.

▪ Infection parasitaire de la peau

Nos résultats montrent clairement que ce sont les parasites Crustacés qui infectent la peau des poissons examinés.

Deux espèces de la famille des Pennellidae Burmeister, 1835 ont été récoltées, il s'agit de *Peroderma cylindricum* (Heller, 1865) retrouvées enfoncée dans la peau de *Sardina pilchardus* et de *Pennella instructa* (Wilson, 1917) pénétrant la peau de *Xiphias gladius* (Fig. 15 A, B). De nombreux dommages tels que des effets mécaniques, des altérations, des lésions et des nécroses ont été observés. L'inflammation et la formation de kystes fibreux ont été la principale réponse de l'infection.





Figure 15 : Photos montrant l'infection de la peau de *Sardina pilchardus* (A) et de *Xiphias gladius* (B) par les crustacés *Peroderma cylindricum* et *Pennella instructa*.

▪ **Infection parasitaire des nageoires**

Une infection parasitaire des nageoires, par un groupe de parasites, les crustacés ont été observés durant nos prospections.

Deux familles de crustacés, les Pennellidae Burmeister, 1835, il s'agit de *Peniculus minuticaudae* Shiino, 1956 et *Pennella instructa* (Wilson, 1917) et les Argulidae Leach, 1819 *Argulus vittatus* (Rafinesque-Schmaltz, 1814), retrouvées sur les nageoires de *Xiphias gladius*, *Mullus barbatus barbatus* et *Boops boops* (Fig. 16 A, B, C).

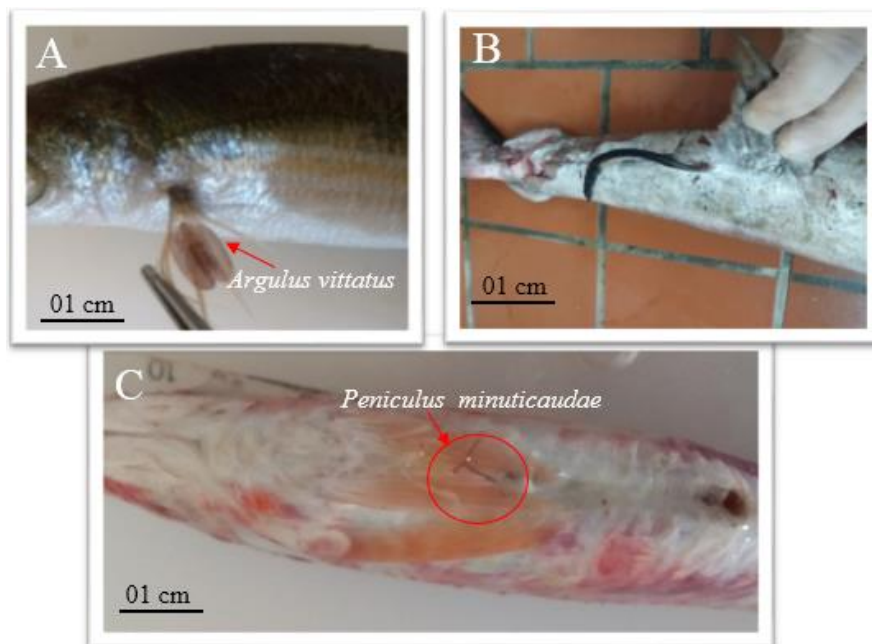


Figure 16 : Photos montrant l'infection parasitaire des nageoires. **A :** infection de *Boops boops*, **B :** infection de *Xiphias gladius* et **C :** *Mullus barbatus barbatus* par les crustacés. *Peniculus minuticaudae*, *Pennella instructa* et *Argulus vittatus*.

- ***Infection de la cavité abdominale***

Diverses espèces de parasites appartiennent aux groupes des Digènes, Cestodes et Nématodes ont été retrouvées dans la cavité abdominale et les intestins des poissons examinés.

Des Nématodes appartiennent à la famille des Anisakidae ont été retrouvés dans les intestins des poissons examinés (Fig. 17 A, B).

Plusieurs nématodes ont été retrouvés enkysté et libre sur les gonades de *Trachurus trachurus* et de *Boops boops* (Fig. 17 D).

Un crustacé a été retrouvé fixé sur le foie de *Mullus barbatus barbatus*, (Fig. 17 C).

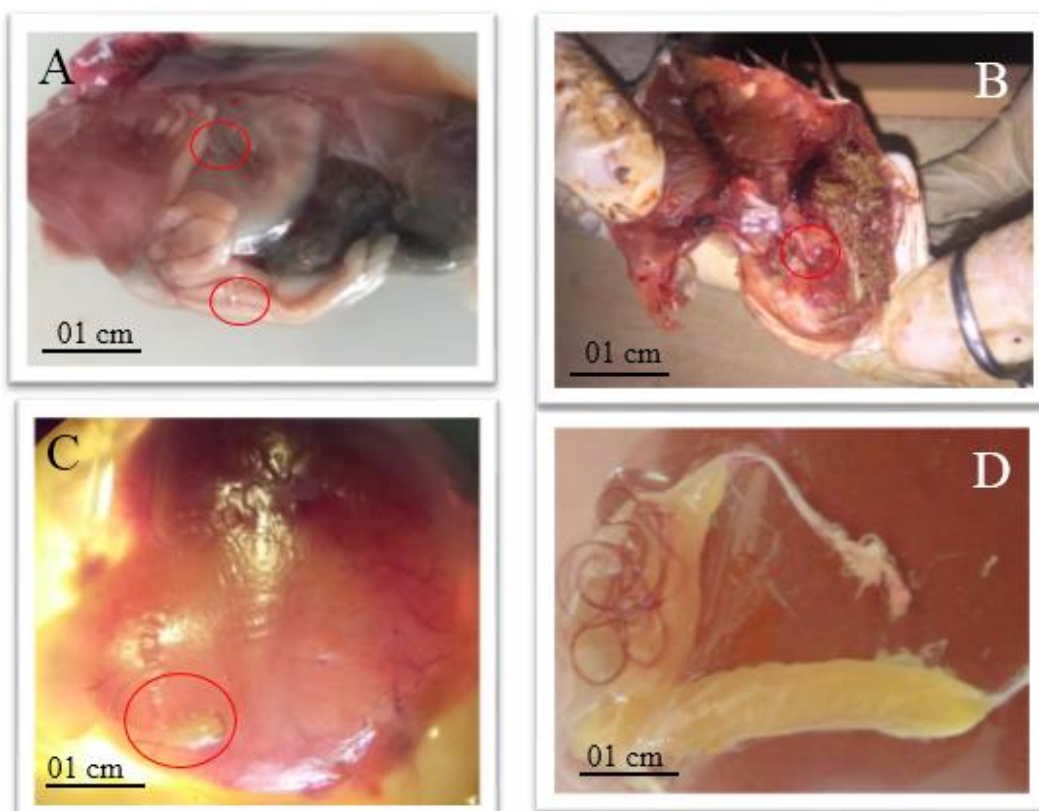


Figure 17 : Photos montrant l'infection parasitaire de la cavité abdominale. **A, B :** infection des intestins des poissons par les nématodes, **C :** l'infection du foie de *Mullus barbatus* par un crustacé, **D :** l'infection des gonades de *Trachurus trachurus* par des nématodes.

- ***Infection musculaire et viscérales***

Des xenomes (kystes) ont été retrouvés dans la cavité abdominale et les viscères de *Sardinella aurita* (Fig. 18 A, B).

Des formes kystiques parasitaires ont été observées dans la musculature de *Xiphias gladius*. Ces kystes se sont formés comme réaction à l'infection de copéptide *Pennella instructa* (Fig. 18 C).

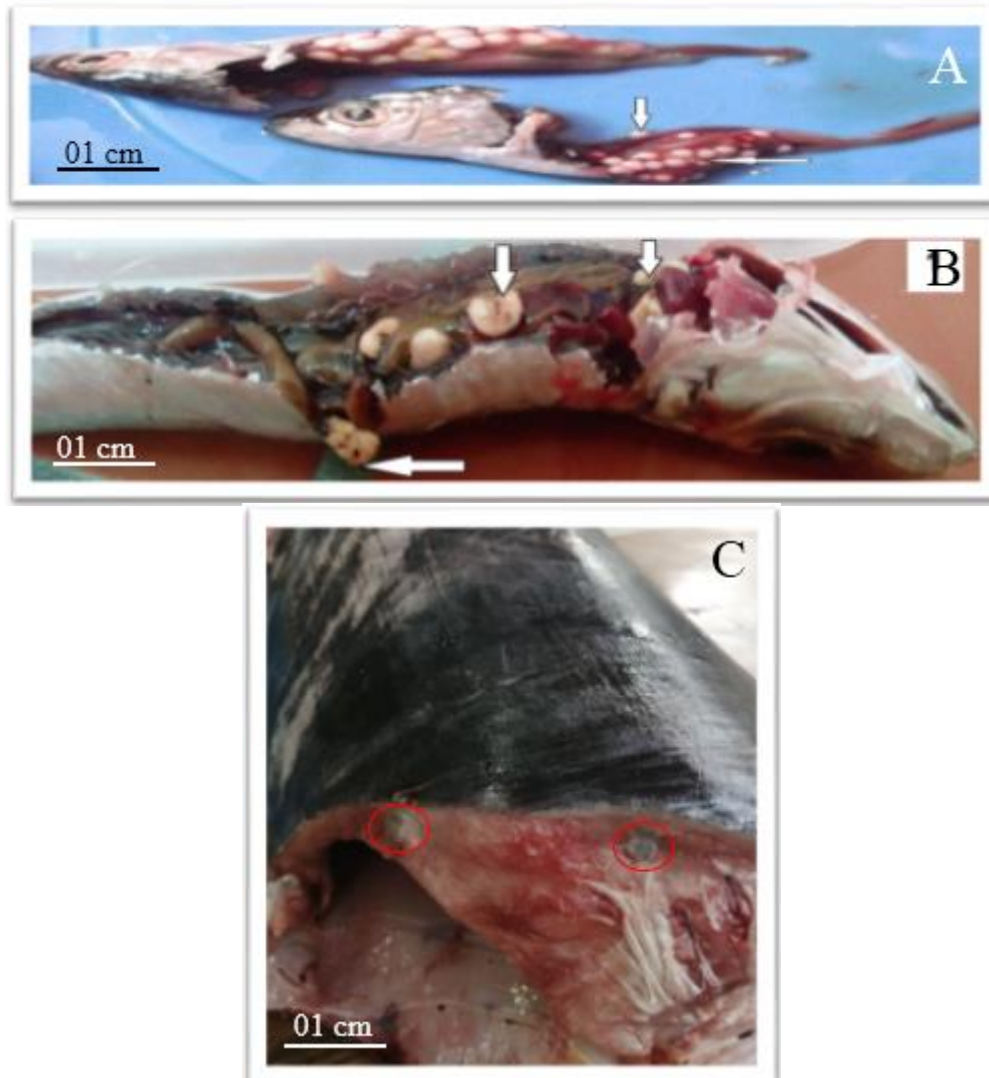


Figure 18 : Photos montrant l'infection musculaire et viscérale. **A, B** : infection des viscères de *Sardinella aurita* par les microsporidies, **C** : l'infection de la musculature de *Xiphias gladius*.

III.3.2 Effets pathogènes des parasites récoltés

Les parasites peuvent nuire à la santé des poissons, et le degré de dommage est en relation avec la charge parasitaire (intensité d'infection). Le dommage causé peut être aigu ou chronique (effet sur place ou à long terme).

Les infections chroniques fragilisent le poisson et le rend plus vulnérable aux conditions environnementales hostiles et plus sensibles aux attaques des pathogènes secondaires tels que les bactéries et les virus.

Le tableau suivant (Tab.05) résume les effets pathologiques des taxons de parasites récoltés sur les différentes espèces de poissons examinés durant cette étude.

Tableau 05 : la pathogénicité des parasites récoltés sur les poissons examinés.

Organe infecté	Agent pathogène (taxons de parasites)	Pathologies causées à l'hôte
Branchies (<i>Xiphias gladius</i> , <i>Boops boops</i>)	Monogènes (Capsalidae)	Une hypersécrétion de mucus et des changements dans le tissu branchial.
	Crustacés (Lernaeopodidae)	Dégradation des filaments branchiaux.
	Nématodes (Anisakidae)	Non observé.
Peau (<i>Xiphias gladius</i> , <i>Sardina pilchardus</i>)	Crustacés (Pennellidae)	La zone de la pénétration du parasite est marquée par une dépression circulaire rouge, tandis que la zone périphérique devient hémorragique et enflammée. Ces plaies ouvertes peuvent ensuite être contaminées par des virus, des bactéries et des champignons
Nageoires (<i>Boops boops</i> , <i>Xiphias gladius</i> , <i>Mullus barbatus</i>)	Crustacés (Pennellidae, Argulidae, Cymothoidae)	Erosion et pourriture des nageoires au point de fixation de parasite.
Intestins Toutes les espèces de poissons examinés	Digènes (Hemiuridae, Opecoelidae, Lepocreadiidae)	Non observé
	Cestodes (Térarphynchidea)	Non observé
	Acanthocéphales (Rhadinorhynchidae)	Non observé
	Nématodes (Anisakidae)	Cause des lésions dans le derme.
Foie <i>Mullus barbatus</i>	Crustacés (Cymothoidae)	Non observé
Gonades (<i>Trachurus trachurus</i>)	Nématodes (Anisakidae)	La déformation des gonades.
Muscles et viscères (<i>Sardinella aurita</i> , <i>Xiphias gladius</i>).	Microsporidies (Glugeidae)	Atrophie du tissu
	Crustacés (Pennellidae)	Détérioration du tissu musculaire et réaction inflammatoire.

Les organes les plus infectés sont les branchies et la peau. Les Crustacés (Pennellidae) ont causé des effets visibles dans la peau de son hôte sous forme des zones hémorragiques et enflammées et au niveau des branchies sous forme de dégradation des filaments branchiaux.

▪ **Mise en évidence des pathologies liées aux parasites par la technique d'histologie**

Afin de mettre en évidence l'impact de certains parasites sur le tissu de poisson hôte, une étude histologique a été faite sur deux parasites, le microsporidien *Glugea* n. sp. parasitant le muscle et les viscères de *Sardinella aurita* et le copépode *Pennella instructa* parasitant la peau de *Xiphias gladius*.

-Effet pathogène de *Glugea* n. sp. sur le tissu viscéral de *Sardinella aurita*

La coupe histologique des xénomes (les kystes) a montré une couche de tissu conjonctif dense et hautement éosinophile entourant les spores matures (Fig. 19 A, B).

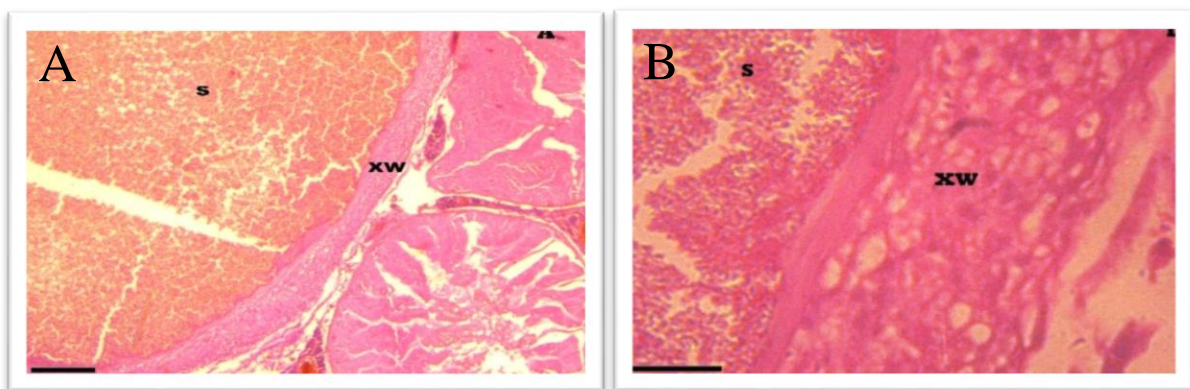


Figure 19 : Coupes histologiques de xénomes colorés en hématoxyline-éosine (H&E). **A, B** : xénomes entourés de parois éosinophiles et de nombreuses spores. Barre d'échelle **A** : 300 μ m, **B** : 100 μ m. **S** : spores, **Xw** : paroi du xénome.

-Effet pathogène de *Pennella instructa* sur le tissu dermique de *Xiphias gladius*

L'examen histologique révèle des sections du parasite entourées de tissu nécrotique (Fig. 20 A, B). L'épiderme de l'hôte est agrandi par la croissance et le mouvement du parasite (Fig. 20 C, D), et tous les composants de la peau ont été endommagés (Fig. 20 E). Dans la zone non infectée du corps de *X. gladius*, tous les composants de la peau étaient intacts (Fig. 20 F).

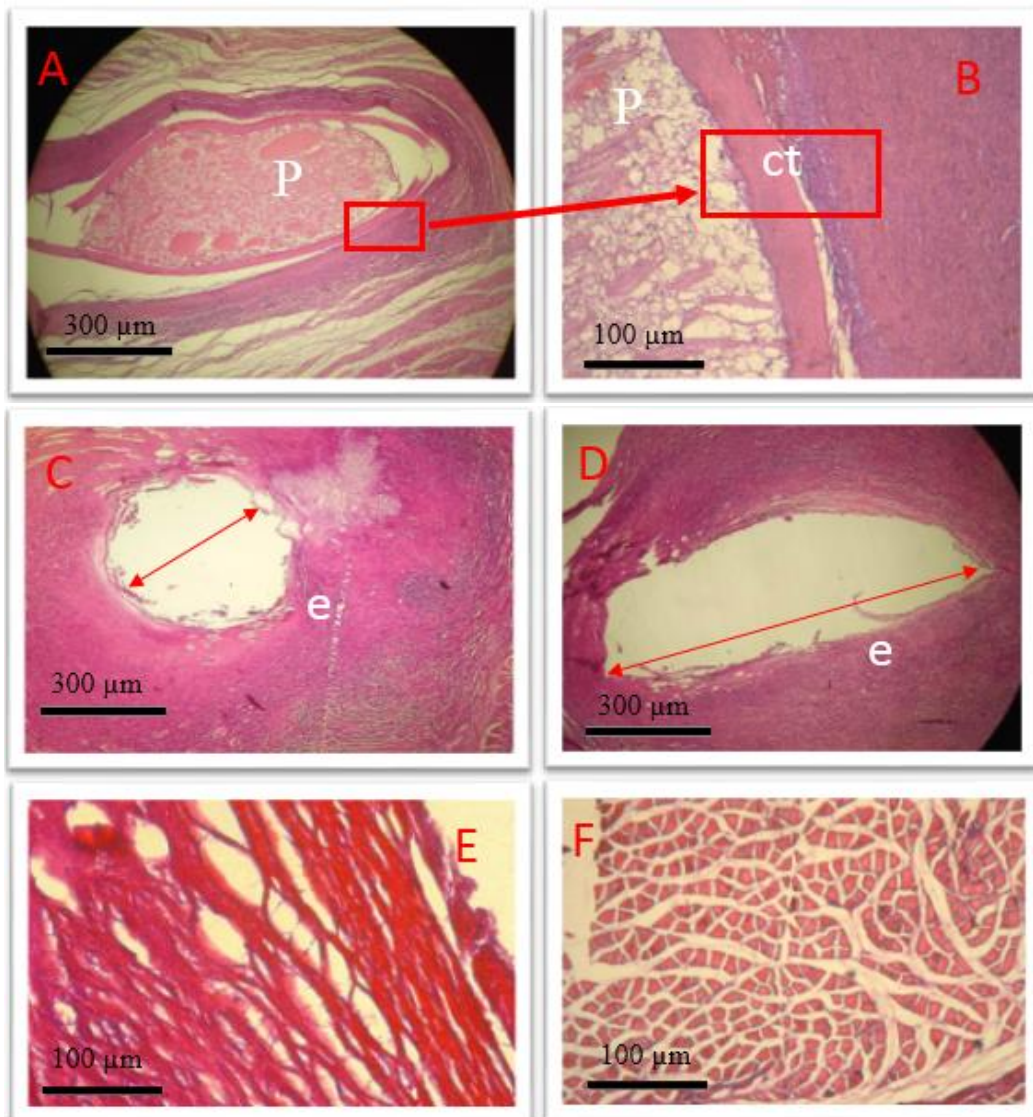


Figure 20 : **A, B** : sections histologiques *P. instructa* (**p**) entourée de tissu conjonctif (ct). **C, D** : la section du processus d'ancrage de *P. instructa* (**p**) après pénétration et destruction de l'épiderme (**e**) a eu lieu au site d'entrée (flèche rouge). **E** : peau endommagée. **F** : peau saine. Barre d'échelle : **A, C, D** : 300 µm, **B, E, F** : 100 µm.

III.3.3 Anomalies rencontrées chez les poissons examinés

Les anomalies rencontrées chez les poissons examinés sont diverses : déformation corporelle, érosion, lésion, hémorragies, altération et perte de la couleur, exophtalmie et opacité.

➤ *Déformation et malformation corporelle*

Les déformations et les malformations corporelles peuvent affecter la colonne vertébrale, les nageoires, les opercules et la tête.

- **Déformation de la colonne vertébrale** : Lors de l'examen du corps de *Boops boops* et *Trachurus trachurus* plusieurs spécimens ont été trouvés avec une déformation de la colonne vertébrale (Fig. 21 A, B, C).
- **Déformation de la nageoire caudale** : Plusieurs spécimens de *Trachinus draco*, de *Pagellus acarne*, et un spécimen de *Cyprinus carpio* ont été touchés par une déformation de la nageoire caudale (Fig. 21 D, E, F, G).
- **Malformation de la nageoire pectorale** : Un spécimen de l'espèce *Pagrus pagrus* a été retrouvé avec une malformation au niveau de la nageoire pectorale, on observe un dédoublement de la nageoire pectorale (Fig. 21 H).
- **Déformation buccale** : Une déformation de la mâchoire inférieure de la cavité buccale a été observée chez un individu de *Mugil cephalus* (Fig. 21 I, J).



Déformation de la colonne vertébrale



Déformation de la nageoire pectorale



Déformation de la nageoire caudale



Déformation buccale

Figure 21 : Photos illustrant la déformation et malformation corporelle observées chez les différentes espèces de poissons examinées.

➤ **Altération et perte de la couleur**

C'est une modification partielle ou totale du patron normal de la pigmentation des tissus.

- **Décoloration partielle** : Un spécimen de l'espèce *Cyprinus carpio* a été retrouvé avec une altération de la couleur, une perte de la couleur partielle (Fig.22 A).

Décoloration totale : Deux individus de *Cyprinus carpio* ont été trouvés avec une perte totale de la couleur (Fig. 22 B, C).

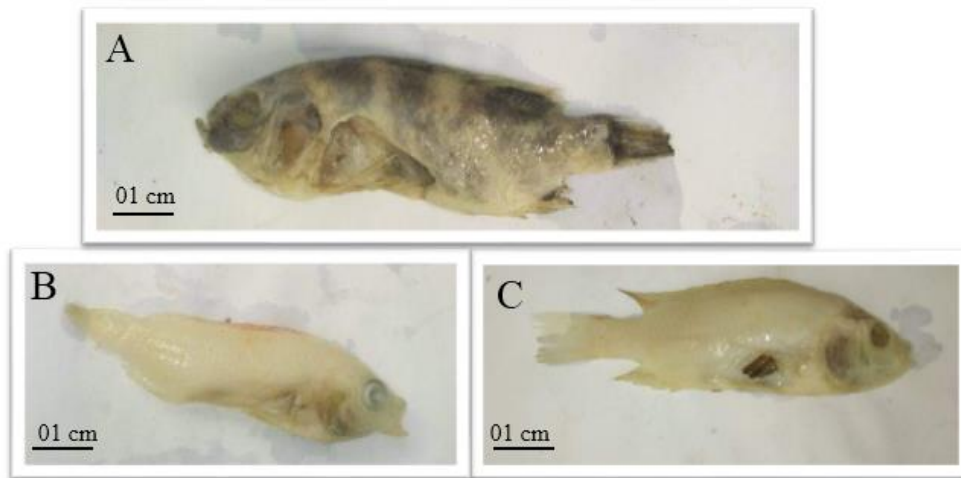
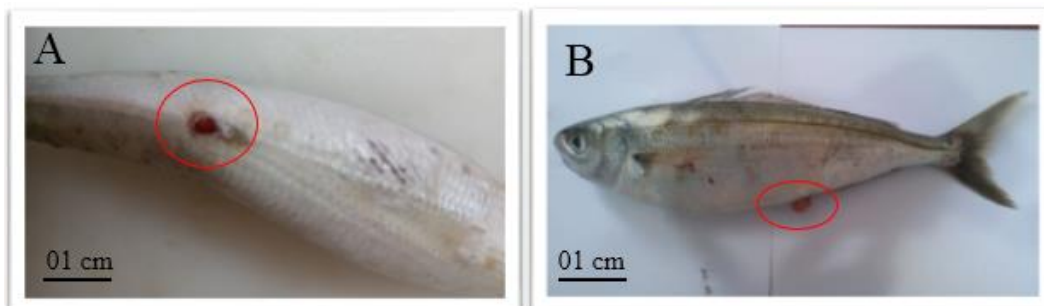


Figure 22 : Photos illustrant la décoloration partielle (A) et totale (B, C) chez *Cyprinus carpio*.

➤ **Hémorragie**

Les hémorragies ont été observées au niveau de plusieurs organes du corps des poissons :

- **Hémorragie de l'anus** : Une inflammation de l'anus avec, éventuellement, hémorragie, comprenant une extériorisation partielle de l'anus (prolapsus anal) a été observée chez un individu de l'espèce *Boops boops* (Fig.23 A, B).
- **Hémorragies des nageoires** : Des cas d'hémorragie des nageoires pectorales ont été observés chez plusieurs spécimens des espèces des poissons examinés (Fig. 23 C).
- **Hémorragie des yeux** : C'est la diffusion du sang à l'intérieur de l'œil. Observation des zones hémorragiques visibles dans ou autour de la chambre antérieure de l'œil. Plusieurs individus de *Boops boops* ont été observés avec des hémorragies oculaires. On a distingué deux types de zones hémorragiques : une hémorragie dans la chambre antérieure de l'œil et une hémorragie sous la cornée (Fig. 23 D, E).



Hémorragie de l'anus

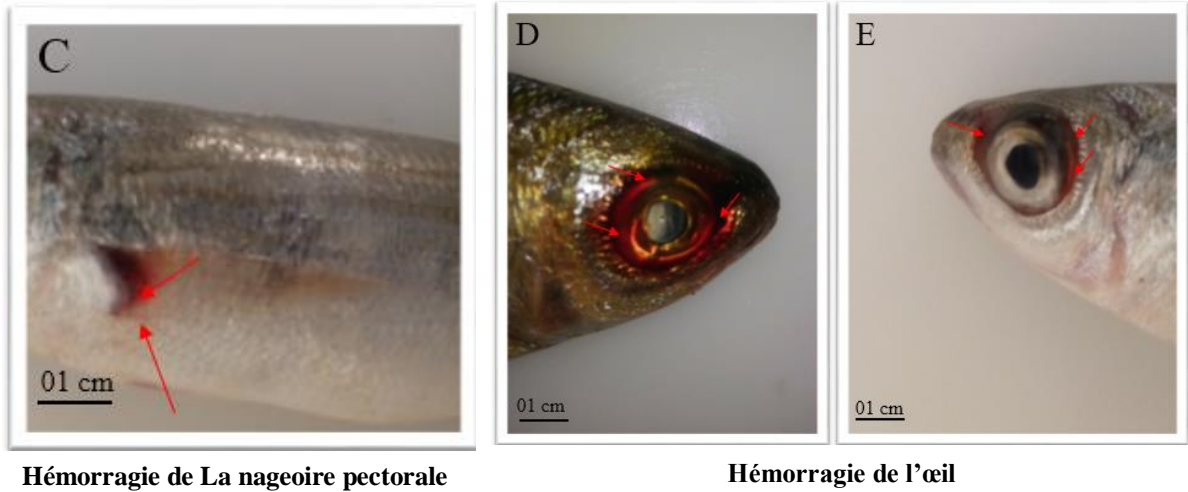
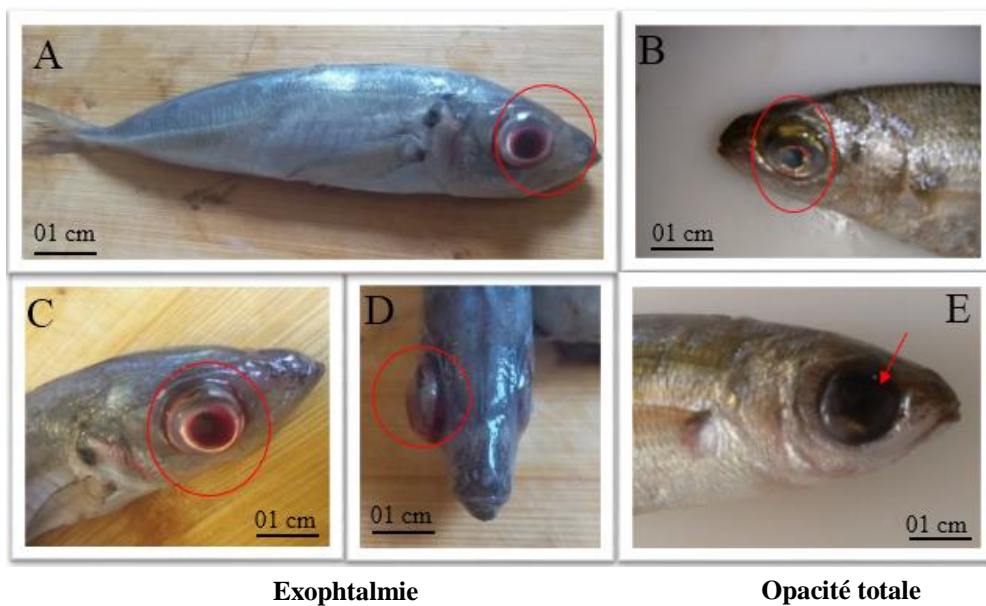


Figure 23 : Photos illustrant des zones hémorragiques observées dans différents organes chez les espèces de poissons examinées.

➤ *Exophtalmie et opacité des yeux :*

Exophtalmie : l'exophtalmie est une protrusion anormale de l'œil hors de son orbite. Elle peut être unilatérale ou bilatérale. Deux individus de *Trachurus trachurus* et un individu de *Boops boops* ont été observés avec exophtalmie unilatérale (Fig. 24 A, B, C, D).

Opacité : une opacité de l'œil a été observée chez trois individus de *Boops boops*. On a observé une opacité totale (Fig. 24 E) chez un seul individu et une opacité partielle (Fig. 24 F) de l'œil chez deux individus.



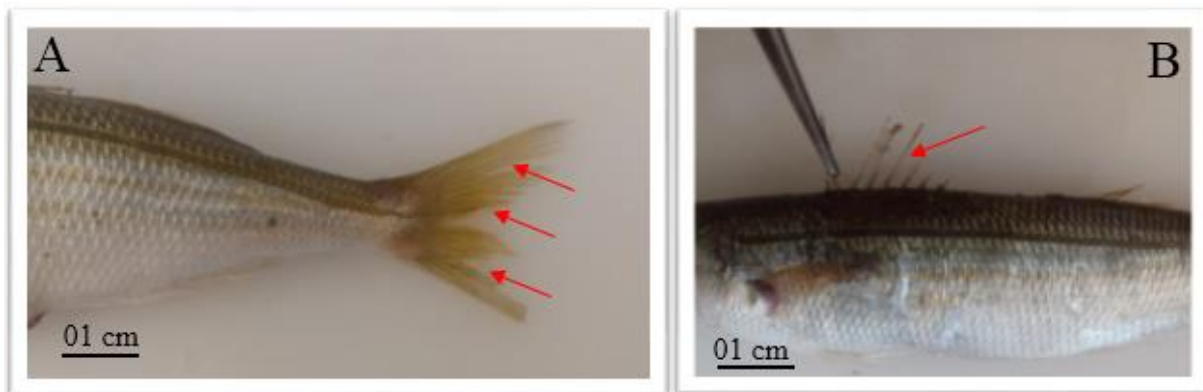


Opacité partielle

Figure 24 : Photos illustrant l'exophtalmie (A, B, C, D) ; l'opacité totale (E), et l'opacité partielle (F) observées chez les espèces de poissons examinées.

➤ *Erosion des nageoires*

L'érosion est une perte de tissus (tel que la peau, les os, les cartilages). L'érosion des nageoires est probablement l'anomalie la plus fréquente chez les poissons. Des cas d'érosion de la nageoire caudale et de la nageoire dorsale ont été observés chez plusieurs individus des poissons examinés (Fig. 25 A, B).



Erosion de la nageoire caudale

Erosion de la nageoire dorsale

Figure 25 : Photos illustrant érosion de la nageoire caudale (A) et l'érosion de la nageoire dorsale (B) chez *Boops boops*.

➤ *Hydropisie*

Se définit comme un symptôme à une maladie qui fait gonfler d'une manière spectaculaire l'abdomen du poisson (ventre gonfler).

Deux individus de *Trachinus draco* ont été observés avec un ventre gonflé (Fig. 26).

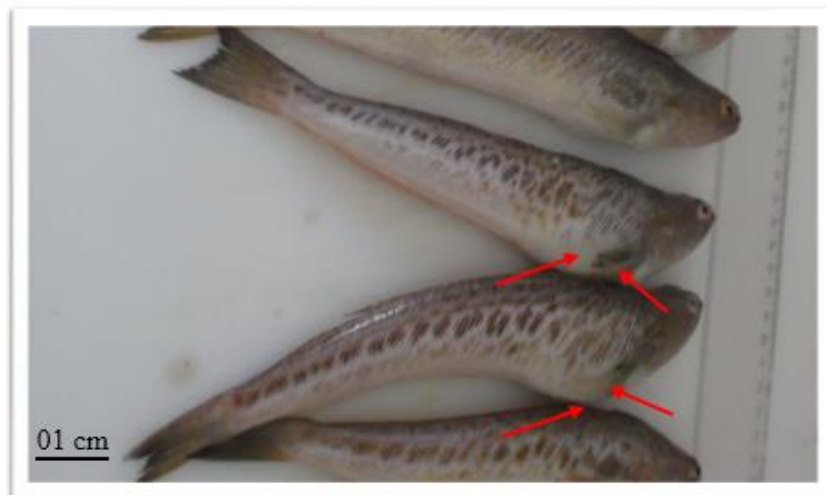


Figure 26 : Photo illustrant l'hydropisie chez *Trachinus draco*.

➤ **Effet du stress environnemental sur les poissons de l'oued Soummam**

Durant notre campagne d'échantillonnage des poissons au niveau de l'oued Soummam, nous avons retrouvé d'importantes quantités de poissons morts sur le rivage ou flottant sur l'eau, après examen des spécimens morts au laboratoire, nous nous sommes rendu compte qu'il s'agirait probablement de plusieurs causes liées à la qualité de l'environnement (de l'oued) : asphyxie, colmatages des branchies (Fig. 27).



Figure 27 : Photos illustrant les poissons morts dans l'oued Soummam.

III.4 Etude des indices parasitologiques

Au cours de notre étude nous avons récolté plusieurs espèces de parasites. Dans cette partie nous allons présenter les taux d'infection des parasites en fonction des espèces hôtes examinés.

III.4.1 Taux d'infection des poissons examinés dans le golfe de Bejaia

Sur 1643 poissons examinés, 867 sont infestés par 3399 espèces de parasites avec une prévalence de 53 % (Fig. 28).

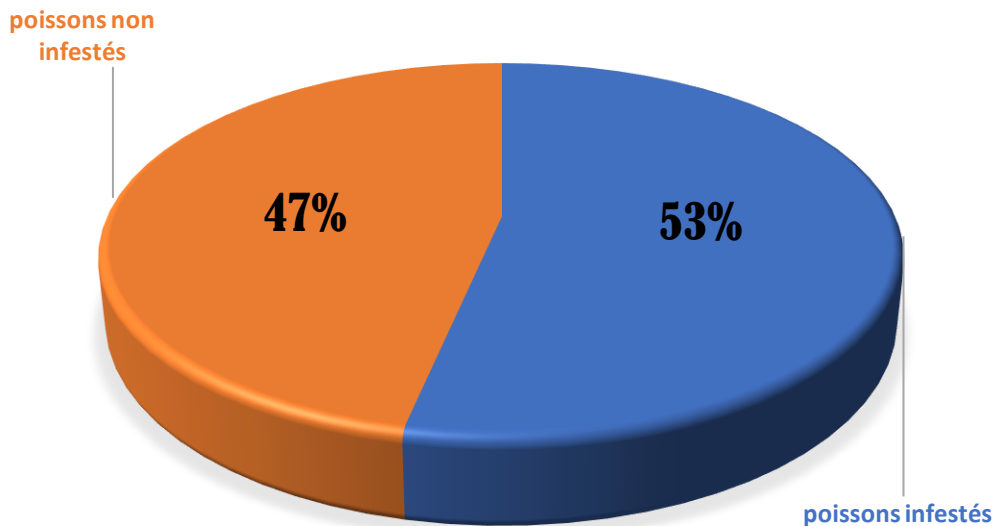


Figure 28 : Taux de poissons infectés dans le golfe de Bejaia.

III.4.2 Taux d'infection par groupe de parasites

L'examen de 15 espèces de poissons pêchées dans le golfe de Bejaia, nous a permis de récolter plus de 3000 individus de parasites appartenant à 07 groupes de parasites. Les Digènes sont majoritaire constituant 33% du total des parasites recensés suivie des Protozoaires avec 28 % et des Nématodes avec 19% (Fig. 29).

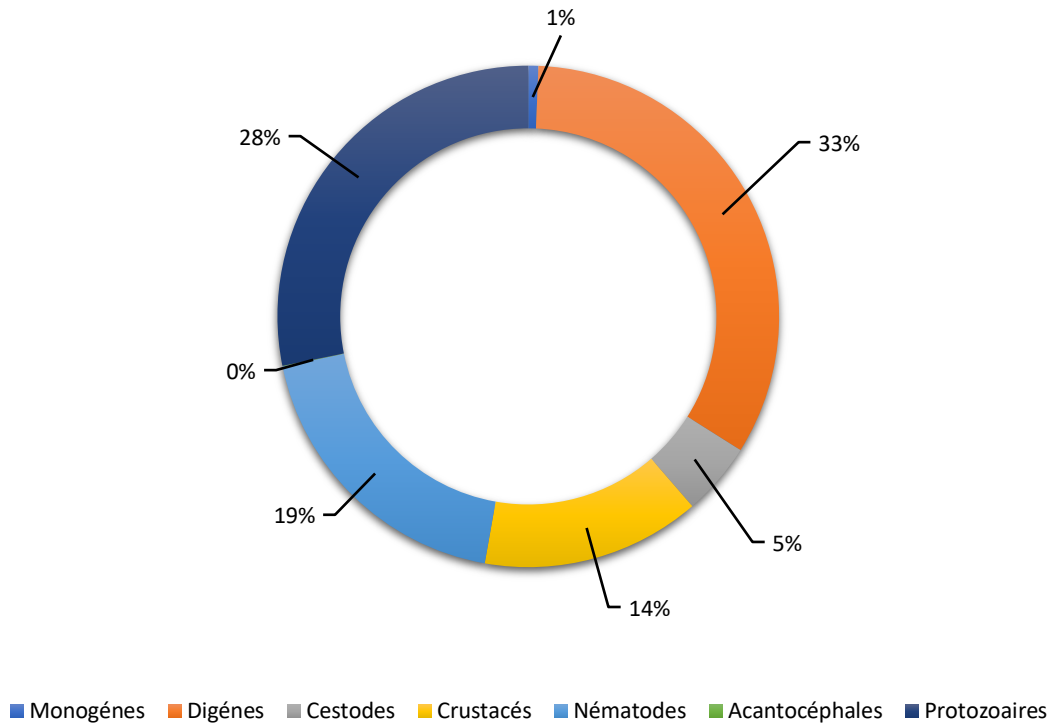


Figure 29 : Taux des groupes de parasites recensés.

Sur 1643 poissons examinés, les Digènes sont plus abondant avec une prévalence de 15, 86% suivie de Protozoaires avec 14, 64% et de Nématodes avec 9, 61% (Fig.30).

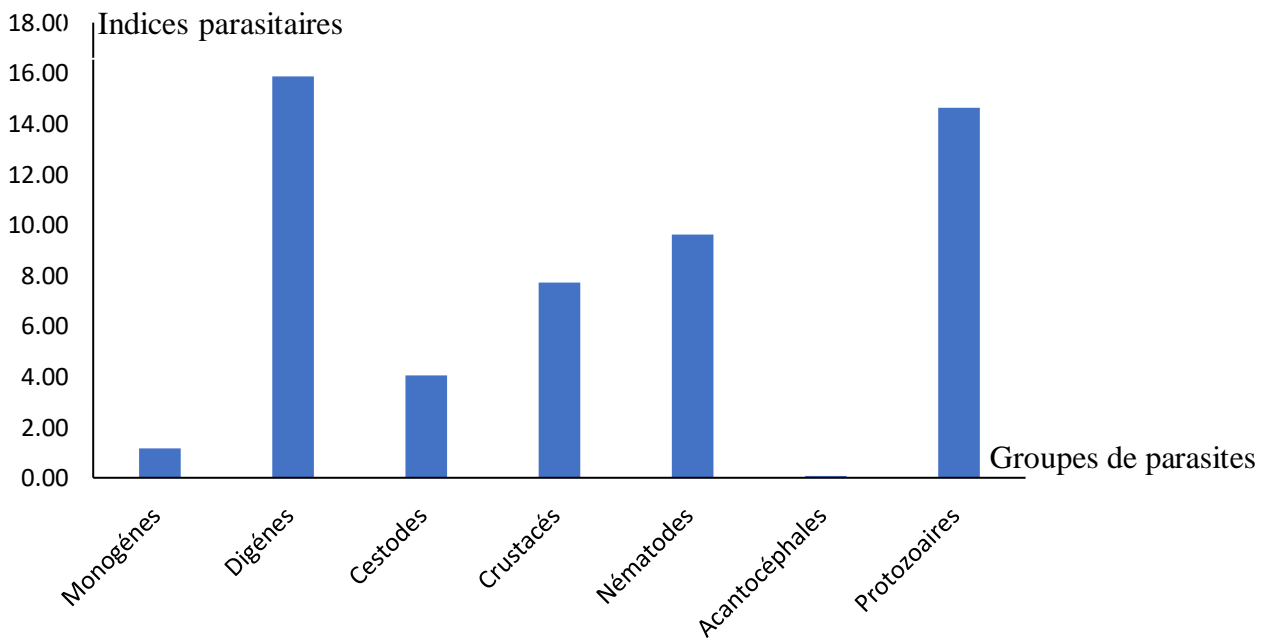


Figure 30 : Taux d’infection des poissons par les groupes de parasites.

III.4.3 Variation des indices parasitologiques selon les espèces des poissons hôtes

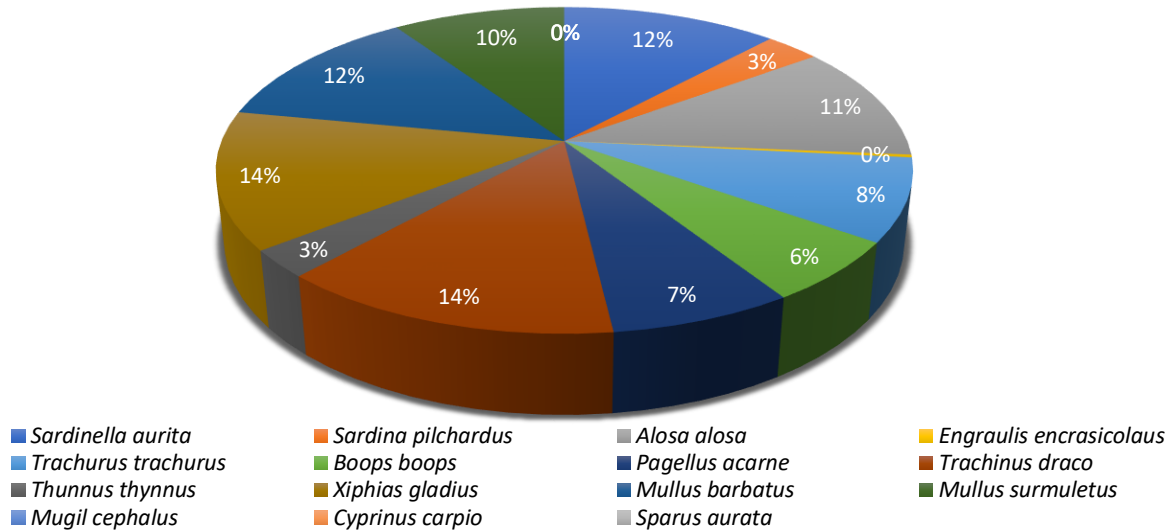


Figure 31 : les indices parasitologiques selon les espèces des poissons hôtes.

D’après la figure 31, parmi les espèces hôtes examinées, c’est l’espèce *Trachinus draco* et *Xiphias gladius* qui abritent le plus grand nombre d’espèces de parasites, avec une prévalence de 14 %, suivie des deux espèces, *Mullus barbatus* et *Sardinella aurita* avec une prévalence atteignant 12 %.

III.3.4 Répartition des indices parasitaires des différents groupes de parasites recensés chez les espèces hôtes

III.3.4.1 Répartition des indices parasitaires des Monogènes recensés chez les espèces hôtes

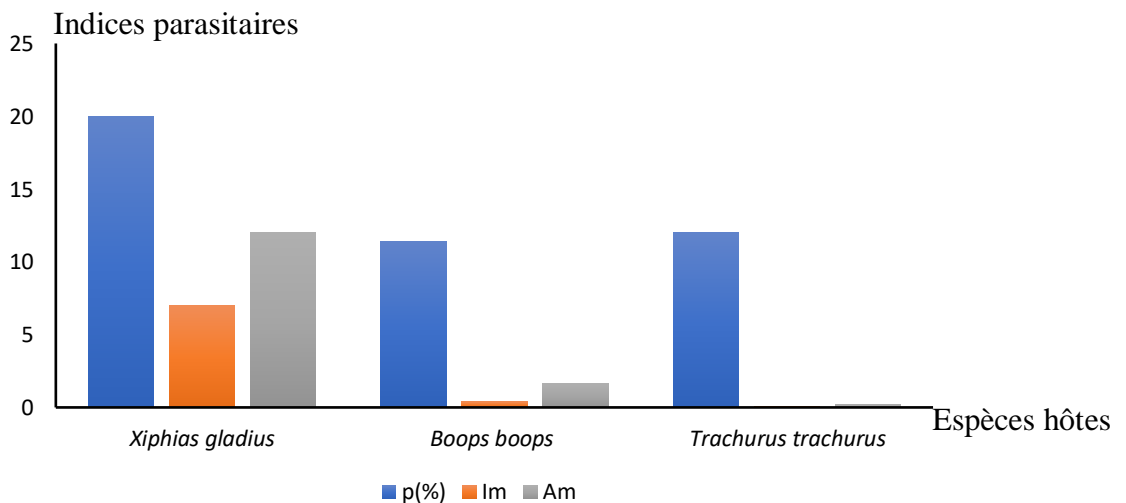


Figure 32 : variation des indices parasitaires de Monogènes par espèce hôte.

Les Monogènes récoltés sur les 3 espèces hôtes présentent des indices parasitaires différents d'une espèce à l'autre. *Xiphias gladius* présentent la valeur la plus élevée avec 20% de prévalence suivie de 12 % chez *Trachurus trachurus* et de 11,43 chez *Boops boops*. L'intensité la plus importante est enregistrée chez *Xiphias gladius* (7 parasites par poisson infecté). L'abondance parasitaire la plus élevée est enregistré chez *Xyphias gladius* avec 12 parasites par poissons examinés (Fig. 32).

III.3.4.2 Répartition des indices parasitaires des Digènes recensés chez les espèces hôtes

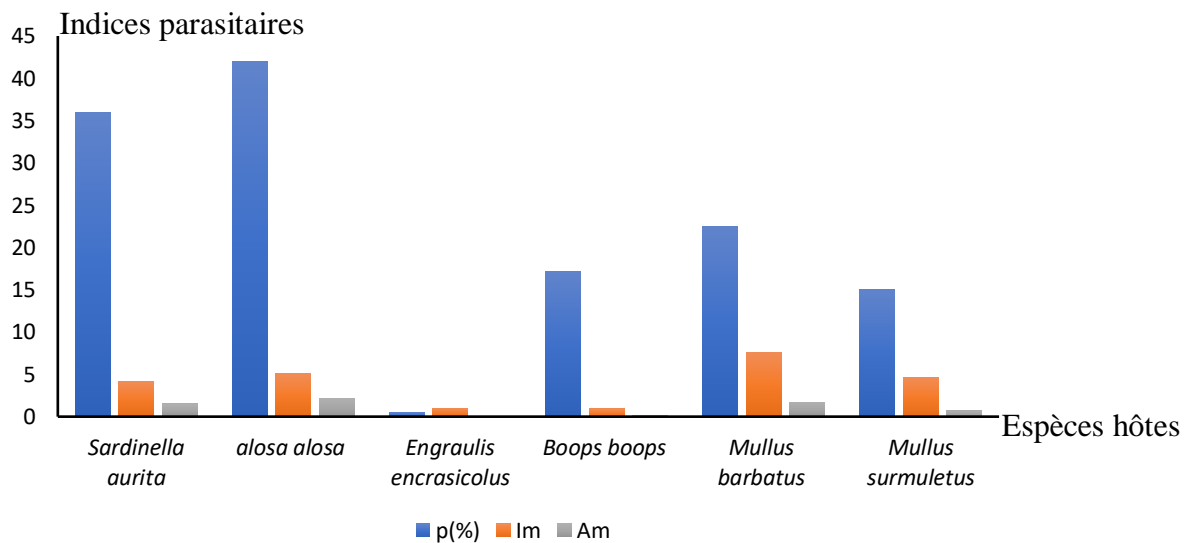


Figure 33 : variation des indices parasitaires de Digènes par espèce hôte.

Les Digènes ont été récoltés sur 7 espèces hôtes, les indices parasitaires chez *Engraulis encrasicolus* sont faibles (P=0, 5%, Im= 1 parasites par poisson infesté, Am=0,01 parasites par poisson examiné). Les Digènes sont plus abondants chez d'autres espèces hôtes, en effet, les prévalences les plus élevées sont enregistrées chez *Alosa alosa* et *Sardinella aurita* avec 42% et 36% respectivement (Fig. 33).

III.3.4.3 Répartition des indices parasitaires des Cestodes recensés chez les espèces hôtes

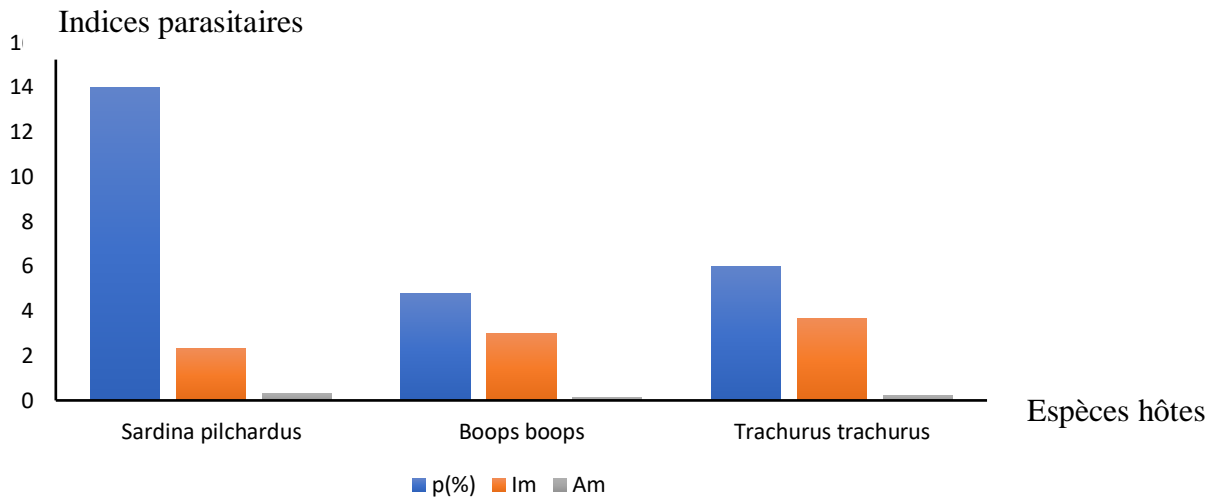


Figure 34 : variation des indices parasitaires des Cestodes par espèces hôtes.

Les Cestodes ont été récoltés sur 3 espèces hôtes, ils présentent une prévalence importante chez *Sardina pilchardus* (P=13, 98% et Im=2, 31 parasites par poisson infecté). Les indices parasitologiques sont faibles pour les autres espèces hôtes, *Trachurus trachurus* et *Boops boops* (6 % et 4, 76% respectivement). L'intensité ne dépasse pas 3, 67 parasites par poisson infecté chez les deux espèces *T. trachurus* et *B. boops* (Fig. 34).

III.3.4.4 Répartition des indices parasitaires des Crustacés recensés chez les espèces hôtes

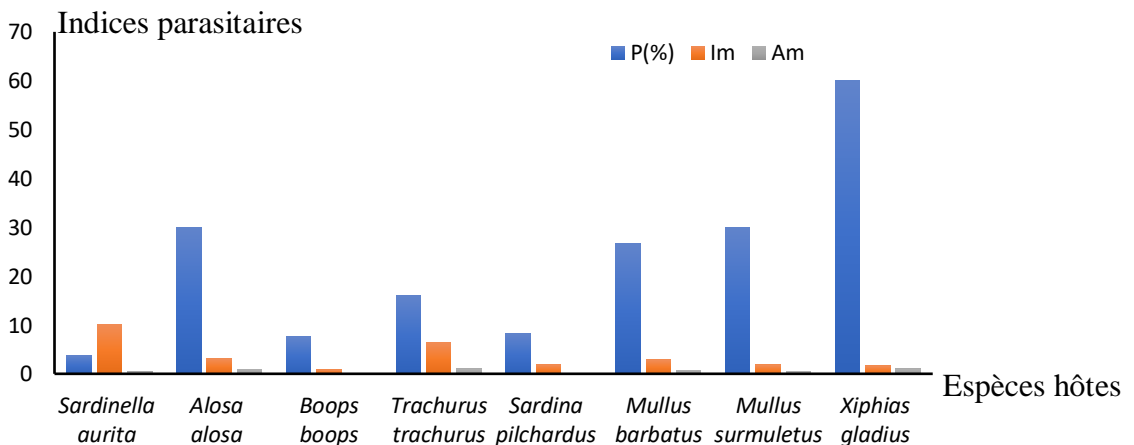


Figure 35 : variation des indices parasitaires des Crustacés par espèce hôte

Les Crustacés parasites ont été récoltés sur 8 espèces hôtes. Les indices parasitologiques varient d'une espèce à l'autre, allant d'une prévalence de 60 % pour *Xiphias gladius*, à 30 % chez les deux espèces *Alosa alosa* et *Mullus surmuletus*, et 26,67 % chez *Mullus barbatus barbatus*. Les autres espèces sont moins infectées avec une prévalence allant de 3,81 % à 16 %. L'intensité est importante chez *Sardinella aurita* (10,15 parasites par poisson infecté) (Fig. 35).

III.3.4.5 Répartition des indices parasitaires des Nématodes recensés chez les espèces hôtes

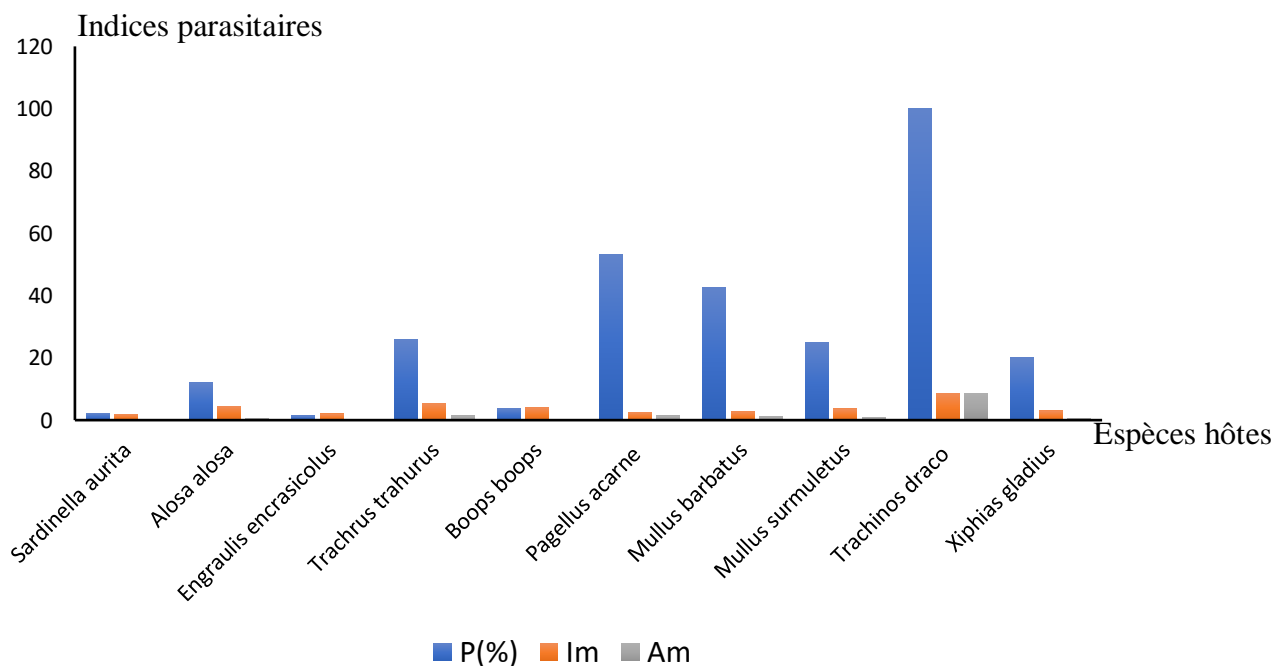


Figure 36 : variation des indices parasitaires de Nématodes par espèce hôte.

Les Nématodes récoltés sur 10 espèces hôtes, présentent des taux d'infection importants pour certaines des espèces hôtes et moyens ou faibles pour d'autres. Les indices parasitaires montrent que c'est *Trachinus draco* qui est fortement infesté avec une prévalence de 100% et une intensité de 8,63 parasites par poisson infecté, suivie par les espèces *Pagellus acarne* (P=53,33, Im=2,56, Am= 1,37) et *Mullus barbatus barbatus* (P=42,5, Im=2,8, Am=1,19). *Trachurus trachurus*, *Mullus surmuletus* et *Xiphias gladius* présentent des taux d'infestation plus au moins importants avec des prévalences respectives de 26 %, 25% et de 20%, et des intensités respectives de 5,38, 3.6 et de 3 parasites par poissons infectés. Les autres espèces hôtes, *Alosa*

alosa, *Boops boops*, *Sardinella aurita* et *Engraulis encrasicolus* sont faiblement infestées (P% varie entre 1, 5% et 12% et Im varie entre 1,92 et 4, 5 parasites par poisson infecté) (Fig. 36).

III.3.5 Répartition des indices parasitaires selon les espèces de parasites

Les indices parasitaires selon les espèces de parasites recensées sont représentés dans la figure suivante (Fig. 37) :

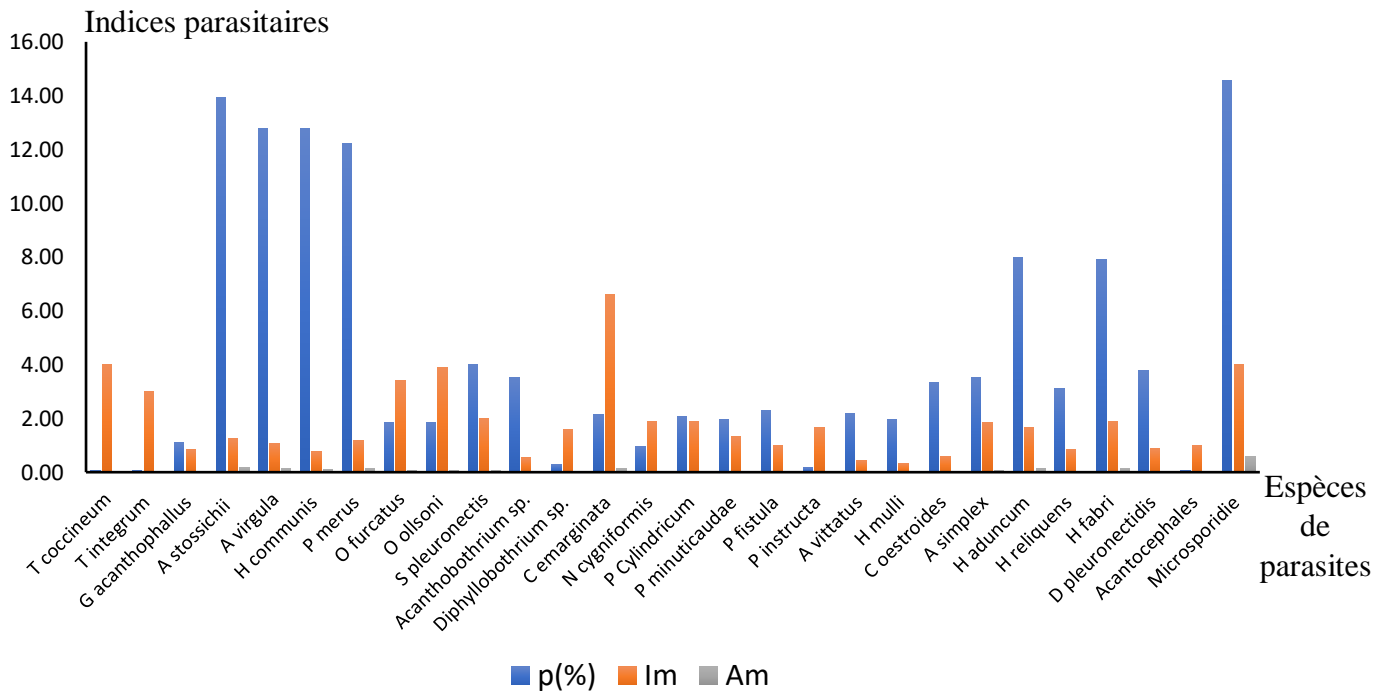


Figure 37 : variation des indices parasitologiques selon les espèces de parasites.

Les résultats indiquent que le Microsporidien (*Glugea* n. sp.) présente la prévalence la plus importante (14, 55 %). Il est suivi par des espèces de Digènes, *Aphanurus stossichii*, *Aphanurus virgula*, *Hemiurus communis* et *Parahemiurus merus* avec respectivement les prévalences de 13,94%, 12,78%, 12,78%, 12,23%. Les autres espèces de parasites présentent des prévalences plus au moins faibles allant de 0, 18 % jusqu'à 7, 97 %. La plus faible prévalence a été enregistrée chez les espèces de Monogènes, *Tristoma coccineum* et *Tristoma integrum* et chez l'Acanthocéphale avec une prévalence de 0,06 % pour les trois taxons.

Quant à l'intensité, la valeur la plus importante a été enregistrée chez *Clavellisa emarginata* (6,6 parasites par poisson infecté) suivie de *Tristoma coccineum* (Im = 4 parasites par poisson infecté) et le Microsporidien (*Glugea* n. sp.) Im=4 parasites par poisson infecté.

III.3.6 Répartition des indices parasitaires selon le site d'étude

L'échantillonnage étant effectué dans trois sites d'études différentes, une comparaison a été effectuée et représentée dans la figure suivante (Fig. 38) :

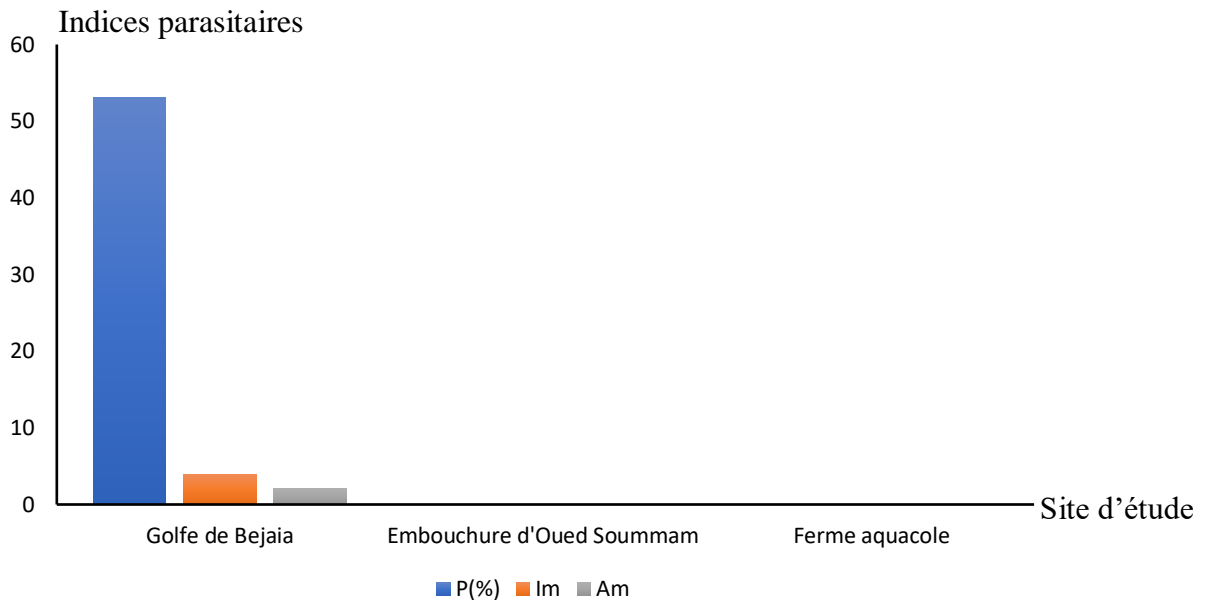


Figure 38 : prévalence parasitaire par site d'étude.

Les résultats montrent que parmi ces trois sites d'étude, le golfe de Bejaïa est le site qui a enregistré le plus grand nombre de poissons infectés, quant aux autres sites, embouchure d'Oued Soummam et la ferme aquacole aucun cas d'infection n'a été enregistré.

DISCUSSION
GÉNÉRALE

IV. Discussion générale

Dans le cadre de la thèse, une étude parasitologique a eu lieu sur 15 espèces de poissons provenant de trois milieux différents (eaux de mer, eaux saumâtres et eaux d'élevage). La plupart des espèces de poissons ont une grande valeur commerciale.

Diverses espèces de parasites ont été identifiées et la caractérisation des différentes anomalies et pathologies liées aux infections parasitaires a eu lieu chez les poissons infectés.

- ***Les parasites récoltés et leurs taux d'infection***

L'observation des caractères morpho-anatomiques des parasites récoltés chez les espèces hôtes provenant du milieu marins, nous a permis d'identifier plusieurs espèces à savoir : 03 espèces de Monogènes (*Tristoma coccineum* Cuvier, 1817; *Tristoma integrum* Diesing, 1850; *Gotocotyla acanthophallus* MacCallum and MacCallum, 1913), 06 Digènes (*Aphanurus stossichii*, Monticelli 1891; *Aphanurus virgula* Looss, 1907; *Hemiurus communis* Odhner, 1905 ; *Parahemiurus merus* Linton, 1910; *Opecoeloides furcatus* Bremser in Rudolphi, 1819; *Opechona ollsoni*, Yamaguti, 1934), 03 Cestodes (*Scolex pleuronectis* Müller, 1788 ; *Acanthobothrium* sp. ; *Diphyllobothrium* sp.), 09 Crustacés (*Clavellisa emarginata* (Krøyer, 1873) ; *Naobranchia cygniformis* Hesse, 1863 ; *Peroderma cylindricum* (Heller, 1865) ; *Peniculus minuticaudae* Shiino, 1956 ; *Peniculus fistula* Nordmann, 1832 ; *Pennella instructa* (Wilson, 1917) ; *Argulus vittatus* (Rafinesque-Schmaltz, 1814) ; *Hatschekia mulli* (Van Beneden, 1851) ; *Ceratothoa oestroides* (Risso, 1816)), 05 Nématodes (*Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809) ; *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) ; *Hysterothylacium reliquens* (Norris and Overstreet, 1975) ; *Hyterothylacium fabri* (Rudolphi, 1819) ; *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *pleuronectidis* (Yamaguti, 1935), un Acanthocéphale et un Protozoaire (Microsporidien : *Glugea* n. sp.).

Ces 26 espèces de parasites identifiées sont représentées surtout par des parasites métazoaires. Une seule espèce a été récoltée et identifiée chez le groupe des parasites protozoaires. Parmi les espèces de parasites identifiées, sept espèces sont nouvelles pour la faune de parasites des côtes algériennes (*Tristoma coccineum* Cuvier, 1817 ; *Tristoma integrum* Diesing, 1850 ; *Glugea* n. sp. ; *Pennella instructa* (Wilson, 1917) ; *Opechona ollsoni*, Yamaguti, 1934 ; *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *pleuronectidis* (Yamaguti, 1935) ; *Hysterothylacium reliquens* (Norris and Overstreet, 1975)). Les autres espèces ont été déjà

signalé dans le golfe de Bejaia par les travaux de [Ramdane \(2007, 2009\)](#), [IDER *et al.* \(2018\)](#), [Ichalal *et al.* \(2015\)](#), [Hafir-Mansouri *et al.* \(2017\)](#) et [Saadi *et al.* \(2020\)](#). Il faudrait signaler que pour les espèces de poissons de l'oued Soummam et les poissons de la ferme aquacole de Beni Ksila (*Mugil cephalus*, *Cyprinus carpio* et *Sparus aurata*), aucune infection n'a été observée. Plusieurs travaux scientifiques témoignent le fait que les parasites sont plus nombreux et plus diversifiés chez les poissons côtoyant les eaux marines ([Falaise, 2017](#)). En revanche, les espèces de poissons des eaux douces ou saumâtres abritent moins de parasites ([Tahri *et al.*, 2017](#) ; [Bakaria *et al.*, 2018](#) ; [Attir, 2018](#)), cela pourrait être lié à la sensibilité des parasites aux faibles salinités et probablement à l'absence de proies potentielles (hôtes intermédiaires) favorisant l'infection. L'absence d'infection chez les poissons d'élevage pourrait avoir comme explication, le traitement préalable des alevins et la composition des aliment artificiels (comportant des substances antiparasites). Selon [Ichallal et Ider \(2012\)](#) et [Hafir-Mansouri \(2017\)](#) l'absence de parasites dans les milieux d'élevage pourrait avoir comme explication ce qui suit :

- L'éloignement de site d'élevage de la côte ce qui diminue le contact avec les poissons infestés sauvages (sans transfert de formes infectieuses).
- L'excellente qualité de l'eau et la densité de poissons respectée dans ces cages qui ne favorisent pas le développement des parasites.
- Traitements antiparasitaires des larves d'aquaculture et les alevins avant d'être introduits dans les cages.
- L'effectif faible des spécimens examinés des différentes espèces provenant de la ferme aquacole et des eaux de l'oued Soummam.

Une checklist complète des espèces de parasites a été mise en place pour chacune des deux espèces de poissons, *Sardinella aurita* et *Xiphias gladius*.

Les espèces de parasites rattachées au grand groupe des Crustacés sont les mieux représentées dans nos échantillons (09 espèces identifiées). Au niveau de la côte Est de l'Algérie, plusieurs espèces de parasites (particulièrement les Isopodes et de Copépodes) ont été déjà signalées par plusieurs auteurs [Ramdane et Trilles \(2007\)](#), [Ramdane \(2009\)](#), [Hafir-Mansouri *et al.* \(2017\)](#), [Ichalal *et al.* \(2017\)](#) et [IDER *et al.* \(2018\)](#). Cependant, les protozoaires sont signalés par une seule espèce (*Glugea* n. sp.) pour la première fois au niveau de nos côtes.

Il faut noter que c'est le premier signalement du copépode *Pennella instructa* (Wilson, 1917) chez *Xiphias gladius* des côtes algériennes. En mer Méditerranée, *P. instructa* a été déjà signalé chez *X. gladius* par [Mattiucci et al. \(2005\)](#) et [Massi et al. \(2014\)](#) en Italie ; [Öktener et al. \(2007, 2010\)](#) en Turquie. Ce parasite a également été collecté sur d'autres espèces hôtes comme *Seriola dumerili* (Risso, 1810) en Turquie ([Öktener, 2009](#)). Les deux espèces de parasites récoltées, *Argulus vittatus* (Rafinesque-Schmaltz, 1814) et *Ceratothoa oestroides* (Risso, 1816), ont été déjà récoltées chez *Boops boops*, *Pagrus pagrus*, *Pagellus erythrinus*, *Sparus aurata* et *Mullus barbatus barbatus* ([Ramdane et al., 2009](#) ; [Ichalal et al., 2017](#) et [IDER et al., 2014, 2018](#)).

Parmi les espèces de Digènes parasites déjà récoltées en Algérie : *Aphanurus stossichii*, Monticelli 1891 ; *A. virgula* Looss, 1907 ; *Hemiurus communis* Odhner, 1905 ; *Parahemiurus merus* Linton, 1910 récoltées chez *Sardina pilchardus* de l'ouest algérien ([Marzoug et al., 2012](#)), chez *Trachurus trachurus* et *Boops boops* de l'est algérien ([Ichalal et al., 2017](#) ; [IDER et al., 2018](#)). Le digène *Opecoeloides furcatus* Bremser in Rudolphi, 1819, a été déjà signalé chez *Mullus surmuletus* par [Brahim Tazi et al. \(2009\)](#). Nous signalons pour la première fois l'espèce *Opechona ollsoni*, Yamaguti, 1934 chez *Mullus barbatus* et *Mullus surmuletus* au niveau des côtes algériennes.

La prévalence des Crustacés est de 60 % chez *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758, et 30 % chez *Alosa alosa* (Linnaeus, 1758) et *Mullus surmuletus* Linnaeus, 1758. Le groupe qui présente un fort taux d'infection après les Crustacés, est le groupe des Digènes avec une prévalence de 15,86%.

Chez *Alosa alosa* et *Sardinella aurita* la prévalence des Digènes est de 42% et 36% respectivement. On note par ailleurs que la parasitofaune de *Sardinella aurita* est signalée pour la première fois en Algérie. Nos résultats corroborent avec ceux rapportés par [Derbel et al. \(2012\)](#) et [Feki et al. \(2015\)](#) en Tunisie. Ces auteurs signalent en effet, les mêmes espèces de parasites chez *S. aurita* des côtes tunisiennes.

L'observation des caractères morfo-anatomiques des Monogènes nous a permis de récolter et d'identifier 03 nouvelles espèces pour la faune algérienne, il s'agit de *Tristoma coccineum* Cuvier, 1817 ; *T. integrum* Diesing, 1850 infectant les branchies de *Xiphias gladius*. Ces deux espèces ont été signalées en France chez la même espèce hôte par [Euzet et Quignard \(1961\)](#). La troisième espèce, *Gotocotyla acanthophallus* MacCallum and MacCallum, 1913 a

été récoltée sur les branchies de *Trachurus trachurus* et *Boops boops*. Ce monogène est bien connu chez *Pomatomus saltatrix* (Kohn et Cohen, 1998).

Les taux d'infection par les larves de Cestodes sont faibles (inférieurs à 5%). Ichalal *et al.* (2017) et Ider *et al.* (2018) ont signalé ces larves respectivement chez *Trachurus trachurus* et *Boops boops* peuplant les côtes algériennes avec de faibles prévalences.

Les Nématodes parasites quant à eux présentent un taux d'infection plus important que les Cestodes (19%). Les espèces de Nématodes parasites que nous avons récolté (*A. simplex* ; *H. aduncum* ; *H. fabri*) ont été déjà signalées par Ichalal *et al.* (2015) chez *Trachurus trachurus* et chez *Boops boops* ; par Hadjou *et al.* (2017) chez *Pagellus acarne* ; par Ider *et al.* (2018) chez *Boops boops* ; et par Saadi *et al.* (2020) chez plusieurs espèces hôtes. Nous rapportons 2 nouvelles espèces en Algérie, *Dichelyne (Cucullanellus) pleuronectidis* (Yamaguti, 1935) récoltée chez *Pagellus acarne* et *Trachinus draco*, cette espèce a été identifiée pour la première fois par Yamaguti (1935). Elle a été récoltée chez *Pleuronichthys cornutus* par Liang (2013) en mer de Chine orientale. *Hysterothylacium reliquens* est signalée pour la première fois en Algérie chez *Mullus barbatus barbatus*, ce nématode parasite a été signalé et décrit pour la première fois par Norris and Overstreet (1975) dans le nord du golfe du Mexique et à l'est des Etats-Unis et plus tard par Deardorff et Overstreet (1981) et Petter et Cabaret (1995) respectivement au Mexique et au Maroc, elle a été signalée en mer Méditerranéenne, par El-Sayed *et al.* (2004) en Égypte, par Simsek *et al.* (2018) en Turquie et dans le golfe Persique au large du Koweït et de l'Irak (Petter et Sey, 1997, Al-Salim et Ali, 2010 et Ghadam *et al.*, 2017).

Les techniques de biologie moléculaire appliquées ont pour but d'apporter plus de précision dans l'identification de ce Nématode parasite (PCR et le séquençage des régions de l'ADNr 28s), nous a permis de confirmer pour la première fois la présence d'*H. reliquens* sur les poissons des côtes algériennes.

La morphologie des spécimens de *H. reliquens* récoltés est presque identique à la description originale des spécimens d'*H. reliquens* réalisée par Norris et Overstreet (1975), Deardorff et Overstreet (1981) et Petter et Cabaret (1995). Les principales caractéristiques, notamment la morphologie de l'œsophage, les lèvres, le nombre et la disposition des papilles labiales sur les lèvres, la forme de la queue, étaient similaires aux *H. reliquens* signalés dans le golfe Persique, au large du Koweït et de l'Irak par Petter et Sey (1997), Al-Salim et Ali (2010) et Ghadam *et al.* (2017) respectivement.

La présente étude confirme l'existence d'une similitude entre les parasites signalés et décrits par [El-Sayed et al. \(2004\)](#) et [Simsek et al. \(2018\)](#), en provenance de la mer Méditerranée (Égypte et Turquie, respectivement). Il semble que *H. reliquens* ait une large distribution géographique à travers les continents. La comparaison des caractéristiques morphologiques entre les spécimens d' *H. reliquens* dans la présente étude et ceux des études précédentes ne montre pas de différence significative, comme cela a été suggéré par [Zhao et al. \(2017\)](#).

En plus de la similitude morphologique, les analyses phylogénétiques de la région 28S séquencée de *H. reliquens* soutiennent la similitude avec la région 28S séquencée de *H. reliquens* chez divers hôtes du monde entier.

Enfin, notre spécimen a été morphologiquement identifié et génétiquement confirmé comme étant *Hysterothylacium reliquens* (Norris et Overstreet, 1975). La présente étude rapporte plus de détails sur la répartition d'*H. reliquens* parmi ses divers hôtes et sa distribution large (Atlantique occidental golfe Persique, Méditerranée).

Nous signalons un nouvel hôte (*Sardinella aurita*) pour *Hysterothylacium aduncum* dans la région d'étude.

L'unique protozoaire microsporidien (*Glugea* n. sp.) récolté présente un taux d'infection important, son identification a nécessité plusieurs études, étude microscopique, étude ultrastructurale de la cellule sporale et une étude moléculaire et phylogénétique.

Au cours de notre étude, les xénomes observés dans la cavité péritonéale de *Sardinella aurita* présentaient deux types morphologiques différents : de nombreux petits xénomes laiteux, contenant un liquide blanc enfermé dans une paroi non pigmentée, et de grands xénomes clairsemés contenant une substance dense et crémeuse et des parois pigmentées foncées. Des études antérieures ont décrit une coloration blanchâtre et des aspects crémeux généralement similaires pour les xénomes de nombreuses espèces de *Glugea*. Cependant, [Abdel-Baki et al. \(2015a\)](#) ont signalé des xénomes brunâtres foncés avec chez *Lutjanus bohar* infecté par *G. jazanensis*. La forme de la spore mature de cette espèce est ovoïde à ellipsoïdale, ce qui correspond à ce qui est généralement signalé pour de nombreuses espèces de *Glugea* (Tab. 06). Les spores de *G. sp.* sont légèrement plus grandes que celles rapportées chez les autres espèces de *Glugea* et présentent la même taille avec *G. serranus*. Le site de fixation, l'aspect, la forme et la taille des xénomes diffèrent selon l'hôte et la zone géographique (Tab. 06).

Tableau 06 : La forme, la taille et caractéristiques ultrastructurales de *Glugea* n. sp. Comparés aux autres espèces de même genre (*Glugea*).

Espèce de <i>Glugea</i>	Hôte	SF		Ax		caractéristiques ultrastructurales				References (Localité)
				Forme	Taille (µm)	Polaroplast	Filament polaire			
							Type	Rangé	Spire	
<i>G. atherinae</i>	<i>Atherina boyeri</i>	CP	B	Ellipsoïdale	4.5-6.5(5.8) x 2.6-3.3(3)	Lamellaire et vésiculaire	/	/	>10	Berrebi 1979 (France).
<i>G. plecoglossi</i>	<i>Plecoglossus altivelis altivelis</i>	CP	B	Ellipsoïdale	5.5±0.7 x 2.7±0.3	Lamellaire et vésiculaire	Isofilaire	1	16	Zhou <i>et al.</i> , 2017 (Chine).
<i>G. gasterostei</i>	<i>Gasterosteus aculeatus</i>	CP	BPG	Ellipsoïdale	5.8 (4.8-6.0) x 2.6 (2.1-2.8)	Lamellaire et vésiculaire	Isofilaire	1	15-16	Tokarev <i>et al.</i> , 2015 (Russie).
<i>G. hertwigi</i>	<i>Osmerus mordax</i>	SG N	B	Ovoïde	/	/	Isofilaire	1	12-13	Lovy <i>et al.</i> , 2009 (Canada).
<i>G. jazanensis</i>	<i>Lutjanus bohar</i>	AC M	BF	allongé-Ovoïde	4.50±0.3 (4.0-4.8) x 2.5±0.2 (2.0-2.5)	Lamellaire	Isofilaire	3	28-30	Abdel-Baki <i>et al.</i> , 2015a (Saudi Arabia).
<i>G. nagelia</i>	<i>Cephalopholis hemistiktos</i>	IW	B	Ovoïde-pyriforme	4.3-6.0 (5.1) x 1.8-2.9 (2.2)	Lamellaire	Isofilaire	3	26-29	Abdel-Baki <i>et al.</i> , 2015b (Saudi Arabia).
<i>G. serranus</i>	<i>Serranus atricauda</i>	CT AC	B	Ellipsoïdale	6.5±0.5 x 3.4±0.6	Lamellaire et globuleux	Isofilaire	2	18-19	Casal <i>et al.</i> , 2016 (Portugal).
<i>G. sardinellensis</i>	<i>Sardinella aurita</i>	CTI	BC	Ovoïde	5.25 (5-5.5) x 2.75 (2.5-3).	Lamellaire	Isofilaire	1	13-14	Mansour <i>et al.</i> , 2016 (Tunisia).
<i>G. latchensis</i>	<i>Sardinella aurita</i>	PC	PG BC	Ovoïde-ellipsoïdale	6.10±0.38 x 3.54±0.43	Lamellaire	Isofilaire	1	16	Presente etude (Algerie)

SF : site de fixation ; **CP** : cavité péritonéale ; **SGN** : sous-muqueuse du tractus gastro-intestinal ; **CAM** : cavité abdominale et tissus mésentériques ; **PI** : paroi intestinale ; **TCCA** : tissu conjonctif de la cavité abdominale ; **TCI** : tissu conjonctif, intestin ; **B** : blanchâtre ; **BPG** : blanchâtre, petit et grand ; **BF** : brunâtre foncé ; **BC** : blanchâtre crémeux ; **PG** : petit et grand ; **Ax** : Aspect du xénome.

Concernant les caractéristiques ultrastructurales, chez la plupart des espèces de *Glugea*, le polaroplaste est souvent lamellaire et vésiculaire ou lamellaire. Dans notre cas, les caractéristiques ultra-structurales montrent un polaroplaste lamellaire. Le type de filament polaire chez *Glugea* n. sp. est isofilaire avec seulement une rangée, comme l'ont signalé [Lovy *et al.* \(2009\)](#), [Tokarev *et al.* \(2015\)](#), [Mansour *et al.* \(2016\)](#) et [Zhou *et al.* \(2017\)](#) (Tab. 06). Chez d'autres espèces de *Glugea*, le même type d'isofilaire est présent, bien que le nombre de rangées varie de 1 à 3. Le nombre de spires est très variable selon les espèces et les genres, avec une fourchette de 10 à 30 sur les espèces parasites. Dans ce cas, nous avons observé 16 spires, comme cela a été rapporté dans *Glugea plecoglossi* par [Zhou *et al.* \(2017\)](#) et *Glugea gasterostei* par [Tokarev *et al.* \(2015\)](#). Dans la présente étude, la nouvelle espèce microsporidienne collectée

sur *S. aurita* peuplant la côte algérienne présente des différences sur les caractéristiques morphologiques et ultrastructurales (site d'attache, aspect, forme et taille des xénomas et nombre de spires) par rapport à la nouvelle espèce microsporidienne (*G. sardinellensis*) récoltée sur le même hôte (*Sardinella aurita*) en Tunisie par [Mansour et al. \(2016\)](#).

L'analyse moléculaire et la comparaison par paires des séquences d'ADNr SSU de *Glugea* n. sp. (notre espèce) avec celles d'autres espèces du genre *Glugea*, ont montré une forte similitude avec *G. plecoglossi* (KY882286), *G. atherinae* (U15987) à 99,7 %, *G. gasterostei* (KM977990) à 99,6% et avec *G. hertwigi* (GQ203287) à 99,2 %. Le pourcentage de similarité avec les autres espèces, en particulier *G. sardinellensis*, est inférieur à 98,7 %. (Tab. 06).

À présent, deux espèces de *Glugea* (*Glugea sardinellensis* et *Glugea* n. sp.) ont été signalées en mer Méditerranée sur *S. aurita*.

Nos résultats d'examen histologique et ultrastructural, combinés à l'analyse moléculaire et phylogénétique des gènes de l'ADNr, suivi de la comparaison morphométrique et moléculaire avec d'autres membres du même genre, montrent que le parasite récolté est probablement une nouvelle forme ou espèce de Microsporidie de la famille des Glugeidae Thélohan, 1892 et du genre *Glugea* Thélohan, 1891. Il s'agit là du premier signalement d'une espèce du genre *Glugea* au niveau des côtes algériennes.

Glugea n.sp. infecte particulièrement la cavité péritonéale de son hôte, *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847. De nombreux chercheurs ont rapporté des observations similaires dans différentes localités et espèces : - en France, *Glugea atherinae* parasitant la cavité péritonéale de *Atherina boyeri* Risso, 1810 ([Berrebi, 1979](#)) ; - en Chine, *Glugea plecoglossi* Takahashi & Egusa, 1977 infectant la cavité péritonéale de *Plecoglossus altivelis altivelis*, Temminck & Schlegel, 1846 ([Zhou et al., 2017](#)) ; -en Russie, *Glugea gasterostei* Voronin, 1974, infectant la cavité péritonéale de *Gasterosteus aculeatus* Linnaeus, 1758 (Tab. 06). Pour certaines espèces du genre *Glugea*, le site de fixation varie selon l'espèce hôte et les organes infectés et comprend la sous-muqueuse du tractus gastro-intestinal, les tissus mésentériques, la paroi intestinale, le tissu conjonctif de la cavité abdominale et l'intestin (Tab. 06).

Les taux d'infection enregistrés chez les différentes espèces de poissons examinés sont différents d'une espèce à l'autre. Cependant, les taux les plus élevés ont été enregistrés chez *Trachinus draco* et *Xiphias gladius* avec une prévalence de 100 %, suivie de l'espèce *Mullus*

barbatus barbatus et *Sardinella aurita* avec une prévalence de 91,67% et 87,62% respectivement. Il faut noter également que les espèces *Mugil cephalus*, *Cyprinus carpio* et *Sparus aurata* ne présentent aucune infection par les parasites (P= 0%).

- ***Les pathologies et anomalies recensées chez les poissons infectés***

L'examen, la classification et la quantification des anomalies et des pathologies chez les poissons constituent une partie importante du processus d'évaluation de la santé de la faune aquatique, surtout lorsqu'il s'agit d'espèces à valeur économique. Il importe d'identifier et de mettre en évidence correctement les anomalies et les pathologies observées, afin de pouvoir utiliser ces informations d'une manière exacte pour inférer sur l'état du milieu.

Sur l'ensemble des poissons examinés, on a constaté que les anomalies et les pathologies rencontrées sur le corps des poissons peuvent se répertorier en deux catégories, des maladies biotiques, qui sont dues aux infections parasitaires, bactérienne, fongiques, et virales et des maladies abiotiques, maladies dues aux facteurs physico-chimiques.

Les espèces de parasites identifiées parasitant toutes les parties du corps du poisson hôte à savoir : les branchies, la peau, les nageoires, la cavité abdominale, le tube digestif, les gonades et le foie.

L'examen des branchies des espèces de poissons a révélé l'existence de Monogènes, de Crustacés. La présence de Nématode au niveau des branchies (1 seul spécimen récolté) peut être accidentelle. Plusieurs auteurs ont précédemment signalé l'infection des branchies par les mêmes groupes de parasites identifiés. Nos résultats n'ont pas montré un effet pathogène apparent lié à la présence de ces parasites (Monogènes et Crustacés). Bon nombre d'auteurs ont mis le doigt sur l'existence de pathologies suite aux infections branchiales par les parasites. Nous citons par exemple, l'infection des branchies de *Lates albertianus* par le Monogène, *Diplectanum lacustris*, qui stimule une hyperplasie étendue de l'épithélium branchial autour du point d'attache du parasite. Ces changements cellulaires affectent la fonction respiratoire branchiale et cause directement la mort du poisson (Oliver, 1977 ; Paperna, 1991).

La fixation des spécimens d'*Ergasilus megacheir* (Sars, 1909) (Copépodes :Ergasilidae), aux filaments branchiaux des Cichlidés (Fryer, 1968) cause l'érosion, de tels processus d'érosion

entraîne souvent une hyperplasie sensible de l'épithélium qui, lorsque l'infection se prolonge, peut s'étendre sur de grandes surfaces des branchies, provoquant la fusion et l'encastrement des lamelles, avec pour conséquence une diminution de la fonction respiratoire des branchies (Kabata, 1970 ; Paperna et Zwerner, 1981).

Nos résultats ont révélé que la cavité abdominale, le tube digestif et les gonades de plusieurs poissons ont été parasités par des Nématodes parasites. En Algérie, plusieurs chercheurs ont signalé leur présence dans les mêmes organes. Saadi *et al.* (2020) a bien montré que les nématodes parasites peuvent affecter les fonctions physiologiques des poissons. D'après Ichalal *et al.* (2016), la charge parasitaire par les nématodes sur les gonades femelles de *Trachurus trachurus* peut causer l'intersexualité chez poissons à sexe séparés (espèces gonochoriques). Selon Saadi *et al.* (2019), l'examen histologique du parenchyme gonadique des spécimens de *Pagellus erythrinus* infectés par *Philometra filiformis* montre des dommages tissulaires remarquables et induit le remplacement presque total du parenchyme et des lésions hémorragiques et même affecter la capacité de reproduction du poisson infecté lorsqu'un grand nombre d'ovocytes sont dégénérés par la charge parasitaire de *P. filiformis*.

Une étude histopathologique sur deux parasites récoltés au cours de notre étude (le copépode, *P. instrua* parasitant *Xiphias gladius*, et le protozoaire, *Glugea* n. sp. parasitant *Sardinella aurita* a été réalisée.

La plupart des études menées sur le Pennellid, *Pennella insctructa* infectant *X. gladius* se sont concentrées sur la taxonomie et l'écologie ; peu d'études ont été réalisées sur son effet pathologique (impact de l'infection). Dans notre étude, de nombreux dommages tels que des effets mécaniques, des altérations, des lésions et des nécroses ont été observés. L'inflammation et la formation de kystes fibreux ont été la principale réponse de l'infection.

De nombreux auteurs ont fait état des effets pathologiques de cette espèce de parasite. Kabata (1979), Hogans *et al.* (1985) ; Mattiucci *et al.* (2014) et Llarena-Reino *et al.* (2019) ont bien indiqué que ces parasites pourraient menacer les fonctions vitales en endommageant les organes internes tels que le cœur, l'aorte ou d'autres vaisseaux sanguins, les ovaires, l'intestin ou l'estomac, en affectant la forme physique du poisson hôte, en entraînant une réduction de la masse musculaire et en endommageant ainsi les muscles nageurs ou en compromettant leur capacité à nager. La détérioration des propriétés organoleptiques de l'hôte comme conséquence directe de la formation de kystes dans sa musculature, souvent près de la colonne vertébrale,

peut également affecter le système nerveux de l'hôte (Lester *et al.*, 1995 ; Llarena-Reino *et al.*, 2019).

Nos résultats font état d'ulcérations et de lésions tissulaires chez les poissons. Le derme et la musculature étaient les seuls sites d'attaque de *P. instructa* et une réaction inflammatoire a été observée. Nos résultats ne montrent aucun organe interne infecté. Comme dans notre étude, Cornaglia *et al.* (2000) et Danyer *et al.* (2014) ont observé une réaction inflammatoire grave dans le tissu adipeux sous-cutané et sur la peau des dauphins infectés par *Pennella* sp. ainsi que dans le lard et le muscle de *Phocoena phocoena relicta* (Abel, 1905) infecté par *Pennella balaenoptera* (Koren et Danielssen 1877).

Il est conclu que le *P. instructa* provoque des ulcérations et affecte la peau et la musculature, le derme fait des hémorragies sanguines. Tous ces dommages peuvent faciliter et améliorer l'entrée de nombreux agents pathogènes comme les bactéries, les champignons et les virus, ce qui renforce les pathologies et a un impact sur le potentiel biologique (peut affecter la réduction de la masse musculaire et donc la biomasse) du *X. gladius* infecté (Roberts, 1979 ; Ramdane *et al.*, 2009 et Ramdane, 2009).

Le Microsporidien récolté sur *Sadinella aurita* de nos côtes (*Glugea* n. sp.) est déjà signalé chez le même hôte en Tunisie par Mansour *et al.* (2016). Ce parasite induit la formation d'une multitude de xénomes dans la cavité abdominale de *Sadinella aurita*. Ses actions pathogènes pourraient découler du nombre important de xénomes formés qui provoquent la lyse du tissu et l'hypertrophie cellulaire. Dans notre cas ces effets n'étaient pas apparents.

D'après la littérature, le mécanisme par lequel les microsporidies infectent activement les cellules hôtes est unique. Il consiste à pénétrer la membrane plasmique sans la détruire ni former de phagosome. Un organite de spore, le filament polaire (appelé tube polaire après la germination), n'a que 0,1 µm de diamètre à l'extérieur et dépasse souvent 100 µm de longueur, à l'intérieur de la spore intacte, il est enroulé et ancré par le complexe d'attachement antérieur. Lorsque la spore germe, la structure polaire activée est éjectée à travers la paroi de la spore au niveau de cet attachement. Le sporoplasme (l'agent infectieux) constitué d'un noyau et d'un cytoplasme délimités par une membrane passe par le tube et est inoculé dans le cytoplasme de la cellule hôte si le tube polaire perce une cellule. Ce processus garantit que le parasite se trouve initialement directement dans le cytoplasme de la cellule hôte, et non dans une vacuole phagosomique dérivée de la membrane plasmique de l'hôte, comme c'est généralement le cas

des parasites intériorisés par des processus phagocytaires. Cela assure une protection contre l'action lytique des cellules, mais, même dans les cas où la membrane vacuolaire se forme plus tard autour des parasites de division, la fusion des lysosomes ne se produit pas. En outre, un moyen d'entrée plus traditionnel, via phagocytose, a été signalé. La spore entière peut être engloutie par la cellule hôte avec une activation et une germination des spores subséquentes, ce qui entraîne l'extrusion du tube polaire et l'inoculation d'une autre cellule hôte (Cali et Takvorian, 1999 ; Franzen, 2004 ; Takvorian *et al.*, 2005).

Les deux espèces de parasites étudiées, *Pennella inscruata* et *Glugea* n. sp. ont des actions pathogènes chez leurs poissons hôtes et cela a été bien confirmé par les données bibliographiques.

La déformation de la colonne vertébrale a été remarquée chez plusieurs poissons échantillonnés, d'autres poissons ont des déformations au niveau de la nageoire caudale, une malformation de la nageoire pectorale touche également bon nombre de spécimens, certains poissons ont été retrouvés avec une déformation buccale. Généralement la déformation chez les poissons est un phénomène multifactoriel et la détermination de son origine n'est pas évidente. Girard et Elie (2007), supposent que cette anomalie est probablement due à une alimentation inadaptée, une carence vitaminique, ou à un désordre neuromusculaire. Yonezawa *et al.* (2007) ont prouvé que le TPT (Triphénylétain) est la cause de la malformation de poissons, le cas de l'esturgeon chinois *Acipenses sinensis* en inhibant la différenciation des ostéoclastes, mais les métaux lourds peuvent aussi être la cause des altérations métabolique d'où elle peut agir sur le métabolisme des os et modifier leur minéralisation (Louiz *et al.*, 2007 ; Richard *et al.*, 2016). Kim *et al.* (2002) affirment que le temps d'exposition et le degré de bioaccumulation des contaminants par voie trophique peut augmenter le nombre de poissons déformés.

Une perte totale et partielle de la couleur a été notée chez des individus de la carpe commune (*Cyprinus carpio*). Kaur *et al.* (2015), signalent ce phénomène d'altération de la couleur chez *Labeo rohita* (Hamilton, 1822) (poisson d'eau douce) exposé à des concentrations sub-létales des eaux usées. Leclereq *et al.* (2010), expliquent ce changement de phénotype, durant un stade de vie établi, à la réponse aux interactions environnementales, et aussi à la transition entre deux stades de développement phénotypiquement pré-adaptative à leurs écosystèmes ancestraux. Quant à Gerard et Elie (2007), les raisons sont multiples, mais il s'agit surtout des facteurs biologiques, physiologiques, physiques et génétiques.

Différents types d'hémorragies (des hémorragies oculaires, hémorragie anale, et hémorragies au niveau des nageoires) ont été observées chez divers poissons examinés durant ce travail. L'hémorragie chez les poissons reflète la dégradation du milieu aquatique. D'après l'étude de [Rafaela leao soares et al. \(2016\)](#), une exposition de *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1816) à un insecticide benzoylique (le lufénuron) induit une hémorragie au niveau des yeux, des nageoires et dans l'opercule. [Girard et Elie \(2007\)](#) présumant qu'une compétition excessive entre les poissons mène à une confrontation sévère induisant hémorragies oculaires. Chez *Anguilla anguilla*, l'hémorragie de l'anus a été détectée par [Girard et al. \(2007\)](#), ils l'ont liée à l'ingestion de corps solides et aux carences en vitamine A.

L'exophtalmie se définit comme une protrusion anormale de l'œil hors de son orbite. Elle peut être unilatérale ou bilatérale, liée à la sursaturation de milieu en gaz ([Richard et al., 2016](#)). [Smiley et al. \(2011\)](#), détectent la même anomalie chez *Atractoxion nobilis* (Ayles, 1860) exposé à un milieu sursaturé en gaz, dans ce même milieu, ils ont observé aussi une exophtalmie chez *Sparus aurata* avec des détections des boules de gaz dans la chambre antérieure. Peut être d'origine infectieuse, d'où une étude reliée cette anomalie à l'infection par virus de la septicémie hémorragique virale (VHSV) ([Rahmati-Halasoo et al., 2016](#)) détectée chez la truite arc en ciel, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792).

Des cas d'opacité ont été enregistrés chez plusieurs espèces de poissons par exemple chez *Platax orbicularis* (Forsskål, 1775) ([Rarahu et al., 2008](#)) et chez le Meunier rouge, *Catostomus catostomus* (Forster, 1773) ([Richard et al., 2016](#)). Des individus de poissons examinés ont été observés avec une opacité soit totale ou partielle de l'œil. L'Opacité se traduit comme la perte totale ou partielle de la transparence de la cornée soit en raison des carences nutritionnelles en vitamine B2, vitamine C et en fer, soit aux attaques parasitaires (migration de larves de trématodes *Diplostomum* sp. vers l'œil), soit aux infections virales, bactériennes ou mycosiques ([Girard et Elie, 2007 et Richard et al., 2016](#)).

L'érosion des nageoires dorsales et caudales a été enregistrée chez plusieurs spécimens du poisson examinés. L'érosion est connue chez les poissons qui fréquentent les milieux pollués. Les organes altérés sont par la suite envahis par les parasites ou les champignons ([Richard et al., 2016](#)). La peau des poissons téléostéens nécrosés représente une porte d'accès efficace pour certains virus ([Michel et al., 2010](#)) tel que l'herpès virus 3 de la carpe. Ils sont plus

vulnérables à l'infection par des bactéries *Aeromonas* spp., comme le cas de la bactérie *Aeromonas sobria* reportée chez la *Garra rufa* (Heckel, 1843) (Majtan *et al.*, 2012).

Cinq individus de *Trachinus draco* ont été observés avec l'anomalie d'hydropisie, qui se manifeste par un abdomen gonflé, dans le cas extrême, une exophtalmie et hérissements des écailles sont des symptômes associés. Plusieurs agents sont à l'origine tel que les virus et les bactéries. de-Kinkelin et le-Berre (1972) met en évidence le virus D'EGTVED, agent infectieux de l'hydropisie infectieuse de la Carpe (*Cyprinus carpio* Linnaeus, 1758) en France.

Durant 4 ans successif (2017, 2018, 2019, 2020), à la fin du mois d'octobre et le début du mois de novembre, une mortalité massive de poissons se produit à l'oued Soummam, d'importantes quantités de poissons morts sur le rivage ou flottant sur l'eau. La masse de poissons concernée a été estimée à plusieurs dizaines de spécimens. Cela est probablement dû à plusieurs facteurs : asphyxie, colmatages des branchies suite aux crues et rejets des substances toxiques par des industries exerçant leurs activités en amont d'oued.

Un incident pareil a été observé en baie de Vilaine en Bretagne (juillet 1982), où une mortalité massive de poissons s'est produite. D'après l'étude réalisée à partir des données hydrologiques acquises par l'IFREMER, et l'étude réalisée à partir des données courantologiques acquises par le service hydrographique et océanographique de la Marine (SHOM) et l'Université de Bretagne Occidentale (Brest), il s'agit d'une asphyxie provoquée par un déficit très prononcé en oxygène dissous des eaux de fond de la baie (IFREMER, 1987).

Au cours de l'été 2001 dans le Saint-Laurentla, au Canada, une mortalité massive des carpes a été observée aux abords du fleuve. Mingelbier *et al.* (2001) mettent en évidence plusieurs facteurs qui seraient à l'origine de cet incident à savoir : la température anormale précédant et coïncidant avec la période de reproduction des carpes ; les faibles concentrations d'oxygène disponibles dans les milieux associés aux périodes de température élevée ; l'acte de reproduction, très énergivore, l'infection externe des branchies par *Aeromonas hydrophila* a généré une accumulation de mucus contribuant au faible apport en oxygène ; l'infection au niveau des organes internes par *Aeromonas hydrophila* a fortement affaibli les poissons (carpes) et la présence potentielle d'un virus, dont l'action peut créer des lésions et faciliter une infection bactérienne interne.

- *Impact des infections parasitaires sur l'économie*

Les pertes économiques dues à l'infection résultent non seulement des dommages directs causés aux poissons, mais aussi de la défiguration qui rend les poissons élevés pour l'alimentation et les poissons d'ornement impropres à la vente.

Ramdane *et al.* (2009) et Ramdane (2009) ont bien signalé que les parasites isopodes Cymothoidae, les Gnathiidae, et les copépodes infestant les Téléostéens à intérêt commercial du Golfe de Bejaia, causent des dommages et provoquent souvent de sérieux dommages (blessures, hémorragies, déficit de croissance, etc.) et note de ce fait, un impact négatif direct sur l'économie (impact sur les pêcheries). Saadi *et al.* (2019) a aussi souligné les effets pathogènes observés (inflammation et nécrose des gonades, pertes du nombre d'ovocytes) causés par certains nématodes parasites collectés qui peuvent affecter et réduire sérieusement la physiologie de l'hôte (fécondité), en particulier pour *Pagellus erythrinus*, poisson présentant un intérêt économique élevé en Algérie.

*CONCLUSION
GÉNÉRALE ET
PERSPECTIVES*

V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

V. Conclusion et perspectives

Une identification précise des espèces de parasites a eu lieu grâce à l'application de nouvelles techniques basées sur l'analyse de l'ultrastructure des parasites protozoaires (microscope électronique à transmission), et une étude moléculaire accompagnée d'une analyse phylogénétique. Une caractérisation des différentes pathologies et anomalies observées chez les poissons examinés a été réalisée en faisant appel aux techniques d'histopathologie.

Quinze espèces de poissons téléostéens provenant de milieux différents (sauvage et élevage) ont été examinées pour évaluer la diversité de leurs parasites et les pathologies qui en résultent de leurs infections. La parasitofaune des poissons examinés est diversifiée : 09 Crustacés, 06 Digènes, 05 Nématodes, 03 Monogènes, 03 Cestodes, un Acanthocéphale et un Protozoaire (Microsporidien). Parmi les espèces identifiées, sept espèces sont nouvelles pour la faune de parasites des côtes algériennes (*Tristoma coccineum*, *T. integrum*, *Gotocotyla acanthophallus*, *Pennella instructa*, *Hysterothylacium reliquens*, *Dichelyne (Cucullanellus) pleuronectidis*, *Glugea* n. sp.), ces parasites infectent différents organes des poissons examinés.

Afin de combler le manque de connaissances sur la parasitofaune de *Sardinellina aurita* et *Xiphias gladius*, nous avons réalisé une liste récapitulative complète (checklist : à l'échelle de la méditerranée pour *S. aurita*, et à l'échelle mondiale pour *X. gladius*) des espèces de parasites affectant ces deux espèces à grand intérêt économique.

Plusieurs cas de pathologies ont été observées aussi bien sur le plan macroscopique que microscopique. Le premier exemple frappant, est le copépode ectoparasite, *Pennella instructa* affectant le derme de *Xiphias gladius*, un poisson à grande valeur marchande. Ce parasite qui peut atteindre 9 cm de long, est à l'origine d'une détérioration des couches épidermiques et la destruction des fibres musculaires due à sa pénétration (effet mécanique). Plusieurs chercheurs parasitologues mentionnent que les blessures et les perforations provoquées par les parasites crustacés en générale (surtout les isopodes et les copépodes) seraient à l'origine des infections secondaires (bactéries, virus et champignons). Ceci dit que les pathologies vont s'accroître et pourraient de ce fait, affecter directement ou indirectement le potentiel biologique des poissons (croissance, condition, etc.). Nous signalons pour la première fois au niveau de nos côtes, les effets pathologiques causés à *X. gladius* par *P. instructa*. Le deuxième exemple, est le parasite protozoaire Microsporidien (*Glugea* n. sp.) récolté chez *Sardinella aurita* et qui semble aussi provoquer des pathologies pour son hôte. Dans la littérature consultée, il a été signalé plusieurs

V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

fois que les espèces de ce groupe de parasites pourraient présenter des pathologies pour son hôte, vu que les kystes occupent une bonne partie de la cavité péritonéale.

Notre étude révèle que les poissons examinés présentent des taux d'infection généralement importants où les Digènes, les Protozoaires et les Nématodes marquent les taux les plus élevés. Par ailleurs, les poissons examinés provenant de l'oued Soummam et de la ferme aquacole Béni-ksila (Bougie fish Co) ne présentent aucune infection parasitaire et n'ont surtout pas de signes pathologiques remarquables. La salinité et la non disponibilité des proies intermédiaires pourraient expliquer l'absence d'infection chez les poissons de l'oued Soummam. Il faudrait noter également le faible effectif de poissons examinés en provenance de l'oued Soummam. Pour les poissons de la ferme, le traitement préalable des alevins et l'introduction de molécules anti-parasites dans les granulés (alimentation artificielle) pourraient expliquer l'absence de parasites.

Durant nos prospections de l'embouchure de l'oued Soummam, nous avons constaté un phénomène temporel de mortalité massive de poissons. D'importantes quantités de poissons morts sur le rivage ou flottant sur l'eau. L'examen de plusieurs spécimens de poissons au laboratoire n'a pas révélé des infections parasitaires, ni de blessures ou anomalies sur les spécimens de poissons. Ce phénomène est probablement dû à un stress environnemental : asphyxie, colmatages des branchies suite aux crues et rejets des substances toxiques par des industries exerçant leurs activités en amont de l'oued.

L'examen macroscopique des individus de poissons, nous a permis d'enregistrer diverses anomalies notées au niveau de toutes les parties du corps et des organes. En effet, il a été constaté des déformations au niveau de la colonne vertébrale, nageoires caudale et malformation au niveau de la bouche une perte de la couleur. Des hémorragies au niveau de l'anus, des nageoires ainsi que l'érosion des nageoires et l'hydropisie ont été observés. Au niveau des yeux, des cas d'exophtalmie, d'opacité et d'hémorragie oculaire ont été notés chez certains poissons.

Ces pathologies anomalies observées peuvent être d'origine d'une infection virale, bactérienne, parasitaire, ou d'origine génétique, aussi peuvent être à cause de la pollution du milieu.

A la lumière de notre étude, nous dégageons les perspectives suivantes :

V. CONCLUSION ET PERSPECTIVES

- ✦ Il serait intéressant d'examiner régulièrement la parasitofaune de toutes les espèces de poissons des côtes de l'Algérie, tout en tenant compte de la dynamique d'infection en fonction des paramètres de l'hôte et de l'environnement ;
- ✦ Il serait également intéressant d'étudier l'impact des parasites sur la santé, la condition et le potentiel biologique des poissons à intérêt économique de nos côtes ;
- ✦ Il serait aussi intéressant d'identifier des parasites de poissons occupant les eaux du large et les grandes profondeurs ;
- ✦ Il est aussi important d'étudier la relation entre les altérations enregistrées à l'échelle morphologique ou histologique et la dégradation des conditions et de la qualité des écosystèmes aquatiques ;
- ✦ Il est intéressant d'envisager d'autres études portant sur les mesures prophylactiques à prendre pour éviter de ces anomalies et pathologies.

RÉFÉRENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

A

Abdel-Baki AS, Ahmad F, Tamihi, Al-Qahtani HA, Al-Quraishy S, Mansour L. 2015a. *Glugea jazanensis* sp. nov. infecting *Lutjanus bohar* in the Red Sea: ultrastructure and phylogeny. *Diseases of aquatic organisms*. vol. 116: 185–190.

Adou YE, Blahoua KG, Kamelan TM, N'Douba V, 2017. Prevalence and intensity of gill monogenean parasites of *Tilapia guineensis* (Bleeker, 1962) in man-made lake Ayamé 2, Côte d'Ivoire according to season, host size and sex. *Int. J. Biol. Chem. Sci.*, 11(4): 1559-1576.

Akoll P, 2005. Prevalence and pathology of protozoan and monogenean parasites from fry and fingerlings of cultured *Clarias gariepinus* (Burchell, 1882) in Uganda. MSc. Thesis, UNECSO-IHE, Institute for Water Education.

Akoll P, Konecny R, Mwanja WW, Nattabi JK, Agoe C, Schiemer F, 2011. Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. *Par Res.*, 110(1): 315-23.

Al-Salim NK, Ali AH. 2010. Description of eight nematode species of the genus *Hysterothylacium* Ward et Magath, 1917 parasitized in some Iraqi marine fishes, *Basrah J Agr Sci* 23 (Special, 2) 115–137.

Altschul SF, Gish W, Miller W, Myers EW, Lipman DJ. 1990. Basic local alignment search tool. *J Mol Biol* 215 :403-410.

Attir, B, 2018. Contribution à l'étude bio-écologique des parasites des poissons des eaux continentales douces dans l'Est algérien. These de doctorat en Sciences En Biologie animale. University de Batna. 138P.

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

Austin, I. Obeikezie, Kerstin, A., Ronald, L; Moller, H. et Harry, P. 1992. Aquatic living resources. *Living resour.* 5.173-183 pp.

B

Bakaria, F., Belhaoues, S., Djebbari, N., Tahri, M., Ladjama, I and Bensaad, L. 2018. Metazoan parasites and health state of European eel, *Anguilla anguilla* (Anguilliformes, Anguillidae), from Tonga lake and el Mellah lagoon in the northeast of Algeria. *Vestnik Zoologii*, 52(4) : 279–288.

Bao-perez F., Alvarez Rubio M., Marti Cabane J. 2005. *Anisakis simplex* sobreulcus en paciente con Billroth II, *Rev. Esp. Enferm. Dig.*, 2005, 97 (6): 533-534.

Bernardi C., Gustinelli A., Fioravanti M. L., Caffara M., Mattiucci S., Cattaneo P. 2011. « Prevalence and mean intensity of *Anisakis simplex* (sensu stricto) in European sea bass

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

(*Dicentrarchus labrax*) from Northeast Atlantic Ocean. » *Int. J. Food Microbiol.* Vol. 148, n°1, p. 55-59.

Benghali S M A., 2015. Biologie et la dynamique de la population de la moustelle blanche *phycis blennoides* (Brunnich, 1768) pêchée dans la région de Mostaganem. Thèse de doctorat en sciences de l'environnement. Université Ahmed Ben Bella, Oran. 224p.

Berrebi P. 1979. Ultrastructure studies of *Glugea atherinae* n. sp., microsporidia parasites of *Atherina boyeri* Risso 1810 (piscès, telestaen) in the languedoc and provence lagoons. *z. Parasitenkd.* 60, 105-122.

Brahim-Tazi N A, Meddour A, Bayssade-Dufour C, Boutiba Z. 2009. Investigation Sur Les Parasites Digena de *Mullus Surmuletus* Linné, 1758 Dans LE Littoral Algérien. *European Journal of Scientific Research* ISSN 1450-216X Vol.25 No.3 (2009), pp.448-462.

Bouree P., Paugam A., Petithory J. C.1995. « Anisakidosis: report of 25 cases and review of the literature. » *Comp. Immunol. Microbiol. Infect. Dis.* Vol. 18, n°2, p. 75-84.

Boutiba, Z., 1992. Les mammifères marins d'Algérie statut, répartition, biologie et écologie. Thèse.Docteur d'état : 575p.

Boutiba, Z., Taleb, Z., Bouderbala, M., et Abdelghani, F., 1996. La pollution menace sur le peuplement marin en Méditerranée. *Actes du 3ème colloque national climat environnement. Complexe les Andalouses (Oran)*, 16-17 décembre 1996, 1-13 pp.

Bouchereau, J. L., 1981. Contribution à l'étude de la biologie et de la dynamique de la population exploitée de *Sardina pilchardis* (Walbaum, 1972) dans la baie d'Oran (Algérie). Thèse Doct.3ème Cycle, Univ. Aix- Marseille II. Fascicules I et II : 168 pp.

Brusle J et Quignard J.P., 2001. Biologie de poissons d'eau douce européenne. *Ed TEC et DOC.* 625p.

Bush GL 1969. Sympatric Host Race Formation and Speciation in Frugivorous Flies of the Genus *Rhagoletis* (Diptera, Tephritidae). *Society for the Study of Evolution*, vol. 23, n° 2: 237-251.

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

C

Cabrera R., Del Pilar M., Altamirano T. 2004. Anisakidosis a marine parasitic zoonosis: unknown or emerging in Peru? *Rev. Gastroenterol. Peru*, 2004, 24 (4): 335-342.

Cali, A., et Takvorian, P. M. 1999. Developmental morphology and life cycles of the microsporidia. In M. Wittner & L. M. Weiss (Eds.), the microsporidia and microsporidiosis (pp. 85-128). *Washington, DC : ASM Press.*

Chambouvet, A., 2009. Les Amoebophryidae (Syndiniales) parasitoïdes de dinoflagellés : cycle de vie, dynamique et spécificité *in situ*. Thèse de doctorat. 173P.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Cornaglia E, Reborà L, Gili C et Di Guardo G. 2000. Histopathological and immunohistochemical studies on cetaceans found stranded on the coast of Italy between 1990 and 1997. *Journal of Veterinary Medicine*. A 47: 129–142.

Costa G, Madeira A, Pontes T et D'Amélio S. 2000. Anisakid nematodes of the blackspot seabream, *Pagellus bogaraveo*, from Madeiran waters, Portugal. *Acta Parasitologica*, 2004, 49(2), 156–161 ; ISSN 1230-2821.

D

Dalouche, F., 1980. La pêche et ses statistiques dans la région oranaise. Etude de quelques caractères biologiques sur la sardine *Sardina pilchardus* (WALB, 1792), Poisson téléostéen. Thèse de Magister, Univ. Oran: 92 p.

Danyer E, Tonay AM, Aytemiz I, Dede A, Yildirim F et Gurel A. 2014. First report of infestation by a parasitic Copepod (*Pennella balaenopterae*) in a harbour porpoise (*Phocoena phocoena*) from the Aegean Sea: A case report. *Vet Med* 59, 403-407.

Deardorff T L et Overstreet R M. 1980. Review of *Hysterothylacium* and *Iheringascaris* (both previously = *Thynnascaris*) (Nematoda: Ascaridoidea) from the Northern Gulf of Mexico, *P Biol Soc Wash* 93. 1035–1079.

de Kinkelin P et Michel C. 2014. Historique de la pathologie et des développements sanitaires dans la pisciculture française. *Cah Agric* 23 : 47-52.

de Kinkelin P, Le Berre M. 1972. Le virus D'EGTVED*. II. – PURIFICATION. *Annales de Recherches Vétérinaires, INRA Editions*, 1972, 3 (2), pp.199-208.

Derbel H., Châari M et Neifar L. 2012. Digenean species diversity in teleost fishes from the gulf of Gabes, Tunisia (western Mediterranean). *Parasite*, 19: 129-135.

Demanche C, Berthelemy M, Petit T, Polack B, Wakefield A E, Dei-Cas E, et Guillot J 2001. Phylogeny of pneumocystis carinii from 18 primate species confirms host specificity and suggests coevolution. *Journal of Clinical Microbiology*, vol. 39, n° 6: 2126–2133.

E

El-Sayed NM, Raef AM et El Masry NM. 2004. Gastro-intestinal nematodes of some marine fishes at Port Said province. *Kafr El-Sheikh Vet. Med. J. Vol. 2 No. 1* (2004) (141-154).

Euzet L et Quignard JP. 1961. Sur deux parasites de *Xiphias gladius* L. Station biologique de Sète. *CIESM Congress 1960, Monaco*, article 0073.

F

Falaise, P. 2017. Les parasites de poisson : agents de zoonoses. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2017, 248 p.

FAO. 2018. Le développement de l'aquaculture en Algérie en collaboration avec la FAO – Bilan 2008-2016. FAO, Circulaire sur les pêches et l'aquaculture no. 1176. Rome. 112 pp. Licence : CC BY-NC-SA 3.0 IGO.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

FAO. 2020. La situation mondiale des pêches et de l'aquaculture 2020. La durabilité en action. CA9231FR/1/06.20. Licence CC BY-NC-SA 3.0 IGO.

Feki, M., M. Chaari, and L. Neifar. 2015. Spatial variability of helminth parasites and evidence for stock discrimination in the round sardinella, *Sardinella aurita* (Valenciennes, 1847), off the coast of Tunisia. *Journal of helminthology*, 90, 353–358.

Franzen, C. 2004. Microsporidia: How can they invade other cells?. *Trends in Parasitology*, 20, 275–279.

Foin, A.A. 2005. Parasites et parasitoses des poissons d'ornement d'eau douce. Aide au diagnostic et proposition de traitement. Thèse pour l'obtention de Doctorat. Spécialité: Vétérinaire. *Ecole nationale vétérinaire d'Alfort*. 122p.

Fryer, G. 1968. The parasitic Crustacea of African freshwater fish: their biology and distribution. *J. Zoology London*, 156: 35–43.

G

Ghadam M, Banaii M, Mohammed E T, Suthar J, et Shamsi S. 2017. Morphological and molecular characterization of selected species of *Hysterothylacium* (Nematoda: Raphidascarididae) from marine fish in Iraqi waters. *Journal of Helminthology*, Page 1 of 9.

Giavenni, R. 1986. Pathologie des loups et des daurades. Pathologie des espèces élevées en aquaculture marine en Méditerranée. 6 – 19 Avril 1986. *Villanova Di Motta Di Livenza – Italie*. <http://www.fao.org/3/ac910f/AC910F00.htm#TOC>

Giorgetti, G. 1986. Maladies Du Poisson Et Legislation Italienne. Pathologie des espèces élevées en aquaculture marine en Méditerranée. 6 – 19 Avril 1986. *Villanova Di Motta Di Livenza – Italie*. <http://www.fao.org/3/ac910f/AC910F00.htm#TOC>

Girard P. et Elie P. 2007. Manuel d'identification des principales lésions anatomomorphologiques et des principaux parasites externes des anguilles. *Bordeaux : Cemagref*. 81p.

Gouvernement du Québec. 2016. Guide de classification des anomalies externes des poissons d'eau douce du Québec. Bibliothèque et Archives nationales du Québec. ISBN 978-2-550-76167-9 (imprimé). ISBN 978-2-550-76168-6 (PDF).

H

Hafir-Mansouri D, Ramdane Z, Kadri N, Hafir H, Trilles J P et Amara R. 2017. Parasitofauna isolated from fish of the east Algerian coast. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 37(4) 2017, 149.

Hadjou Z, Ramdane Z, Brahim Tazi N A, Bellal A et Charane M. 2017. Effect of parasitism on the length/weight relationship and the condition index in two groups of *Pagellus acarne* (Risso, 1826) (Perciformes Sparidae), parasitized and unparasitized specimens, from the Eastern Coast of Algeria. *Biodiversity Journal*, 8 (4): 889–894.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Hogans WE, Bratney J et Hurlbut TR .1985. *Pennella filosa* and *Pennella instructa* (Copepoda: Pennellidae) on Swordfish (*Xiphias gladius* L.) from the Northwest Atlantic Ocean. *J. Parasit* 71 (1), pp. 111-112.

Houénou-Sèdogbo M, Tadjida-Zannou B, Edoux-Siko J, Tossavi Nd, Togla I, Fiogbé Id, et Ibikounlé M. 2019. Faune des métazoaires parasites de *Clarias gariepinus* (Clariidae) et de *Oreochromis niloticus* (Cichlidae), deux poissons des whédos du delta supérieur du fleuve Ouémé au sud du Bénin. *Int. J. Biol. Chem. Sci.* 13(2): 983-997.

Hubert B., Bacou J., Belveze H. 1989. Epidemiology of Human Anisakiasis: Incidence and sources in France, *Am. J. Trop. Med. Hyg.*, 1989, 40 (3): 301-303.

Hussien A. M. Osman, Mohamed A. Hassan and Ahmed M.E. El-Refaey. 2014. Studies on Sarcotaces Sp. (Copepoda, Philichthyidae) Infestation (Black Bag Disease) among Some Marine Fish Species of Arabian Gulf, Saudi Arabia. *World Applied Sciences Journal* 32 (9): 1780-1788, 2014

I

Ichallal et Ider. 2012. Contribution à l'étude de l'effet de la parasitofaune sur les paramètres biologiques de deux espèces de poissons (daurade et loup bar) d'élevage de la ferme aquacole d'Azeffoune. Mémoire de Master en Biologie et Physiologie Animale Comparée. Université Abderrahmane Mira Bejaia. 57P.

Ichalal, K., Z. Ramdane, D. Ider, M. Kacher, M. Iguerouada, J. P. Trilles, L. Courcot, et R. Amara. 2015. Nematodes parasitizing *Trachurus trachurus* (L.) and *Boops boops* (L.) from Algeria. *Parasitol.res.* doi 10.1007/s00436-015-4633-6.

Ichalal K, Ramdane Z, Iguer-Ouada M et Mohammed Kacher. 2016. First observation of intersex in *Trachurus trachurus* (Carangidae) from the Eastern Coast of Algeria: are nematodes the causative factor?. *Cybium*, 40(3) : 225-233.

Ichalal K, Chikhoun A, Ramdane Z, Iguer-Ouada M et Mohammed Kacher. 2017. The parasite fauna of *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) (Teleostei: Carangidae) from the eastern coast of Algeria. *Bull. Soc. Zool. Fr.*, 2017,142(1) :29-45.

Ider, D., Z. Ramdane, Courcot, L., R. Amara et J. P. Trilles. 2014. A scanning electron microscopy study of *Argulus vittatus* (Rafinesque-Schmaltz, 1814) (Crustacea: Branchiura) from Algerian coast. *Parasitol Res* (2014) 113 :2265–2276. DOI 10.1007/s00436-014-3881-1.

Ider, D., Z. Ramdane, J. P. Trilles, et R. Amara. 2018. Metazoan parasites of *Boops boops* (Linnaeus, 1758) from the Algerian coast. *Cah. Biol. Mar.* 59.

Ifremer. 1997. Rapport annuel de l'institut français pour l'exploitation de la mer.

Institut de Veille Sanitaire. 2003. Morbidité et mortalité dues aux maladies infectieuses d'origine alimentaire en France, *Rapport INVS, 2003*, 149-151.

Ioli A., Leonaldi R., Gangemi C., Lo-giudice L., Bottari M., Petihory J.C. 1998. A propos d'un cas d'anisakiase contractée en Sicile, *Bull. Soc. Pathol. Exot.*, 1998, 91(3): 232-234.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

K

Kabata, Z., 1970. Crustacea as enemies of fish. Book 1, Snieszko, S., Axelrod H.R. (ed.), Diseases of Fish, T.F.H. Publications, Jersey City, N.J.

Kabata, Z. 1979. Parasitic Copepoda of British Fishes. *Ray Society, London.* 468p.

Kaur R., et Dua A. 2015. Changer in labo rohita pigment translocation in melanophores, on exposure to municipal Wastewater of Tung Dhab, Amristar, India. *Environmental toxicology and pharmacology*, 39(1): 747-757.

Kim S.K., Lud S. et OH J. R. 2002. Characteristics of trophic transfert of polychlorinated biphenyls in marine organisme in incheon north harbor, *Kreen Environ Toxicol. Chen*, 21(4): 834-841.

Kohn A, Cohen SC. 1998. South American Monogenea list of species, hosts and geographical distribution. *International Journal for Parasitology*. Volume 28, Issue 10, 1 October 1998, Pages 1517-1554.

Kuipers F.C., Van thiel P.H., Rodenburg W., Wielinga W.J., et Roskam P.T. 1960. Eosinophilic phlegmon of the alimentary canal caused by a worm, *Lancet.*, 1960, 26 (2): 1171-1173.

L

Leclereq E., Taylos J. F. et Migaud H. 2010. Morphologique skin colour changer in teleosts. *Fich. Fish*, 11(1): 59-193.

Lester RJG, Roubal FR et Woo PTK 1995. Copepoda: Pennellidae. Fish diseases and disorders. *Protozoan and Metazoan Infections*, vol. 11. pp. 475–598.

Llarena-Reinoa M, Abollo E et Pascuala S. 2019. Morphological and genetic identification of *Pennellainstructa* (Copepoda: Pennellidae) on Atlantic swordfish (*Xiphias gladius*, L. 1758). *Fisheries Research* 209, 178–185.

Liang, Li; Li-Qiang, Du; Zhen, Xu; Yan-ning, G; Shu-Xia, W; et Lu-ping, Z. 2013. Morphological variability and molecular characterization of *Dichelyne* (*Cucullanellus*) *pleuronectidis* (Yamaguti, 1935) (Ascaridida: Cucullanidae) from the flatfish *Pleuronichthys cornutus* (Temminck & Schlegel) (Pleuronectiformes: Pleuronectidae) in the East China Sea. *Syst Parasitol* (2014) pp87 : 87-98.

Louiz I., Menif D., Benattia M. et Ben Hassine O.K. 2007. Incidence des déformations squelettiques Chez trois espèces. De Gobiidae de la lagune de Bizerte (Tunisie). *Cybium*, 31(2) : 209-216.

Lovy J, Kostka M, Dyková I, Arsenault G, Pecková, H, Wright GM, et Speare DJ. 2009. Phylogeny and morphology of *Glugea hertwigi* from rainbow smelt *Osmerus mordax* found in Prince Edward Island, Canada. *Dis Aquat Organ* 86, 235–243.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

M

Majtan J., Cemy J., Ofukana A., Takac P. et Kozanek M. 2012. Mortality of therapeutic fish *Gorra rufa*. Causes by *Aeromonas sobria*. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2 (2): 85-87.

Mansour L, Thabet A, Harrath AA, Al Omar SY, Mukhtar A, Sayed SR and Abdel-Baki AS 2016. New microsporidia, *Glugea sardinellensis* n. sp. (Microsporea, Glugeida) found in *Sardinella Aurita* Valenciennes, 1847, collected off Tunisian coasts. *Acta Protozool.* 55: 281–290.

Marcogliesse, D, L et Done,D,K. 1996. Food webs: a plea for parasites. *Trends Ecol. Evol.* 12: 320-325.

Marzoug, D. 2002. Contribution à l'étude des parasites des cétacés, échoués le long du littoral occidental algérien. Thèse de Magistère.894 p.

Marzoug, D. Z., B. Zitouni, D. I. Gibson, A. Perez-Del-Olmo, and A. Kostadinova. 2012. Descriptions of digeneans from *Sardina pilchardus* (Walbaum) (Clupeidae) off the Algerian coast of the western Mediterranean, with a complete list of its helminth parasites. *Syst parasitol*, 81 :169–186.

Mattiucci S, Farina V, Garcia A, Santos MN, Mariniello L et Nascetti G. 2005. Metazoan parasitic infections of swordfish (*Xiphias gladius* L., 1758) from the Mediterranean Sea and Atlantic Gibraltar waters: implications for stock assessment. *Col. Vol. Sci. Pap. Iccat*, 58(4) : 1470-1482.

Mattiucci S, Garcia A, Cipriani P, Santos MN, Nascetti G et Cimmaruta R. 2014. Metazoan parasite infection in the swordfish, *Xiphias gladius*, from the Mediterranean Sea and comparison with Atlantic populations: implications for its stock characterization. *Parasite*, 21, 35.

Massi D, Titone A, Bottari A, Busalacchi B, Gancitano V, Giusto GB, Sinacori G et Vitale S. 2014. *Conchoderma virgatum virgatum* (Crustacea, Lepadidae) in association with *Pennellainstructa* (Crustacea, Pennellidae) on a swordfish from the strait of Sicily. *Biologia Marina Mediterranea* ; Genoa Vol. 21, N° 1, 351-352.

Mbega J.D. et Teugels G. G. 2003. Guide de détermination des poissons du bassin inférieur de l'OGOQUE. *Institut de la recherche agronomique et forestière du Gabon.* 165p.

Meeno Y., Nagasawa K., et Sorimachi M. 1993. *Kudoa intestinalis* n.sp. (Myxosporea: Multivalvulida) from the intestinal musculature of the striped mullet, *Mugil cephalus*, from Japan, *J. Parasitol.*, 1993, 79 (2): 190-192.

Merceron M, Dero/El, IFREMER/Brest. 1987. Baie de Vilaine : juillet 1982 mortalité massive de poissons. L'analyse des causes et des mécanismes du phénomène, les propositions diction. *Environnement, équinoxe* N° 21.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Michel B., Fournier G., Ieffring F., Coster B. et vanderplasschen A. 2010. Cyprinid Herpesvirus 3. *Emerging infectious Diseases*, 16(12) : 1835-1843.

Mingelbier M, Trencia G, Dumas R, Dumas B, Mailhot Y, Bouchard C, Manolesco DC, Brodeur P, Hudon C et Ouellette G. 2001. Avis scientifique concernant la mortalité massive des carpes dans le Saint-Laurent durant l'été 2001. Société de la faune et des parcs du Québec, Ministère de l'environnement, Biodôme de Montréal, Environnement Canada. 25 p.

Moran J.D.W., Withaker D.J., Kent M.L. 1999. A review of the Myxosporeans genus *Kudoa* Meglitsch, 1947, and its impact on the international aquaculture industry and commercial fisheries. *Aquaculture*, 1999, 172: 163-196.

Mouni L, Merabet Dj, Arkoub H, Moussaceb K. 2009. Étude et caractérisation physico-chimique des eaux de l'oued Soummam (Algérie). *Sécheresse* 2009; 20 (4): 360-6.

N

Nei M and Kumar S. 2000. Molecular Evolution and Phylogenetics. *Oxford University Press, New York*.

Norris D E et Overstreet R M. 1975. *Thynnascaris reliquens* sp. n. and *T. habena* (Linton, 1900) (Nematoda: Ascaridoidea) from fishes in the northern Gulf of Mexico and eastern U.S. seaboard, *J. Parasitol.* 61. 330–336.

O

Öktener A, Trilles JP et Leonardos I. 2007. Five Ectoparasites from Turkish fishes. *The Turkish Journal of Parasitology*, 31, 2, 154-157.

Öktener A. 2009. *Pennella, instructa* Wilson, 1917 (Copepoda: Pennellidae) on the cultured greater amberjack, *Seriola dumerili* (Risso, 1810). *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol.*, 29(3), 98.

Öktener A, Koç HT and Erdoğan Z. 2010. Three Ectoparasites on swordfish from Aegean Coasts of Turkey. *Bulletin of the European Association Fish Pathologists*, 30, 5, 185-188.

Oliver, G. 1977. Effect pathogene de la fixation de *Diplectanum aequans* (Wagener, 1857) Diesing 1858 (Monogenea, Monopistocotylea, Diplectanidae) sur les branchies de *Dicentrarchus labrax* Linneus, 1758), (Pisces, Serranidae). *Zeit. Parasitenkunde.*, 53: 7–11.

P

Paperna, I. & Zwerner, D.E. 1981. Host-parasite relationship of *Ergasilus labraxis* Kroyer (Cyclopidea, Ergasilidae) and the striped bass, *Morone saxatilis* (Walbaum) from the lower Chesapeake Bay. *Ann. Parasitol. Hum. Comp.*, 57: 393–405.

Paperna, I. 1991. Diseases caused by parasites in the aquaculture of warm water fish. *Annual Rev. Fish Dis.* 1: 155–194.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Petithory JC, Ardoin F, Ash L R. 2005. rapid and Inexpensive Method of Diluting Giemsa Stain for Diagnosis of Malaria and Other Infestations by Blood Parasites. *Journal of Clinical Microbiology*, Jan. 2005, p. 528 Vol. 43, No. 1.

Petithory JC. 2008. « Actualités sur l'anisakidose ». *Revue francophone des laboratoires* 38, no 399 (5 mai 2008) : 87-93.

Petter AJ et Cabaret J. (1995). Ascaridoid nematodes of teleostean fishes from the eastern north Atlantic and seas of the north of Europe. *Parasite*, 1995, 2, 217-230.

Petter A J, Sey O. 1997. Nematode parasites of marine fishes from Kuwait, with a description of *Cucullanus trachinoti* n. sp. from *Trachinotus blochi*, *Zoosystema* 19. 35–59.

Plan AquaPêche. 2020. Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques 2014. Secteur de la Pêche et de l'Aquaculture. Bilan (2012-2014).

Price, P, W. 1980. Evolutionary biology of parasites. Princeton university press: 237p.

R

Rahmati-Holaroo H., Mokhtari A. et Hasanzadeh R. 2016. Isolated and identification of viral hemonhagic Septicemia virus (VHSV) from farmed rainbow thout (*concorhynchur mykin*) in Iran. *Acta Tropicale*, 156(1) : 30-36.

Ramdane Z. Et Trilles J.P. 2007. Parasitic Copepods (Crusacea:Copepoda) from Algerian marine fishes. *Zootaxa*, 1574, 49-68.

Ramdane Z. 2009. Identification et écologie des ectoparasites Crustacés des poissons Téléostéens de la côte Est algérienne. Thèse de Doctorat, Université Badji Mokhtar, Annaba, 235 pp.

Ramdane Z, Bensouilah M A et Trilles J P. 2009. Étude comparative des crustacés isopodes et copépodes.

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

Rarahu D., Ambre V C., Marie-Estelle S., Nathalie C L. 2008. Prophylaxie des poissons lagunaires en élevage Rapport final de la convention N° 7.0022 du 23 mai 2007. Ifremer : 62p.

Repiso Ortega A., Alcantara Tomez A., Gonzalez De Fruto C., De Artaza Varasa T., Rodriguez Merlo R., Valle Munoz J., Martinez Potenciano J.L. 2003. Anisakiasis gastrointestinal. Estudio de una serie de 25 pacientes, Gastroenterol. *Hepatol.*, 2003, 26 : 341-346.

Richard y., Billargeon J.P. et Massé H. 2016. Guide de classification des anomalies externes des poissons d'eau douce de Québec : Bibliothèque et Archives nationales du Québec. 177p.

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Roberts RJ. 1979. Pathologie du Poisson. 317 p. Paris : Malouines S.A. Éditeur. Ectoparasites de poissons marins algériens et marocains. *Cybium*, 33(2) : 123-131.

Rofaela leao Soares P., lucar correa de Andrade A., Pinheiro santor T., Barros lucan da silva S., Freitan sa silva J., Roehiguer dos samtor A., Lima da silver Sanger E.H., Mahliano sa cumha F., wanderly Teisceira V. et Ribeiro sale carènes. 2016. Acute and chronic toxicity of the benzoyluree pesticide, lufenuron in the fish. *Colossoma macropomun*. *Chemophese*, 161(1): 412-421.

S

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

Saadi N, Trilles J P, Amara R and Ramdane Z. 2020. Parasitic nematodes infecting commercial fishes off the coast of Algeria. *Zoology and Ecology*, 2020, Volume 30, Number 1.

Seppälä O, Karvonen A, Valtonen ET. 2005. Impaired crypsis of fish infected with a tropically transmitted parasite. *Anim Behaviour*, 70: 895 – 900.

Simsek E, Ciloglu A, Yildirim A, Pekmezci G Z. 2018. Identification and Molecular Characterization of *Hysterothylacium* (Nematoda: Raphidascarididae) Larvae in Bogue (*Boops boops* L.) from the Aegean Sea, Turkey. *Kafkas Universitesi Veteriner Fakultesi Dergisi* 24 (4): 525-530.

Sindermann C. J. 1989. Principal Diseases of Marine Fish and Shellfish: vol 1: *Disease of Marine Fish*. -Maryland: Academic Press, - 521p.

Smiley J.F., Okihiro M.S., Drawbridge M.A. et Kaufmann R.S. 2016. Pathology of ocular lesion Associates with Gas supersaturation in Wite Seabars. *Journal of aquatic Animal Health*, 24(1) : 1-10.

Sommerville, C. 1986. Aspects Economiques Des Maladies Parasitaires. Pathologie des espèces élevées en aquaculture marine en méditerranée 6 – 19 avril 1986. Villanova di motta di livenza – Italie. <http://www.fao.org/3/ac910f/AC910F00.htm#TOC>

T

Tahri, M., Djebbari, N., Nouara, N. and Bensouilah, M. 2017. *Anguilli colosis* Infection and Pathological Status of the Swim Bladder Wetland Eels (Extreme North-East of Algeria). *Asian Journal of Biological Sciences*, 10: 90-97.

Takvorian, P., Weiss, L., et Cali, A. 2005. The early events of *Brachiola algerae* (Microsporidia) infection: spore germination, sporoplasm structure, and development within host cells. *Folia Parasitologica*, 52, 118–129.

Tamura, K. 1992a. Estimation of the number of nucleotide substitutions when there are strong transition-transversion and G+C-content biases. *Mol. Biol. Evol.* 9:678-687.

Tokarev Y, Voronin VN, Senderskiy IV, Issi IV. 2015. The microsporidium *Glugea gasterostei* Voronin, 1974 (Microsporidia: Marinosporidia) from the three-spined stickleback

VI. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Gasterosteus aculeatus (Actinopterygii: Gasterosteiformes) as an independent species. *Parazitologija* 49(2) :81-92.

Thomas, F., Renaud, F., Rousset, F., Cézilly, F. et De Meeüs, T. 1995. Differential mortality of two closely related host species induced by one parasite. *Proceedings of the Royal Society of London Series B - Biological Sciences* 260: 349-352.

Tossavi ND, Gbankoto A, Yessoufou A, Escande ML, Dimitri G, Ribou A-C, Moutaïrou K, Sakiti GN. 2015. Histopathological and ultrastructural studies of a *Henneguya* species (Myxozoa: Myxosporidia) infesting the intestine of *Clarias gariepinus* from Bénin (West Africa). *Parasitol. Res.*, 114: 861-872.

V

Van thiel P., Kuipers F.C., Roskam R.T. 1960. A nematode parasitic herring, causing acute abdominal syndromes in man, *Trop. Geogr. Med.*, 1960, 12: 97-113.

W

Williams, E. H. Jr., et L. Bunkley-Williams. 1996. Parasites of offshore big game fishes of Puerto Rico and the western Atlantic. Sportfish Disease Project Department of Marine Sciences and Department of Biology University of Puerto Rico P.O. Box 5000 Mayagüez, PR 00681-5000.

X

Xu D-H, Shoemaker CA, Klesius PH. 2007. Evaluation of the link between gyrodactylosis and streptococcosis of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *J. Fish Disease*, 30: 233 – 238.

Y

Yonezawa T., Hasegawa S.I., Ahn J.Y., Cha B.Y., Teruga T., Hagiwara H., Nagai K. et woo J.T. 2007. Tributyltin and triphenyltin inhibit osteoclast differentiation through a retinoic acid receptor-dependent signaling pathway. *Biochemical and Biophysical research communication*, 335(1): 10-15.

Z

Zhao, J.-Y., Zhao, W.-T., Ali, A.H., Chen, H.-X. et Li, L. 2017 Morphological variability, ultrastructure and molecular characterisation of *Hysterothylacium reliquens* (Norris & Overstreet, 1975) (Nematoda: Raphidascarididae) from the oriental sole *Brachirus orientalis* (Bloch & Schneider) (Pleuronectiformes: Soleidae). *Parasitology International* 66, 831–838.

Zhou, R., Hotta, I., Denli, A.M., Hong, P., Perrimon, N., Hannon, G.J. 2008. Comparative analysis of argonaute-dependent small RNA pathways in *Drosophila*. *Mol. Cell* 32(4) : 592--599.

Zhou L.S et Li-chan E.C.Y. 2009. Effects of *Kudoa* spores endogenous protease activity and frozen storage on cooked texture of minced Pacific hake (*Merluccius productus*), *Food Chem.*, 2009, 113: 1076-1082.

ANNEXES

Annexes

Annexe 01 : Indices parasitologiques pour les espèces de poissons étudiées selon les classes de tailles, le mois et le sexe.

• *Sardinella aurita* (Valencienne, 1847) :

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Octobre 2017	40	33	132	82,50	4	3,30
Novembre	41	35	152	85,37	4,34	3,71
Décembre	39	36	169	92,31	4,69	4,33
Janvier	39	36	149	92,31	4,14	3,82
Février	40	36	170	90	4,72	4,25
Mars	38	35	149	92,11	4,26	3,92
Avril	41	35	133	85,37	3,80	3,24
Mai	42	35	157	83,33	4,49	3,74
Juin	40	36	157	90	4,36	3,93
Juillet	40	36	162	90	4,50	4,05
Aout	40	37	156	92,50	4,22	3,90
Septembre	44	39	174	88,64	4,46	3,95
Octobre 2018	41	31	112	75,61	3,61	2,73
Total	525	460	1972	87,62	4,29	3,76

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[10-12]	90	77	311	85,55	4,04	3,46
]12-14]	166	144	609	86,74	4,23	3,67
]14-16]	175	150	623	85,71	4,15	3,56
]16-18]	80	76	354	95	4,66	4,43
]18-20]	14	13	75	92,85	5,77	5,36
Total	525	460	1972	87,62	4,29	3,76

• *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792) :

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Octobre 2017	27	00	00	00	00	00
Novembre	39	12	37	30,77	3,08	0,95
Décembre	66	10	30	15,15	03	0,45
Janvier	20	02	06	10	03	0,30
Février	41	30	37	73,17	1,23	0,90
Mars	78	17	39	21,79	2,29	0,50
Avril	83	12	29	14,46	2,42	0,35
Mai	16	00	00	00	00	00
Juin	13	02	04	15,38	02	0,31
Juillet	11	01	02	9,09	02	0,18
Aout	14	05	11	35,71	2,20	0,79
Septembre 2018	07	01	03	14,29	03	0,43
Total	415	92	198	22,17	2,15	0,48

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[10-12]	144	43	103	29,86	2,40	0,72
]12-14]	117	28	65	23,93	2,32	0,56
]14-16]	129	16	18	12,40	1,13	0,14
]16-18]	25	05	12	20	2,40	0,48
Total	415	92	198	22,17	2,15	0,48

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	181	37	72	20,44	1,95	0,40
Mâles	177	37	79	20,90	2,14	0,45
Indeterminés	57	18	47	31,58	2,61	0,82
Total	415	92	198	22,17	2,15	0,48

• *Alosa alosa* (Linnaeus, 1758) :

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[12-14]	9	5	17	55,56	3,40	1,89
[14-16]	7	5	13	71,43	2,60	1,86
[16-18]	11	9	39	81,82	4,33	3,55
[18-20]	7	7	35	100	5,00	5,00
[20-22]	9	9	43	100	4,78	4,78
[22-24]	7	7	33	100	4,71	4,71
Total	50	42	180	84	4,29	3,60

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Janvier 2019	15	13	58	86,67	4,46	3,87
Février	16	12	39	75	3,25	2,44
Mars	19	17	83	89,47	4,88	4,37
Total	50	42	180	84	4,29	3,60

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	26	24	104	92,31	4,33	4
Mâles	24	18	76	75	4,22	3,17
Total	50	42	180	84	4,29	3,60

• *Engraulis encrasicolus* (Linnaeus, 1758) :

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Octobre 2017	27	02	05	7,41	2,5	0,19
Novembre	22	01	01	4,55	01	0,05
Décembre	17	00	00	00	00	00
Janvier	13	00	00	00	00	00
Février	16	01	01	6,25	01	00
Mars	11	00	00	00	00	00
Avril	14	00	00	00	00	00
Mai	14	00	00	00	00	00
Juin	16	00	00	00	00	00
Juillet	16	00	00	00	00	00
Aout	20	00	00	00	00	00
Septembre 2018	14	00	00	00	00	00
Total	200	04	07	02	1,75	0,04

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[12-14]	76	01	01	1,32	01	0,01
[14-16]	98	03	06	3,06	02	0,06
[16-18]	26	00	00	00	00	0,00
Total	200	04	07	02	1,75	0,04

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	72	01	01	1,39	01	0,01
Mâles	79	02	05	2,53	2,5	0,06
Indéterminés	49	01	01	2,04	01	0,02
Total	200	04	07	02	1,75	0,04

• *Trachurus trachurus* (Linnaeus, 1758) :

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[08-10]	17	8	36	47,06	4,50	2,12
[10-12]	00	00	00	00	00	00
[12-14]	00	00	00	00	00	00
[14-16]	05	05	20	100	04	04
[16-18]	11	06	36	54,55	06	3,27
[18-20]	17	11	50	64,71	4,55	2,94
Total	50	30	142	60	4,73	2,84

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Juin 2017	10	3	9	30	03	0,90
Juillet	10	9	34	90	3,78	3,40
Aout	10	4	16	40	04	1,60
Septembre	8	5	22	62,50	4,40	2,75
Octobre	12	9	61	75	6,78	5,08
Total	50	30	142	60	4,73	2,84

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	24	14	67	58,33	4,79	2,79
Mâles	26	16	75	61,54	4,69	2,88
Total	50	30	142	60	4,73	2,84

• *Boops boops* (Linnaeus, 1758) :

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[11-12,5[02	00	00	00	00	00
]12,5-14[00	00	00	00	00	00
]14-15,5[17	03	25	17,65	8,33	1,47
]15,5-17[31	14	05	45,16	0,36	0,16
]17-18,5[27	19	10	70,37	0,53	0,37
]18,5-20[14	06	11	42,86	1,83	0,79
]20-21,5[02	02	03	100	1,50	1,50
]21,5-23[04	01	01	25	01	0,25
]23-24,5[06	01	02	16,67	02	0,33
]24,5-26[02	01	03	50	03	1,50
Total	105	47	60	44,76	1,28	0,57

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Janvier 2019	15	3	3	20	01	0,20
Février	53	11	32	20,75	2,91	0,60
Mars	37	33	25	89,19	0,76	0,68
Total	105	47	60	44,76	1,28	0,57

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	62	29	42	0,47	1,45	0,68
Mâles	53	18	18	0,34	1,00	0,34
Total	105	47	60	44,76	1,28	0,57

• *Pagellus acarne* (Risso, 1827) :

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Septembre 2019	20	12	35	60	2,92	1,75
Octobre	20	12	27	60	2,25	1,35
Novembre	10	3	5	30	1,67	0,50
Décembre	10	5	15	50	3,00	1,50
Total	60	32	82	53,33	2,56	1,37

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[11-13]	28	13	27	46,43	2,08	0,96
]13-15]	26	16	41	61,54	2,56	1,58
]15-17]	6	3	14	50	4,67	2,33
Total	60	32	82	53,33	2,56	1,37

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	27	13	27	48,15	2,08	01
Mâles	33	19	55	57,58	2,89	1,67
Total	60	32	82	53,33	2,56	1,37

• *Trachinus draco* (Linnaeus, 1758) :

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Septembre 2017	05	05	44	100	8,80	8,80
Octobre	05	05	45	100	09	09
Novembre	05	05	38	100	7,60	7,60
Décembre	05	05	45	100	09	09
Janvier	05	05	39	100	7,80	7,80
Fevrier	05	05	48	100	9,60	9,60
Total	30	30	259	100	8,63	8,63

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[20-22]	10	10	72	100	7,20	7,20
]22-24]	14	14	127	100	9,07	9,07
]24-26]	00	00	00	00	00	00
]26-28]	06	06	60	100	10	10
Total	30	30	259	100	8,63	8,63

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	13	13	119	100	9,15	9,15
Mâles	17	17	140	100	8,24	8,24
Total	30	30	259	100	8,63	8,63

Mois

• *Thunnus thynnus* (Linnaeus, 1758) :

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Février 2019	02	02	12	100	06	06
Mars	01	01	04	100	04	04
Avril	01	01	06	100	06	06
Mai	01	01	03	100	03	03
Total	05	05	25	100	05	05

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[100-120[03	03	18	100	06	06
]120-140[02	02	07	100	3,5	3,5
Total	05	05	25	100	05	05

• *Xiphias gladius* (Linnaeus, 1758) :

Mois						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[100-120[03	03	18	100	06	06
]120-140[02	02	07	100	3,5	3,5
Total	05	05	25	100	05	05

Classe de taille						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Février 2019	02	02	12	100	06	06
Mars	01	01	04	100	04	04
Avril	01	01	06	100	06	06
Mai	01	01	03	100	03	03
Total	05	05	25	100	05	05

Sexe						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	03	03	15	100	05	05
Mâles	02	02	10	100	05	05
Total	05	05	25	100	05	05

• *Mullus barbatus* (Linnaeus, 1758) :

Mois						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Octobre 2017	7	7	103	100	14,71	14,71
Novembre	7	6	54	85,71	09	7,71
Décembre	11	8	27	72,73	3,38	2,45
Janvier	9	9	27	100	03	03
Février	9	7	23	77,78	3,29	2,56
Mars	8	6	13	75	2,17	1,63
Avril	9	8	17	88,89	2,13	1,89
Mai	9	8	31	88,89	3,88	3,44
Juin	6	6	21	100	3,50	3,50
Juillet	8	8	21	100	2,63	2,63
Aout	7	6	25	85,71	4,17	3,57
Septembre	19	19	43	100	2,26	2,26
Octobre 2018	11	12	35	109,09	2,92	0,85
Total	120	110	440	91,67	04	3,67

Classe de taille						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
]11 - 13]	32	27	69	84,38	2,56	2,16
]13 - 15]	41	36	101	87,80	2,81	2,46
]15 - 17]	25	25	77	100	3,08	3,08
]17 - 19]	07	07	46	100	6,57	6,57
]19 - 21]	07	07	47	100	6,71	6,71
]21 - 23]	08	08	100	100	12,50	12,50
Total	120	110	440	91,67	04	3,67

Sexe						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	63	59	228	93,65	3,86	3,62
Mâles	57	51	214	89,47	4,20	3,75
Total	120	110	440	91,67	04	3,67

• *Mullus surmuletus* (Linnaeus, 1758) :

Classe de taille						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
]15 - 16]	04	04	12	100	03	03
]16 - 17]	11	08	22	72,73	2,75	02
]17 - 18]	05	02	09	40	4,50	1,80
Total	20	14	43	70	3,07	2,15

Mois						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Mars 2019	07	05	15	71,43	03	2,14
Avril	07	05	13	71,43	2,60	1,86
Mai	06	04	15	66,67	3,75	2,50
Total	20	14	43	70	3,07	2,15

Sexe						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	13	09	31	69,23	3,44	2,38
Mâles	07	05	12	71,43	2,40	1,71
Total	20	14	43	70	3,07	2,15

• *Mugil cephalus* (Linnaeus, 1758)

Classe de taille						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
]08-13[26	00	00	00	00	00
]13-18[02	00	00	00	00	00
]18-23[00	00	00	00	00	00
]23-28[03	00	00	00	00	00
]28-33[09	04	08	44,44	02	0,88
Total	40	04	08	10	02	0,20

Mois						
	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Juin 2017	32	04	08	12,50	02	0,25
Octobre	05	00	00	00	00	00
Novembre	03	00	00	00	00	00
Total	40	04	08	10	02	0,20

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	24	03	07	13	2,33	0,29
Mâles	16	01	01	6	01	0,06
Total	40	04	08	10	02	0,20

• *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) :

Classe de taille

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
[28-30[03	00	00	00	00	00
]30-32[01	00	00	00	00	00
]32-34[04	00	00	00	00	00
Total	08	00	00	00	00	00

Mois

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Septembre 2017	05	00	00	00	00	00
Novembre	03	00	00	00	00	00
Total	08	00	00	00	00	00

Sexe

	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Femelles	04	00	00	00	00	00
Mâles	04	00	00	00	00	00
Total	08	00	00	00	00	00

Annexe 02 : Indices parasitaires, taux d'infestations des espèces de poissons examinés.

Espèces hôtes	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	460	1972	87,62	4,29	3,76
<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)	415	92	198	22,17	2,15	0,48
<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	42	180	84	4,29	3,60
<i>Engraulis encrasicolus</i> (Linnaeus, 1758)	200	04	07	02	1,75	0,04
<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	30	142	60	4,73	2,84
<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	47	60	44,76	1,28	0,57
<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	60	32	82	53,33	2,56	1,37
<i>Trachinus draco</i> (Linnaeus, 1758)	30	30	259	100	8,63	8,63
<i>Thunnus thynnus</i> (Linnaeus, 1758)	05	01	01	20	01	0,20
<i>Xiphias gladius</i> (Linnaeus, 1758)	05	05	15	100	03	3,00
<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	110	440	91,67	04	3,67
<i>Mullus surmuletus</i> (Linnaeus, 1758)	20	14	43	70	3,07	2,15
<i>Mugil cephalus</i> (Linnaeus, 1758)	40	00	00	00	00	00
<i>Cyprinus carpio</i> (Linnaeus, 1758)	08	00	00	00	00	00
<i>Sparus aurata</i> (Linnaeus, 1758)	10	00	00	00	00	00
Total: 15	1643	867	3399	53,09	3,92	2,08

NPE : Nombre de poissons examinés ; NPI : Nombre de poissons infestés ; NP : Nombre de parasites ; P (%) : Prévalence ; Im : Intensité moyenne ; Am : Abondance moyenne.

Annexe 03 : indice parasitaires, taux d'infestation des espèces de parasites par rapport aux espèces de poissons hôte examinés.

Parasites Species	Host species	NPE	NPI	NP	P (%)	Im	Am
Monogeneans							
<i>Tristoma coccineum</i> Cuvier, 1817	<i>Xiphias gladius</i> (Linnaeus, 1758)	05	01	04	20	04	0,80
<i>Tristoma integrum</i> Diesing, 1850	<i>Xiphias gladius</i> (Linnaeus, 1758)	05	01	03	20	03	0,60
<i>Gotocotyla acanthophallus</i> (MacCallum and MacCallum, 1913)	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	12	05	11,43	0,42	0,05
	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	06	10	12	1,67	0,20
Digeneans							

<i>Aphanurus stossichii</i> (Monticelli, 1891)	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	189	225	36	1,19	0,43
	<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	21	45	42	2,14	0,90
	<i>Engraulis encrasicolus</i> (Linnaeus, 1758)	200	01	01	0,50	01	0,01
	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	18	17	17,14	0,94	0,16
<i>Aphanurus virgula</i> Looss, 1907	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	189	206	36	1,09	0,39
	<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	21	21	42	01	0,42
<i>Hemiurus communis</i> Odhner, 1905	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	189	143	36	0,76	0,27
	<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	21	17	42	0,81	0,34
<i>Parahemiurus merus</i> (Linton, 1910)	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	189	215	36	1,14	0,41
	<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	21	23	42	1,10	0,46
<i>Opecoeloides furcatus</i> (Bremser in Rudolphi, 1819)	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	27	96	22,50	3,56	0,80
	<i>Mullus surmuletus</i> (Linnaeus, 1758)	20	03	06	15	02	0,30
<i>Opechona ollsoni</i> (Yamaguti, 1934)	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	27	109	22,50	4,04	0,91
	<i>Mullus surmuletus</i> (Linnaeus, 1758)	20	03	08	15	2,67	0,40
Cestoda							
<i>Scolex pleuronectis</i> Müller, 1788	<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)	415	58	113	13,98	1,95	0,27
	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	05	07	4,76	1,40	0,07
	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	03	11	06	3,67	0,22
<i>Acanthobothrium</i> sp.	<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)	415	58	31	13,98	0,53	0,07
<i>Diphyllobothrium</i> sp.	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	05	08	4,76	1,60	0,08
Crustaceans							
<i>Clavellisa emarginata</i> (Krøyer, 1873)	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	20	203	3,81	10,15	0,39
	<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	15	28	30	1,87	0,56
<i>Naobranchia cygniformis</i> Hesse, 1863	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	08	02	7,62	0,25	0,02
	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	08	18	16	2,25	0,36
<i>Peroderma cylindricum</i> (Heller, 1865)	<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)	415	34	64	8,19	1,88	0,15
<i>Peniculus minuticaudae</i> Shiino, 1956	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	32	42	26,67	1,31	0,35
<i>Peniculus fistula fistula</i> Nordmann, 1832	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	32	27	26,67	0,84	0,23
	<i>Mullus surmuletus</i> (Linnaeus, 1758)	20	06	11	30	1,83	0,55
<i>Pennella instructa</i> (Wilson, 1917)	<i>Xiphias gladius</i> (Linnaeus, 1758)	05	03	05	60	1,67	01
<i>Argulus vittatus</i> (Rafinesque-Schmaltz, 1814)	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	08	03	7,62	0,38	0,03
	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	08	33	16	4,13	0,66
<i>Hatschekia mulli</i> (Van Beneden, 1851)	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	32	11	26,67	0,34	0,09
<i>Ceratothoa oestroides</i> (Risso, 1816)	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	08	02	7,62	0,25	0,02
	<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	15	19	30	1,27	0,38
	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	32	12	26,67	0,38	0,10
Nematoda							
<i>Anisakis simplex</i> (Rudolphi, 1809)	<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	50	06	27	12	4,50	0,54
	<i>Engraulis encrasicolus</i> (Linnaeus, 1758)	200	03	06	1,50	02	0,03
	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	13	39	26	03	0,78
	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	04	09	3,81	2,25	0,09
	<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	60	32	27	53,33	0,84	0,45
<i>Hysterothylacium aduncum</i> (Rudolphi, 1802).	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	12	23	2,29	1,92	0,04
	<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	60	32	13	53,33	0,41	0,22
	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	51	40	42,50	0,78	0,33
	<i>Mullus surmuletus</i> (Linnaeus, 1758)	20	05	18	25	3,60	0,90
	<i>Trachinos draco</i> (Linnaeus, 1758)	30	30	122	100	4,07	4,07
	<i>Xiphias gladius</i> (Linnaeus, 1758)	05	01	02	20	02	0,40
<i>Hysterothylacium reliquens</i> (Norris and Overstreet, 1975)	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	51	44	42,50	0,86	0,37

<i>Hytherothylacium fabri</i> (Rudolphi, 1819)	<i>Pagellus acarne</i> ((Risso, 1827)	30	32	31	106,6 7	0,97	1,03
	<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	120	51	59	42,50	1,16	0,49
	<i>Trachinos draco</i> (Linnaeus, 1758)	30	30	111	100	3,70	3,70
	<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	105	04	05	3,81	1,25	0,05
	<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	50	13	41	26	3,15	0,82
<i>Dichelyne (Cucullanellus) pleuronectidis</i> (Yamaguti, 1935)	<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	60	32	29	53,33	0,91	0,48
	<i>Trachinos draco</i> (Linnaeus, 1758)	30	30	26	100	0,87	0,87
Acanthocephala	<i>Thunnus thynnus</i> (Linnaeus, 1758)	05	01	01	20	01	0,20
Protozoan (Microspodian)	<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	525	239	957	45,52	04	1,82

NPE : Nombre de poissons examinés ; **NPI** : Nombre de poissons infestés ; **NP** : Nombre de parasites ; **P (%)** : Prévalence ; **Im** : Intensité moyenne ; **Am** : Abondance moyenne.

Annexe 04 : Distribution des groupes de parasites dans les espèces hôtes avec des valeurs des parasites collectés.

Host species / Parasites groups	Mono	Dig	Cest	Crus	Nema	Acan	Pro	Total
<i>Sardinella aurita</i> (Valencienne, 1847)	0	789	0	203	23	0	957	1972
<i>Sardina pilchardus</i> (Walbaum, 1792)	0	0	134	64	0	0	0	198
<i>Alosa alosa</i> (Linnaeus, 1758)	0	106	0	47	27	0	0	180
<i>Engraulis encrasicolaus</i> (Linnaeus, 1758)	0	1	0	0	6	0	0	7
<i>Trachurus trachurus</i> (Linnaeus, 1758)	10	0	11	51	70	0	0	142
<i>Boops boops</i> (Linnaeus, 1758)	5	17	15	7	16	0	0	60
<i>Pagellus acarne</i> (Risso, 1827)	0	0	0	0	82	0	0	82
<i>Trachinus draco</i> (Linnaeus, 1758)	0	0	0	0	259	0	0	259
<i>Thunnus thynnus</i> (Linnaeus, 1758)	0	0	0	0	0	1	0	1
<i>Xiphias gladius</i> (Linnaeus, 1758)	7	0	0	5	3	0	0	15
<i>Mullus barbatus</i> (Linnaeus, 1758)	0	205	0	92	143	0	0	440
<i>Mullus surmuletus</i> (Linnaeus, 1758)	0	14	0	11	18	0	0	43
Total	22	1132	160	480	647	1	957	3399

Mono: Monogeneans, **Dig:** Digeneans, **Cest:** Cestoda, **Crus:** Crustaceans, **Nema.** Nematoda, **Acan:** Acanthocephala, **Pro:** protozoan.

Production scientifique

Articles publiés :

1. **Souhila RAMDANI**, Jean-Paul Trilles and Zouhir RAMDANE (2020). Parasitic fauna of *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 from Algerian coast. *Zoology and Ecology*, 2020, Volume 30, Number 1.P 101-108. <https://doi.org/10.35513/21658005.2020.2.3>
2. **Souhila RAMDANI**, Jean-Paul TRILLE et Zouhir RAMDANE. Pathological effects cause by *Pennella instructa* (Wilson, 1917) (Pennellidae) to its host *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758 (Xiphiidae) off the Algerian coast. *Studia Universitatis Vasile Goldis, Seria Stiintele Vietii* (Life Sciences Series).
3. **Souhila RAMDANI**, Jean-Paul TRILLE et Zouhir RAMDANE. Metazoan parasites infecting *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758 from the eastern coast of Algeria. *Zoodiversity*.

Articles soumis:

1. **Souhila RAMDANI**, Rachida GHERBI -SALMI, Asma BENSAADA, Jean-Paul Trilles, Salima KENDY et Zouhir RAMDANE. A first record of *Hysterothylacium reliquens* (Norris and Overstreet, 1975) (Raphidascarididae) parasitizing *Mullus barbatus barbatus* (L.) from Algerian coast. *Journal of natural history*.
2. **Souhila RAMDANI**, Zouhir RAMDANE, Claudio SLAMOVITS et Jean-Paul TRILLES. *Glugea* n. sp. (Microsporidian) a new collected parasite species infecting *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 from Algerian coast.
3. Nassima SAADI, **Souhila RAMDANI**, Jean-Paul TRILLES et Zouhir RAMDANE. Molecular characterization of *Hysterothylacium fabri* (Rudolphi, 1819) (Nematoda: Raphidascarididae) parasitizing *Trachurus trachurus* (L.) off the Algerian coasts.

Communications Internationales:

1. **RAMDANI Souhila**: Study of the parasitofauna of a Clupeidae *Sardinella aurita* (Valenciennes, 1847), caught in the Bay of Bajaia, Algeria. TiBE 2018, Trends in Biodiversity and Evolution Host Parasite Interactions. December 5-7. Campus Agrário de Vairão, Portugal.
2. **RAMDANI Souhila**, RAMDANE Zouhir : Étude de la parasitofaune d'un Clupéidae *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792), pêché dans le golfe de Bejaia, Algérie. 30ème Congrès International des sciences biologiques et de biotechnologie de l'ATSB, 25 au 28 Mars 2019. ATSB- Institut National des Sciences Appliquées et de Technologie. Centre Urbain Nord, BP676, 1080 Tunis cedex.

Communications nationales :

1. **RAMDANI Souhila**, SAADI Nassima, RAMDANE Zouhir : Impact de la qualité des eaux de l'oued Soummam sur deux espèces de poissons : *Mugil cephalus* (Linnaeus, 1758) et *cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758). Les 4èmes Journées des Sciences de la Nature et de la Vie (JSNV-4), les 03 et 04 octobre 2018. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, Targua Ouzemour.
2. **RAMDANI Souhila**, RAMDANE Zouhir : Étude de la parasitofaune de quelques espèces de clupéidae pêchés dans le golfe de Bejaïa, Algérie. Les 4èmes Journées d'Etude Nationale sur la Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale (JNLZA 2018), du 23 au 24 octobre 2018. Laboratoire de Zoologie Appliquée et d'Ecophysiologie Animale. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, Targua Ouzemour.
3. Saadi Nassima, **RAMDANI Souhila**, RAMDANE Zouhir : Identification des nématodes Anisakidea infectant quelques poissons marins du golf de Bejaïa. Les 4èmes Journées d'Etude Nationale sur la Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale (JNLZA 2018) du 23 au 24 octobre 2018. Laboratoire De Zoologie Appliquée et d'Ecophysiologie Animale. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, Targua Ouzemour.
4. BOUBEKEUR Racha, **RAMDANI Souhila**, RAMDANE Zouhir, ADJMI-HAMMOUDI, MOULAI Riadh : Pollution de l'Oued Soummam. Les 4èmes Journées d'Etude Nationale sur la Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale (JNLZA 2018) du 23 au 24 octobre 2018. Laboratoire de Zoologie Appliquée et d'Ecophysiologie Animale. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, Targua Ouzemour.
5. **RAMDANI Souhila**, RAMDANE Zouhir : La parasitofaune de deux espèces de téléostéens, *Mullus barbatus barbatus* Linné, 1758) et *M. surmuletus* (L, 1758) dans le golfe de Bejaïa, Algérie. Les 5èmes Journées d'Etude Nationale sur la Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale (JNLZA 2019), Jijel les 22 et 23 octobre 2019. Laboratoire de Zoologie Appliquée et d'Ecophysiologie Animale. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, Targua Ouzemour.
6. GHERBI- SALMI Rachida, **RAMDANI Souhila**, RAMDANE Zouhir : Etude de la parasitofaune chez une espèce de Mugilidés : *Mugil cephalus* (Linnaeus, 1758) dans le golf de Bejaïa. Les 5èmes Journées d'Etude Nationale sur la Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale (JNLZA 2019), Jijel les 22 et 23 octobre 2019. Laboratoire de Zoologie Appliquée et d'Ecophysiologie Animale. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, Targua Ouzemour.

PARASITIC FAUNA OF *SARDINELLA AURITA* VALENCIENNES, 1847 FROM ALGERIAN COAST

Souhila Ramdani^{a*}, Jean-Paul Trilles^b and Zouhir Ramdane^a

^aLaboratoire de la zoologie appliquée et de l'écophysiologie animale, université Abderrahmane Mira-Bejaia, Algérie;

^bUniversité de Montpellier, 34000 Montpellier, France

*Corresponding author. Email: sousane.green@gmail.com

Article history

Received: 10 May 2020;
accepted 18 August 2020

Keywords:

Parasites; Clupeidae fish;
Gulf of Bejaia

Abstract. The parasitic fauna of *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 from the Gulf of Bejaia (eastern coast of Algeria) was studied. The parasites collected from 400 host fish specimens, comprised 10 taxa including 6 species of Digenea, 1 species of Copepoda, 1 species of Nematoda, 1 larva of Cestoda and an unidentified Microsporidian species. The Nematoda *Hysterothylacium* sp. and the Copepoda *Clavellisa emarginata* (Krøyer, 1873) are newly reported for *S. aurita*. The Digenean parasites were numerous, diverse and constituted the most dominant group (P = 33.63%). The checklist of all known parasite species collected from *S. aurita* in the Mediterranean Sea includes 13 species, among which eight are Digeneans.

INTRODUCTION

Sardinella aurita Valenciennes, 1847, is a small widely distributed pelagic fish. It frequently occurs along the Algerian coastline as well as in Tunisia, Egypt, Greece and Sicily (Dieuzeide and Roland 1957; Kartas and Quignard 1976). The biology of *S. aurita* has been studied in the Mediterranean Sea by many researchers (Bounhioul 1921; Dieuzeide and Roland 1957; Chavance et al. 1985; Bouaziz et al. 2001; Hamida 2003; Bouaziz 2007). However, its parasitic fauna was investigated rarely (Derbel et al. 2012; Feki et al. 2015; Mansour et al. 2016), particularly along the Algerian coast. Taking into consideration the high economic importance of this fish, it is vital to know about its parasitic fauna. Pathogenic parasites induce diseases and may cause losses in the economic value of their hosts.

Microsporidia, for example, are among important protozoan parasites affecting fish (Dykova et al. 1980), in which they are transmitted both horizontally and vertically (MacNeil et al. 2003; Haine et al. 2004) and cause pathologies ranging from extensive muscle degeneration (Slothouber-Galbreath et al. 2004) to changes in the sex-ratio (Haine et al. 2007; Mautner et al. 2007). Microsporidia are common parasites of fish from different geographical areas (Caffara et al. 2010; Jithendran et al. 2011; Morsy et al. 2013; Abdel-Baki et al. 2015; Mansour et al. 2016; Frenette et al. 2016; Jones et al. 2017; Ovcharenko et al. 2017). The study of Microsporidia inducing xenomas in fish offers an insight into cell pathology. It is of interest since many of these species are important agents of fish diseases (Dykova 1995; Shaw et al. 1999). They have economic consequences and negative impacts when they cause

disease in commercially valuable fish (Yokoyama et al. 2002; Kent et al. 2014; Phelps et al. 2015; Mansour et al. 2016).

The aim of this study was to identify the parasitic fauna infecting *S. aurita* from the eastern coast of Algeria, and to establish a checklist of all known parasite species infecting *S. aurita* from the Mediterranean Sea.

MATERIALS AND METHODS

During the period from October 2017 to October 2018, 400 specimens of *S. aurita* were collected from the Gulf of Bejaia (eastern coast of Algeria) and examined for parasites. The number of examined fish by age, size classes and months is indicated in Table 1.

The fish caught by local fishermen were transported to the laboratory immediately after landing. All parts of the body of each fish were carefully examined for attached parasites by both naked eye and with a binocular magnifying glass. Lesions and external changes were noted. For each fish specimen, the following parameters were recorded: total length (TL) in cm using an ichthyometer, total mass (Wt) and mass of gutted fish (We) in g using a precision balance (precision = 0.1g). Subsequently, the sex was determined. Once the parasites had been collected, they were cleaned and immediately preserved in pure ethanol (protozoan) and then transferred to 70% ethanol (for subsequent identification). Digenea and Cestoda (larvae) were stained, dehydrated in a graded series of ethanol dilutions (70°, 85°, 95° and 100°), cleared in clove oil and mounted in Canada balsam. Parasitic copepods were later cleared

Table 1. Number of examined fish specimens per months, size classes and age.

Months	October 2017	November 2017	December 2017	January 2018	February 2018	March 2018	April 2018	May 2018	June 2018	July 2018	August 2018	September 2018	October 2018
n	30	32	30	30	32	31	30	31	30	31	32	31	30
Size classes (cm)	[11–12]		[12–13]	[13–14]	[14–15]		[15–16]		[16–17]		[17–18]	[18–19]	
n	22		40	74	91		73		53		30	17	
Age (year)	[1–2]		[2–3]		[3–4]			[4–5]				[5–6]	
n	58		124		130			60				28	
Total													400

n: number of examined fishes.

Table 2. Parasitological indexes according to parasites species infecting *Sardinella aurita*.

Digenea	33.63	1.18	0.39		
<i>Aphanurus stossichii</i> (Monticelli, 1891)*	9.73	1.36	0.13	DT	E
<i>Parahemiurus merus</i> (Linton, 1910)*	5.31	1.25	0.06	DT	E
<i>Derogenes latus</i> Janiszewska, 1953*	0.44	1	0.004	DT	E
<i>Lecithochirium</i> sp.*	1.76	4	0.004	DT	E
<i>Hemiurus communis</i> Odhner, 1905*	0.44	1	0.004	DT	E
<i>Hemiurinae</i> sp.*	15.49	1.2	0.18	DT	E
Cestoda	0.88	0.5	0.004		
<i>Tetraphyllidea larva</i> sp.*	0.88	0.5	0.004	DT	E
Copepoda	13.27	2.03	0.27		
<i>Clavellisa emarginata</i> (Krøyer, 1873)*	13.27	2.03	0.27	Gi	E
Nematoda	0.88	1.5	0.013		
<i>Hysterothylacium</i> sp.*	0.88	1.5	0.013	PC	E
Protozoan	23.45	1	0.226		
Unidentified Microsporidian*	23.45	1	0.226	PC/DT	/

P%: Prevalence (%); Im: Mean intensity; A: Mean abundance; M: Microhabitat; H/S: Host specificity; DT: Digestive tract; PC: Peritoneal cavity; Gi: Gills; E: Euryxenic; *: Newly collected parasites on *S. aurita* from the east coast of Algeria.

in 85% lactic acid for 1 to 2 h before dissection. The parasites were identified using identification keys based on their morpho-anatomic characteristics.

To evaluate parasitism, we calculated three parasitological indices (Bush et al. 1997):

1. Prevalence (P%) = the number of hosts infested (n) / the number of fish specimens examined (H) × 100.
2. Mean intensity (Im) = the number of parasite specimens (n) / the number of infested hosts.
3. Age, estimated using otholithometry.

To examine protozoan parasites, the xenoma was crushed, and three types of smears were prepared: (fresh, fixed and stained). Fresh spores were observed using an optical microscope, and the diameter of the spores was measured using an ocular micrometer. The smears were left to dry in ambient temperature. After drying, the smears were stained with Giemsa and Haematoxylin-Eosin (H&E).

RESULTS

Diversity of the collected parasites

The ten parasite taxa observed for the first time on *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 from the eastern coast of Algeria are as follows: Digenea, *Aphanurus stossichii* (Monticelli 1891), *Parahemiurus merus* (Linton 1910), *Derogenes latus* Janiszewska, 1953, *Lecithochirium* sp., *Hemiurinae* sp. and *Hemiurus communis* Odhner 1905, Copepoda, *Clavellisa emarginata* (Krøyer 1873), Nematoda, *Hysterothylacium* sp., Cestoda, *Tetraphyllidea larva* and an unidentified Microsporidian (Table 2).

The fish specimens infected with Microsporidia did not show any external alteration in their appearance in contrast to infections with other parasite taxa; no external morphological signs of disease were recorded. Macroscopically, the infection manifested itself in numerous visible xenomas in the general cavity of the host fish *S. aurita* (Figure 1A, white arrows). These xenomas are easy to extract from the organs to which

they are attached. The xenomas observed in infected fish varied in number (1 to 6) and in diameter (6 mm to 15 mm). Also, they differed in appearance, consistency and color. The vast majority of xenomas were found in the peritoneal cavity and were either i) rigid- and irregular-shaped with a hard chalky exterior containing a solid, crumbly, cream-coloured, dark yellowish substance free of any liquid; or of regular spherical shape with a highly flexible wall containing a white liquid. The microscopic examination of fresh wet smears, Giemsa stained smears, and smears stained with Hematoxylin-Eosin (H&E), prepared from the contents of the crushed xenomas, revealed a large number of mature ovoid- to

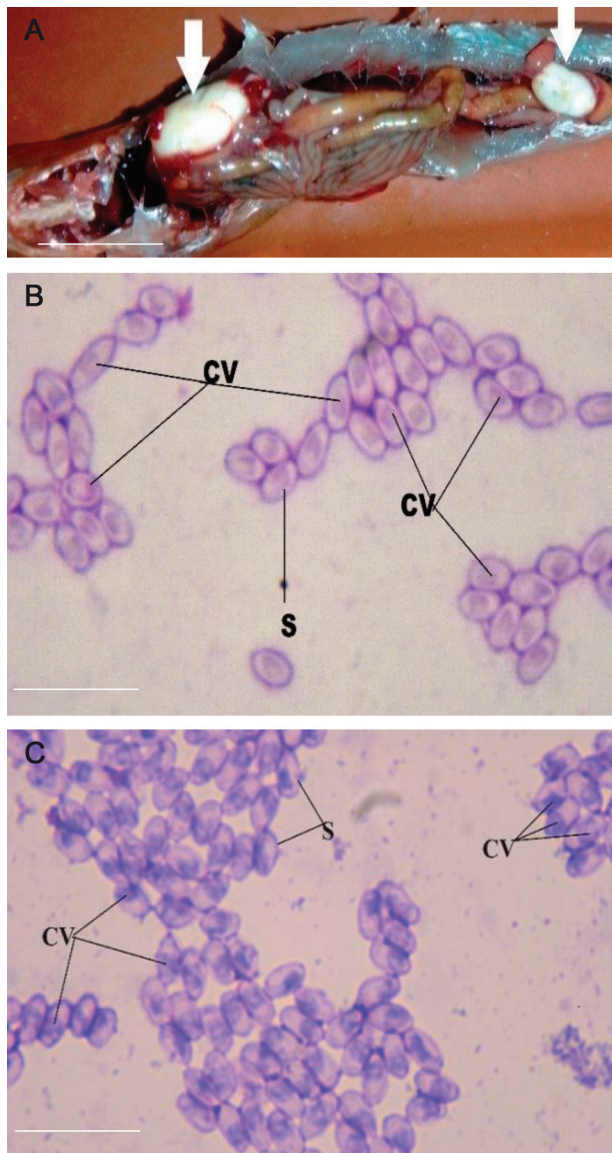


Figure 1. A, Xenomas attached to the general cavity of *Sardinella aurita* (white arrows); Scale bar: 2cm. An unidentified microsporidian observed in fresh wet smears and fixed smears stained with Haematoxylin-Eosin and with Giemsa; B, a large number of spores in a thin smear (Haematoxylin-Eosin staining $\times 100$). Scale bar: $0.2 \mu\text{m}$; C, a large number of spores in a thin smear (Giemsa stain $\times 100$). Scale bar: $0.2 \mu\text{m}$. S: spores, CV: central vacuole.

ellipse-shaped spores (Figure 1B, C). Each spore contained a large central vacuole occupying more than half of the spore volume (Figure 1C). The nematodes *Hysterothylacium* sp. and *Clavellisa emarginata* (Krøyer 1873) are newly reported from *S. aurita*. Our results (Table 2) show that *S. aurita* hosts an abundance of diverse parasite species, especially metazoan parasites. Generally, the parasites collected from *S. aurita* show euryxenic specificity to their host.

Infection rates

The Digenea is the most diversified group (6 species) of metazoan parasites and the most represented in the metazoan parasite fauna of *S. aurita* ($P = 33.6\%$ and $\text{Im} = 1.18$ parasites per infected host) (Table 2).

The highest infection rates were recorded for *Hemiurinea* sp. ($P = 15.5\%$), *Clavellisa emarginata* ($P = 13.3\%$), *Aphanurus stossichii* ($P = 9.7\%$) and *Parahemiurus merus* ($P = 5.31\%$). According to our results, *Lecithochirium* sp. and *Clavellisa emarginata* show the highest mean intensity (respectively 4 and 2.03 parasites per infected host). The remaining parasite species have relatively low prevalence ranging from 0.4% to 1.8% (Table 2). Parasite attachment sites are variable, with the digestive tract (Digenea, Cestoda, Nematoda), the peritoneal cavity (Microsporidian) followed by the gills, which is a favourable environment for Copepoda, being the most common. The prevalence of infection with protozoan parasites is relatively the highest ($P = 23.5\%$) (Table 2).

The identified parasites infect *S. aurita* throughout the year, the highest prevalence (more than 60%) being observed in summer (June and July particularly) and spring (March) (Figure 2C). All size classes of *S. aurita* are parasitized (Figure 2B), and especially size classes 11–12 cm and 18–19 cm. The most infected specimens are those older than 5 years ($P = 75.0\%$; $\text{Im} = 1\text{--}2$ parasite per infected host) (Figure 2A). Younger specimens (1–2 years) are less infected ($P = 4.5\%$; $\text{Im} = 1$ parasites per infected host) (Figure 2A). Our results show that male specimens were more infected ($P = 62.4\%$) than the female ones ($P = 54.9\%$).

The overall prevalence of Microsporidia was relatively significant ($P = 23.5\%$). Our observations reveal that the specimens with the total length (TL) of 11–12 cm were the most infected with Microsporidian parasites.

DISCUSSION

In this study, the parasitic fauna of *Sardinella aurita* was newly recorded off the Algerian coast. The following ten parasite taxa were collected: *Aphanurus stossichii*, *Parahemiurus merus*, *Derogenes latus*, *Lecithochirium* sp., *Hemiurinae* sp., *Hemiurus communis*, *Clavellisa*

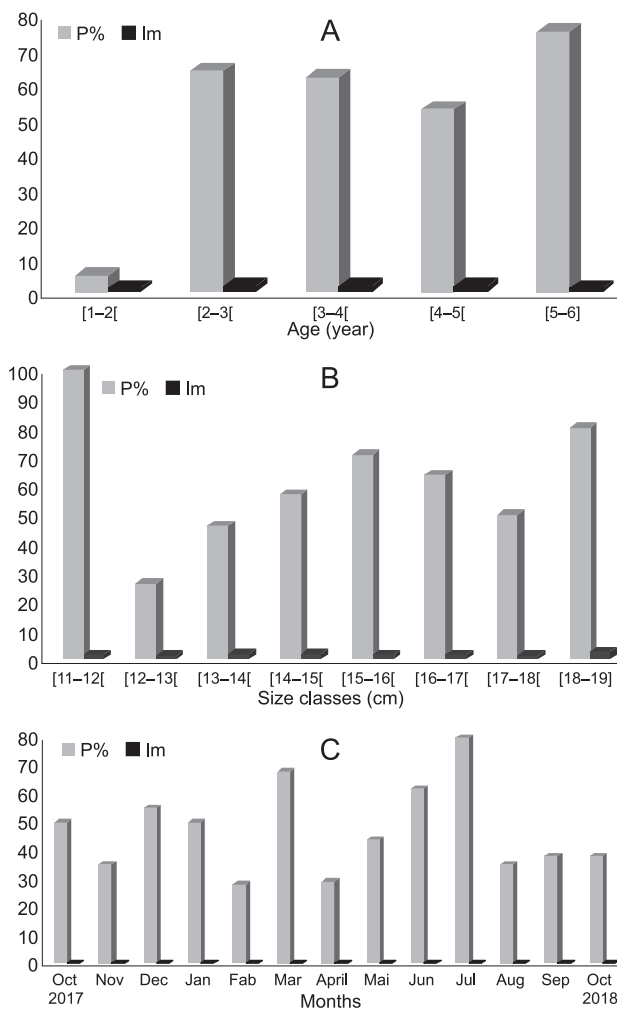


Figure 2. Parasitological indexes according to age (A), size class (B) and month (C).

emarginata, *Hysterothylacium* sp., *Tetraphylidea* larvae and an unidentified Microsporidian (molecular study will be required for species identification). Thirteen nominal parasite species of this host species are well known from their previous records from different localities in the Atlantic–Mediterranean region (Bartoli et al. 2000; Derbel et al. 2012; Feki et al. 2015 and the present study). The majority of the parasite species we identified had previously been reported from *S. aurita* off the coast of Tunisia (Derbel et al. 2012; Feki et al. 2015), and from other fish species caught in different localities (the Atlantic–Mediterranean region and the Black Sea) (Bartoli et al. 2000, 2005; Mackenzie et al. 2008; Merzoug et al. 2012; Ichalal et al. 2015; Öztürk and Özer 2016; Ider et al. 2018). The parasitic fauna of *S. aurita* is diverse and the Digeneans are well represented. Our results corroborate those reported by Derbel et al. (2012) and Feki et al. (2015).

The unidentified Microsporidian reported in this paper is its first record off the Algerian coastline. Its taxonomic position should be subject to further investigation using phylogenetic data. A microsporidian (*Glugea sardinellensis*) was reported by Mansour et al. (2016) from the

Tunisian coast. Among the species identified from *S. aurita*, *Hemiurinae* sp.; *Aphanurus stossichii*, *Tetraphylidea larvae* were previously recorded by Ider et al. (2018) in *Boops boops* caught off the Algerian coast, *Hemiurus communis* and *Aphanurus stossichii* were reported by Ichalal et al. (2015) from *Trachurus trachurus* caught along the Algerian coastline. The parasites *Parahemiurus merus* and *Aphanurus stossichii* were identified by Merzoug et al. (2012) from *Sardina pilchardus* collected from the west coast of Algeria. The parasite *Derogenes latus* was recorded by Bartoli and Gibson (1991) in *Mullus surmuletus* captured in the western Mediterranean Sea. *Clavellisa emarginata*, recorded here, is newly reported along the northeastern coastline of Algeria. We collected one species of nematode *Hysterothylacium* sp. from *S. aurita*, which is a previously unknown host of this parasite. It is very important to update the inventory of the parasitic fauna infesting *S. aurita* because parasites have often been used as biological markers for discrimination among different stocks of *S. aurita* (Feki et al. 2015) in fish population studies (Mackenzie 2002; Mackenzie and Abaunza 2005) and for investigations of fish migratory movements (Oliva 2001). Our parasite indices show that rates of *S. aurita* infestation with all identified parasite species are relatively low, with the highest abundance of *Hemiuridea* sp. (P = 15.5%) and *Clavellisa emarginata* (P = 13.3%) being recorded. Our results do not corroborate those of Derbel et al. (2012), who reported a predominance of *Aphanurus stossichii* and *Parahemiurus merus* in the same host species. The infection rate was observed to vary according to months, which means that the seasonal timing of sampling is important.

The highest prevalence of parasites was recorded from March to July inclusive (2018). This result can be explained by an increase in water temperature, which may favour the population growth of parasites as has been observed for Digenean parasites. The same results were reported by De Kinkelin (1971). Ramdane et al. (2013) found that warm seasons clearly enhance parasitism in the specimens of *Boops boops* and *Mullus barbatus barbatus* caught in the coastal waters of Algeria. Ichalal et al. (2015) and Ider et al. (2018) recorded the highest infestation rates of *Trachurus trachurus* and *Boops boops* in spring. Microhabitat varies according to parasite species, while the digestive tract and gills were reported by Ichalal et al. (2015) and Ider et al. (2018) to be sites with the highest infestation rates. Increasing prevalence from April to July can be explained by a high abundance of prey species, i.e. intermediate hosts (zooplankton especially copepods) on which *S. aurita* feeds (Fedekar 2012). The phase of constant infestation rate observed from August to October might be related to low prey abundance. As reported by Bahar and Tuncay (2015), the emptiest stomachs of *S. aurita* from the Mediterranean Sea (in the Turkish Aegean) were encountered during autumn. Ichalal et

al. (2015), Ider et al. (2018) and Saadi et al. (2020) have shown that the trophic behavior of fishes can increase the likelihood of infection with parasites, especially with those infesting crustacean and molluscan hosts.

Planktivorous fishes exhibiting pelagic behavior become infected with Digeneans and parasitic nematode larvae through ingestion of their intermediate hosts such as euphausiids, and copepods (Ichalal et al. 2015; Smith 1983). In addition, intensive infestation of *S. aurita* in April–July precedes its first reproductive period, which occurs from July to October (Palomera and Sabatès 1990). Many authors (Abattouy et al. 2011; Eissa et al. 2018) have reported that the highest prevalence of infection with Helminths was recorded in summer. As for ectoparasites, warm water in spring and summer enhances proliferation of infective forms with consequent rises in infection rates.

The highest infection rates were observed in older and larger individuals, with Digeneans being the dominant parasite group. This result can be explained by *S. aurita* feeding habits. Juveniles of this species feed on

phytoplankton comprising a large quantity of diatoms (Fedekar 2012). However, adults feed on many species (groups) of zooplankton such as Copepods, Mollusks, Siphonophores, Teleostean eggs and larvae, Polychaeta, Chaetognatha and Tunicate (Lomiri et al. 2008; Fedekar 2012; Bahar and Tuncay 2015). Most of these species constitute potential prey (intermediate hosts) for parasites, especially for those with a complex life cycle like Digeneans. Pérez-del Olmo et al. (2007) linked the predominance of Digenea to the proliferation of intermediate hosts and the increase in copepod biomass. Small (1–2-year-old) fish have a low prevalence of infection. The rapid increase in infection observed in 2–3-year-old and older specimens may be explained by changes in *S. aurita* feeding behavior, i.e. shift towards larger prey (Crustaceans, Mollusks, etc.), which facilitates infection with Digeneans, and Nematodes. Three-year-old fish move to nurseries, facilitating their infection (endemi-topes) with mesoparasites and ectoparasites through feeding and contact (lateral transfer) respectively.

Abattouy et al. (2011) and Ichalal et al. (2015) reported

Table 3. Checklist of parasites collected from the Mediterranean on *Sardinella aurita*.

Parasites species	Studied area	References
Digenea		
<i>Lecithochirium</i> sp.	Tunisia	Derbel et al. 2012; Feki et al. 2015
	Algeria	Present study
<i>Parahemiurus merus</i> (Linton, 1910)	Tunisia	Derbel et al. 2012; Feki et al. 2015
	Algeria	Present study
<i>Aphanurus stossichii</i> (Monticelli, 1891)	Tunisia, Greece, Spain	Derbel et al. 2012; Feki et al. 2015; Sofronios and Papoutsoglou 1975; Lozano et al. 2001
	Algeria	Present study
<i>Derogenes latus</i> Janiszewska, 1953	Algeria	Present study
<i>Monorchis monorchis</i> (Stossich, 1890)	Greece	Sofronios and Papoutsoglou 1975
<i>Bacciger bacciger</i> (Rudolphi, 1819)	Greece	Sofronios and Papoutsoglou 1975
<i>Hemiurus appendiculatus</i> (Rudolphi, 1802)	Greece	Sofronios and Papoutsoglou 1975
<i>Hemiurus communis</i> Odhner, 1905	Algeria	Present study
<i>Lecithaster confusus</i> Odhner, 1905	Greece	Sofronios and Papoutsoglou 1975
<i>Hemiurinea</i> sp.	Algeria	Present study
Monogenea		
<i>Mazocraes</i> sp.	Tunisia	Feki et al. 2015
Cestoda		
Tetraphyllidean larva	Tunisia	Feki et al. 2015
	Algeria	Present study
<i>Calliobothrium</i> sp.	Greece	Sofronios and Papoutsoglou 1975
Copepoda		
<i>Mitrapus oblongus</i> (Pillai, 1964)	Egypt, Turkey	El-Rashidy and Boxshall 2009; Romero and Öktener 2010
<i>Clavellisa ilishae</i> Pillai, 1962	Egypt	El-Rashidy and Boxshall 2009
<i>Clavellisa emarginata</i> (Krøyer, 1873)	Algeria	Present study
Nematoda		
<i>Anisakis pegreffii</i>	Italy	Piras et al. 2014
<i>Hysterothylacium</i> sp.	Algeria	Present study
Protozoa		
<i>Glugea sardinellensis</i> (Thélohan, 1892)	Tunisia	Mansour et al. 2016
<i>Eimerias ardinae</i> (Thélohan, 1890)	Yugoslavia	Daoudi et al. 1989
Unidentified Microsporidian	Algeria	Present study

size-dependent infection rates in teleost hosts from the Mediterranean coasts of Morocco and Algeria. They postulated that intermediate prey, i.e. intermediate hosts of these parasites, constitute a significant part in the diet of large fish, which increases infection rates.

In summary, the rates of infection we recorded in *S. aurita* could be related to numerous factors: temperature, prey availability, host behavior, food availability, feeding behavior and reproductive physiology.

In this study, male specimens were found to be more infected ($P = 62.4\%$) than females ($P = 54.9\%$). Our results show that the number of parasites is related to sex, which is in agreement with the findings reported by Tantanasi et al. (2012) and Ichalal et al. (2015). This result corroborates those reported by Mansour et al. (2016), who recorded high infection ($P = 70.0\%$) with *Glugea sardinellensis* (11–13 cm) in small fish specimens. Host fish pick up Microsporidian parasites through the ingestion of free spores from the water column (Weissenberg 1968). Intestinal infection with microsporidia in *S. aurita* off the coast of Tunisia was first reported by Mansour et al. (2016). A molecular study should be conducted in order to identify this Microsporidian to the species level.

The checklist confirms that *S. aurita* is infected with numerous and various parasite species (Table 3). Until now, *S. aurita* from the Mediterranean Sea has been known to get infected with 21 parasite taxa (protozoan and metazoan parasites). Digenea were the most represented parasite group (8 species). The groups of parasites collected by the authors were represented by only 2–3 taxa (Table 3).

S. aurita from the Algerian coast is infected with 10 parasite taxa (9 metazoan and 1 protozoan). *S. aurita* from the coastal waters of Algeria was not found to be infected with monogeneans, but it was found to be infected with 6 Digenean species. As for the other parasitic taxa that we have identified, each of them was represented by only 1 parasite species (Table 3).

ACKNOWLEDGMENTS

We warmly thank the fishermen who helped us in our sampling survey. We also thank the anonymous reviewers for their remarks and corrections.

REFERENCES

Abattouy, N., A. Valero, M. H. Benajiba, J. Lozano, and J. Martín-Sánchez. 2011. *Anisakis simplex* s. l. parasitization in mackerel (*Scomber japonicus*) caught in the

North of Morocco – Prevalence and analysis of risk factors. *International Journal of Food Microbiology* 150: 136–139.

Abdel-Baki, A. S., F. T. Ahmad, H. A. Al-Qahtani, S. Al-Quraishy, and L. Mansour. 2015. *Glugea jazanensis* sp. nov. infecting *Lutjanus boharin* the Red Sea: ultrastructure and phylogeny. *Diseases of aquatic organisms* 116: 185–190. doi: 10.3354/dao02927

Bahar, B., and M. S. Tuncay. 2015. Feeding of the round sardinella *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 (Osteichthyes: Clupeidae) in the Turkish Aegean Sea. *International Journal of Fauna and Biological Studies* 2 (4): 38–42.

Bartoli, P., and D. I. Gibson. 1991. On *Podocotyle scorpaenae*, *Poracanthium furcatum* and *Derogenes latus*, three poorly known digenean parasites of western Mediterranean teleosts. *Systematic parasitology* 20: 29–46. doi: 10.1007/BF00009709

Bartoli, P., D. I. Gibson, and R. A. Bray. 2005. Digenean species diversity in teleost fish from a nature reserve off Corsica, France (western Mediterranean), and a comparison with other Mediterranean regions. *Journal of Natural history* 39 (1): 47–70.

Bartoli, P., O. Jousson, and F. Russell-Pinto. 2000. The life cycle of *Monorchis parvus* (Digenea: Monorchidae) demonstrated by developmental and molecular data. *Journal of Parasitology* 86: 479–489.

Bouaziz, A. 2007. La sardinelle (*Sardinella aurita*, Valenciennes, 1847) des côtes algériennes, distribution, biologie et estimation des biomasses [The sardinella (*Sardinella aurita*, Valenciennes, 1847) of the Algerian coasts, distribution, biology and estimation of biomasses]. Thèse de doctorat d'état, u.s.t.hb, 135 pp.

Bouaziz, A., A. Bennoui, B. Brahmi, and R. Semroud. 2001. Sur l'estimation de l'état d'exploitation de la sardinelle (*Sardinella aurita* Valenciennes, 1847) de la région centre de la cote algérienne [On the estimation of the state of exploitation of the sardinella (*Sardinella aurita* Valenciennes, 1847) of the central region of the Algerian coast]. *Rapp. comm. int. mer medit.* 36: 244.

Bounhioul, J. P. 1921. Sur la biologie de l'allache (*Sardinella aurita* valenc.) des côtes d'Algérie [On the biology of the allache (*Sardinella aurita* valenc.) of the coasts of Algeria]. *Rapp. présente au congrès de Strasbourg de l'assoc. franc. avanc. sci.*: 1920.

Bush, A. O., K. D. Lafferty, J. M. Lotz, and A. W. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *Journal of Parasitology* 83: 575–583.

Caffara, M., F. Quaglio, F. Marcer, D. Florio, and M. L. Fioravanti. 2010. Intestinal microsporidiosis in European seabass (*Dicentrarchus labrax* L.) Farmed in Italy. *Bulletin of European Association of Fish Pathology* 30 (6): 237.

Chavance, P., F. Chabane, F. Hemida, H. S. Korichi, M. P. Sanchez, G. L. Bouchereau, G. A. Tomasini, and

- F. Djabali. 1985. Evaluation du rendement par recrue relatif à partir de fréquences de tailles: application a quelques stocks d'anchois, de sardinelles et de chinchards de la méditerranée occidentale [Evaluation of relative yield per recruit from size frequencies: application to some anchovy, sardinella and horse mackerel stocks in the western Mediterranean]. *Fao rapp. Pêche* 347: 186–220.
- De Kinkelin, P. 1971. Précis de pathologie des poissons [Precis of fish pathology]. Paris: Masson Institut national de la recherche agronomique, 487 pp.
- Derbel, H., M. Chaari, and L. Neifar. 2012. Digenean species diversity in teleost fishes from the gulf of Gabes. Tunisia (western Mediterranean). *Parasites* 19: 129–135.
- Dieuzeide, R., and J. Roland. 1957. Étude biométrique de *Sardina pilchardus* walb. et de *Sardinella aurita* c.v., capturées dans la baie de Castiglione [Biometric study of *Sardina pilchardus* walb. and *Sardinella aurita* c.v., captured in the Bay of Castiglione]. *Bulletin sta. aquic. Pêche Castiglione* (8) : 111–216.
- Dykova, I. 1995. *Phylum microspora*. In *Fish diseases and disorders, protozoan and metazoan infections*, edited by Woo, P. T. K., 1: 149–179. Cambridge, UK: Cab International.
- Dykova, I., J. Lom, and S. Egusa. 1980. Tissue reaction to *Glugea plecoglossi* infection in its natural host, *Plecoglossus altevelis*. *Folia parasitologica (Praha)* 27: 213–216.
- Eissa, A. E., M. D. L. Showehdi, M. M. Ismail, A. S. El-Naas, A. A. Abu Mhara, and S. K. Abolghait. 2018. Identification and prevalence of *Anisakis pegreffii* and *A. pegreffii* – *A. simplex* (s. s.) hybrid genotype larvae in Atlantic horse Mackerel (*Trachurus trachurus*) from some North African Mediterranean coasts. *Egyptian Journal of Aquatic Research* 44: 21–27.
- Fedekar, F. M. 2012. Feeding ecology of the round sardinella, *Sardinella aurita* (Family: Clupeidae) in the Egyptian Mediterranean waters. *International Journal of Environmental Science and Engineering (IJESE)* 2: 83–92.
- Feki, M., M. Chaari, and L. Neifar. 2015. Spatial variability of helminth parasites and evidence for stock discrimination in the round sardinella, *Sardinella aurita* (Valenciennes, 1847), off the coast of Tunisia. *Journal of helminthology* 90: 353–358.
- Frenette, A. P., E. Matthias, H. Haakon, D. B. Michael, I. Burta, and S. D. Michael. 2016. Integrative approach for the reliable detection and specific identification of the microsporidium *Loma morhua* in Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Journal of eukaryotic microbiology* 64 (1): 67–77.
- Haine, E. R., E. Brondani, K. D. Hume, M. J. Perrot-Minnot, M. Gaillard, and T. Rigaud. 2004. Coexistence of three Microsporidia parasites in populations of the freshwater amphipod *Gammarus roeseli*: evidence for vertical transmission and positive effect on reproduction. *International journal for parasitology* 34: 1137–1146.
- Haine, E. R., S. Motreuil, and T. Rigaud. 2007. Infection by a vertically-transmitted Microsporidian parasite is associated with a female-biased sex ratio and survival advantage in the amphipod *Gammarus roeseli*. *Parasitology* 134: 1363–1367.
- Hamida, C. 2003. Biologie et dynamique de la sardinelle: *Sardinella aurita* (Valenciennes, 1847) dans le golfe de Annaba. [Biology and dynamics of the sardinella *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847) in the Gulf of Annaba]. *Mémoire de magistère univers. Badji Mokhtar. ann.fac. sciences. dept. Sciences de la mer. lab. Bioressources Marines (biomares)*, 67 pp.
- Ichalal, K., Z. Ramdane, D. Ider, M. Kacher, M. Iguerouada, J. P. Trilles, L. Courcot, and R. Amara. 2015. Nematodes parasitizing *Trachurus trachurus* (L.) and *Boops boops* (L.) from Algeria. *Parasitology Research* 114: 4059–4068. doi 10.1007/s00436-015-4633-6.
- Ider, D., Z. Ramdane, J. P. Trilles, and R. Amara. 2018. Metazoan parasites of *Boops boops* (Linnaeus, 1758) from the Algerian coast. *Cah. Biol. Mar.*: 59.
- Jithendran, K. P., K. K. Vijayan, and M. Kailasam. 2011. Microsporidian (*Glugea* sp.) infection in the greasy grouper *Epinephelus tauvina* (Forsskal, 1775). *Indian journal of fishery* 58 (3): 125–127.
- Jones, S. R., H. S. Ahonen, L. Granlund, T. Arsiol, and J. Taskinen. 2017. Two novel microsporidia in skeletal muscle of pike-perch *Sander lucioperca* and Burbot *Lota lota* in Finland. *American society of parasitologists. Journal of Parasitology* 103 (1): 95–102.
- Kartas, F., and J. P. Quignard. 1976. Contribution a l'étude de l'allache (*Sardinella aurita* Val., 1847) des côtes de Libye. [Contribution to the study of the sardinella (*Sardinella aurita* Val., 1847) of the Libyan coasts]. *Rapp. comm. int. mer me' dit.* 23: 33–34.
- Kent, M. L., R. W. Shaw, and J. L. Sanders. 2014. Microsporidia in fish. In *Microsporidia pathogens of opportunity*, edited by L. M. Weiss, and J. J. Becnel, 493–520. Ames, Iowa: Wiley Blackwell.
- Lomiri, S., U. Scacco, E. Mostarda, and F. Andaloro. 2008. Size-related and temporal variation in the diet of the round sardinella, *Sardinella aurita* (Valenciennes, 1847), in the central Mediterranean Sea. *Journal of Applied Ichthyology* 24: 539–545.
- Mackenzie, K. 2002. Parasites as biological tags in population studies of marine organisms: an update. *Parasitology* 124: 153–163.
- Mackenzie, K., and P. Abaunza. 2005. Parasites as biological tags. In *Stock identification methods. Applications in fisheries science*, edited by Cadrin, S. X., K. D. Friedland, and J. R. Waldman, 211–226. San Diego, USA: Elsevier academic press.
- Mackenzie, K., N. Campbell, S. Mattiucci, P. Ramos, A. I. Pinto, and P. Abaunza. 2008. Parasites as biological tags

- for stock identification of Atlantic horse mackerel *Trachurus trachurus* L. *Fishery Research* 89: 136–145.
- MacNeil, C., J. T. A. Dick, M. J. Hatcher, N. J. Fielding, K. D. Hume, and A. M. Dunn. 2003. Parasite transmission and cannibalism in an amphipod (Crustacea). *International journal for parasitology* 33: 795–798.
- Mansour, L., A. Thabet, A. A. Harrath, S. Y. Al Omar, A. Mukhtar, S. R. Sayed, and A. S. Abdel-Baki. 2016. New Microsporidia, *Glugea sardinellensis* n. sp. (Microsporea, Glugeida) found in *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847, collected off Tunisian coasts. *Acta protozoologica* 55: 281–290.
- Merzoug, D. Z., B. Zitouni, D. I. Gibson, A. Perez-Del-Olmo, and A. Kostadinova. 2012. Descriptions of digeneans from *Sardina pilchardus* (Walbaum) (Clupeidae) off the Algerian coast of the western Mediterranean, with a complete list of its helminth parasites. *Systematic parasitology* 81:169–186.
- Mautner, S. I., K. A. Cook, M. R. Forbes, D. G. McCurdy, and A. M. Dunn. 2007. Evidence for sex ratio distortion by a new Microsporidian parasite of a corophiid amphipod. *Parasitology* 134: 1567–1573.
- Morsy, K., A. R. Bashtar, F. Abdel-Ghaffar, and S. Al-Quraishy. 2013. Morphological and phylogenetic description of a new xenoma-inducing microsporidian, *Microsporidium aurata* nov. sp., parasite of the gilthead seabream *Sparus aurata* from the Red Sea. *Parasitology Research* 112: 3905–3915.
- Oliva, M. E. 2001. Metazoan parasites of *Macruronus magellanicus* from southern Chili as biological tags. *Fish biology* 58: 1617–1624.
- Ovcharenko, M., P. Wróblewski, Y. Kvach, and O. Drobiniak. 2017. Study of *Loma acerinae* (Microsporidia) detected from three Ponto-Caspian gobies (Gobiidae) in Ukraine. *Parasitology Research* 116: 1453–1462. doi 10.1007/s00436-017-5422-1.
- Öztürk, T., and A. Özer. 2016. Digenean parasites of Atlantic horse mackerel (*Trachurus trachurus*) in the Turkish Black Sea coast. *Ege Journal of Fisheries and Aquatic Science* 33 (1): 35–40.
- Palomera, I., and A. Sabatès. 1990. Co-occurrence of *Engraulis encrasicolus* and *Sardinella aurita* eggs and larvae in the Northwestern Mediterranean. *Scientia Marina* 54: 63–69.
- Pérez-del Olmo, A., J. A. Raga, A. Kostadinova, and M. Fernández. 2007. Communities in *Boops boops* (L.) (Sparidae) after the Prestige oil-spill: Detectable alterations. *Marine Pollution Bulletin* 54: 266–276.
- Phelps, N. B. D., S. K. Mor, A. G. Armien, K. M. Pelican, and S. M. Goyal. 2015. Description of the Microsporidian parasite, *Heterosporis sutherlandae* n. sp., infecting fish in the Great Lakes region, USA. *Plos One* 10: e0132027.
- Ramdane, Z., J. P. Trilles, K. Mahé, and R. Amara. 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.
- Saadi, N., J. P. Trilles, R. Amara, and Z. Ramdane. 2020. Parasitic nematodes infecting commercial fishes off the coast of Algeria. *Zoology and Ecology* 30 (1): 74–82. <https://doi.org/10.35513/21658005.2020.1.10>
- Shaw, R. W., M. L. Kent, and M. L. Adamson. 1999. Iodophor treatment is not completely efficacious in preventing *Loma salmonae* (Microsporidia) transmission in experimentally challenged Chinook salmon, *Oncorhynchus tshawytscha* (Walbaum). *Journal of Fish Diseases* 22: 311–312.
- Slothouber-Galbreath, J. G. M., J. E. Smith, R. S. Terry, J. J. Becnel, and A. M. Dunn. 2004. Invasion success of *fibrillanosema crangonycis*, n. sp., n. g.: a novel vertically transmitted Microsporidian parasite from the invasive amphipod host *Crangonyx pseudogracilis*. *International journal for parasitology* 34: 235–244.
- Smith, J. W. 1983. *Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809, det. Krabbe, 1878) (Nematoda: Ascaridoidea): morphology and morphometry of larvae from euphausiids and fish, and a review of the life-history and ecology. *Journal of Helminthology* 57: 205–224.
- Tantanasi, J., A. Diakou, A. Tamvakis, and I. E. Batjakas. 2012. *Anisakis* spp. burden in *Trachurus trachurus*. *Helminthology* 49 (1): 16–20.
- Weissenberg, R. 1968. Intracellular development of the microsporidian *Glugea anomala moniez* in hypertrophying migratory cells of the fish *Gasterosteus aculeatus* L., an example of the formation of “xenoma” tumours. *Journal of Protozoology* 15: 44–57.
- Yokoyama, H., S. J. Lee, and A. S. Bell. 2002. Occurrence of a new Microsporidium in the skeletal muscle of the flying fish *Cypselurus pinnatibarbus japonicus* (Exocoetidae) from Yakushima, Japan. *Folia Parasitologica (Praha)* 49 (1): 9–15.

UDC 595.132: 597.5(262:65)

METAZOAN PARASITES INFECTING *XIPHIAS GLADIUS* FROM THE EASTERN COAST OF ALGERIA (SW MEDITERRANEAN SEA)

S. Ramdani^{1*}, J.-P. Trilles², Z. Ramdane¹

¹Laboratoire de la zoologie appliquée et de l'écophysiologie animale, université Abderrahmane Mira-Bejaia, Algérie

²Université de Montpellier, 34000 Montpellier, France

*Corresponding author

E-mail: sousane.green@gmail.com; souhila.ramdani@univ-bejaia.dz

Souhila Ramdani (<https://orcid.org/0000-0003-4436-2620>)

Metazoan Parasites Infecting *Xiphias gladius* from the Eastern Coast of Algeria (SW Mediterranean Sea). Ramdani, S., Trilles, J.-P., Ramdane, Z. — Five specimens of *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758 were sampled from the eastern coast of Algeria and examined for their metazoan parasites. Pathological effects of the collected parasites were examined for the whole body of *X. gladius*. Four metazoan parasites species were collected: two monogeneans (*Tristoma coccineum* Cuvier, 1817; *T. integrum* Diesing, 1850), one copepod (*Pennella instructa* (Wilson, 1917)) and one parasitic nematode (*Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802)). We report here for the first time a symbiotic species, *Conchoderma virgatum* Spengler, 1789 (Cirripedia) fixed on *P. instructa*. Collected monogenean and the copepod species are newly recorded for Algerian coast. *Xiphias gladius* is a new host for *H. aduncum* in the studied region. All examined specimens were infected (P = 100 %). The collected copepod parasite, *P. instructa* (P = 60 %) induces serious pathological effects to its host (necrosis and hemorrhage particularly). Histological sections showed that this copepod causes skin lesions, deteriorations on the dermal and muscle tissue.

Key words: *Xiphias gladius*, parasitic fauna, Algerian coasts.

Introduction

Xiphias gladius Linnaeus, 1758 is the only member of the family Xiphiidae, with a worldwide distribution (Muscolino et al., 2012) extending from tropical to cold-temperate oceans, including the Mediterranean Sea (Nakamura 1985). This species is a pelagic and migratory fish, which can grow up to more than 3 m in length (Tserpes & Tsimenides, 1995; Sun et al., 2002). This fish species represents one of the most important fish resources for the North Atlantic and the Mediterranean fisheries (Mattiucci et al., 2005).

Metazoan parasites infecting *X. gladius* were previously studied in the North Atlantic (Castro-Pampillon et al., 2002; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014; Llarrea-Reino et al., 2019) and in the Mediterranean Sea, (Mattiucci et al., 2005; Öktener et al., 2007; Mattiucci et al., 2014). But several further studies were conducted in other geographical areas: in the Pacific Ocean, Smith et al. (2007) and Muñoz et al. (2012) worked on both mesoparasites and ectoparasites (crustaceans, digeneans, monogeneans, nematodes), in the Indian Ocean, Karthick Rajan et al. (2018) focused their investigations on crustaceans, while studies from the Eurasian south Sea and Baltic Sea reported especially cestodes and nematodes (Bacevičius & Karalius, 2005; Varghese & Unnikrishnan, 2015). Overall, Cestoda and Nematoda are the most dominant parasite groups recorded from *X. gladius* though, their high diversity especially in the Atlantic Ocean may be explained by the high number of conducted studies in this region.

Many studies focused on the taxonomical identification of parasites infecting *X. gladius* while some works used selected parasites as biological tags (Castro-Pampillón et al., 2002 b) and for the stock characterization (Mattiucci et al., 2014). Pathological effects caused by single parasites (*Penella instructa*) in *X. gladius* were studied at the macroscopic level (Llarena-Reinoa et al., 2019).

Available scientific data on *X. gladius* taken off the Algerian coast focused especially on the presence of toxic metals and the development of the catch and landing statistics of this commercially important species (Kouadri Krim et al., 2017; Kouadri Krim & Bouhadja, 2019; Mehoul et al., 2019). To our knowledge, no previous studies on the metazoan parasite communities infecting swordfish have been conducted in this region. One of the reasons for it could be the difficulty to obtain the whole specimens of this high valued commercial species for such kinds of studies.

The aim of this study is to identify the parasitic fauna infecting *X. gladius* collected off the eastern coast of Algeria, to report the observed pathological impact related to the parasitism, and to establish the checklist of all known parasite species infecting *X. gladius* from the world.

Material and methods

A total of 5 specimens of *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758 were obtained in the harbor from commercial boats fishing in the Gulf of Bejaia (fig. 1) from February to May 2019. My general thesis project was focused on the study of pathological effects caused by parasites on their hosts. This comprises several fish species inhabiting the Gulf of Bjaia, and samples were often dependent on the availability of fishes especially those rarely captured such as *X. gladius*. Fish specimens were transported in the cooler container to the laboratory (University of Bejaia).

All fish individuals were completely necropsied and the examination of the fishes was realized with assistance of two master students. Prior to examination, the total length (LT) was measured to the nearest 1 cm. The sampling period (months) and sex of each fish specimen were noted (table 1).

Xiphias gladius body surface (flanks, fins, mouth) was visually and carefully examined by naked eye and magnifying glass for ectoparasites. The gills were dissected to survey all the gill arches and filaments separately under the binocular stereoscopic microscope for parasites. The peritoneal cavity, the internal organs (digestive tract (intestines, stomach, pyloric caeca), liver, gonads, swim bladder, kidney and muscle tissue) were examined for endoparasites under the binocular stereoscopic microscope.

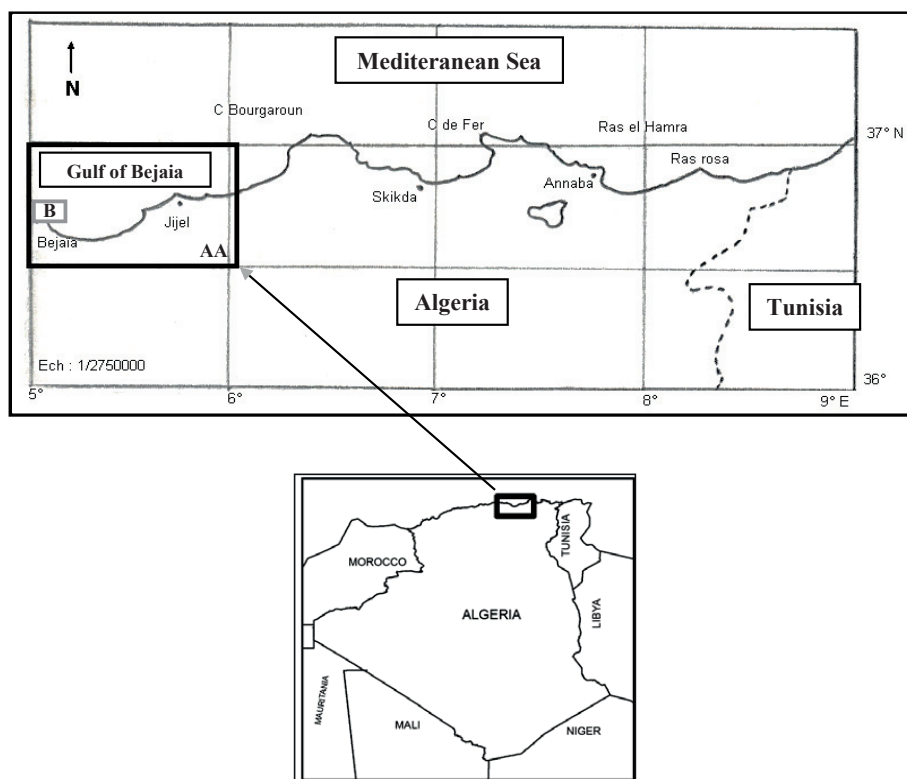


Fig. 1. Location of the study area (A) and sampling site (B).

Table 1. Parasitological indexes per months, size classes and sex of *X. gladius*

Parameters	NEF	NIF	NP	P (%)	Im	Am
Months						
February 2019	02	02	12	100	06	06
March 2019	01	01	04	100	04	04
April 2019	01	01	06	100	06	06
May 2019	01	01	03	100	03	03
Sizes classes, cm						
[100–120]	03	03	18	100	06	06
[120–140]	02	02	07	100	3.5	3.5
sex						
Females	03	03	15	100	05	05
Males	02	02	10	100	05	05

Note. NEF — number of examined fishes; NIF — number of infested fishes; NP — number of parasites; P (%) — prevalence; Im — Mean intensity; Am — mean abundance.

Copepods were removed from the fish muscle, their number and any potential damage were recorded and photographed (*in situ*). The copepods were washed and cleaned in a water, then cleared in 85 % lactic acid for 1 to 2 h and stored in 98 % alcohol for further examination. Length measurements of copepod individuals were done by a ruler. Monogenean and nematode parasites were cleared with lactophenol (Carbonell et al., 1999) and stored in pure alcohol (98 %) for further examination. Measurements under the microscope were realized using a graduated eyepiece.

The parasites were photographed under the light microscope and identified using identification keys (Hogans et al., 1985; Hogans, 1986; Williams & Lucy Bunkley-Williams, 1996; Ichaalal et al., 2015). The number of parasites and their attachment sites were noted for each fish. Parasitological indexes were calculated according to Bush et al. (1997).

A histological study was performed in order to evaluate the potential pathological impacts induced by copepods *Pennella instructa* (Wilson, 1917). Therefore, infected muscle tissue was cut out (fixing site) dehydrated in a graded series of (70 to 95 %), embedded in paraffin, cut into 1 µm-thick serial sections using a microtome, and stained with Mayer's haematoxylin and eosin. Thereafter, the sections were examined using light microscopy and photographed (using the LEICA DM300 microscope camera).

Results

Overview of the general morphology of the collected parasites

Four adult specimens of the ectoparasite *Tristoma coccineum* Cuvier, 1817 (Capsalidae Baird, 1853), were collected from the gill arches of *X. gladius* (fig. 2, A, B). This parasite presents a circular form with the length varying from 10.5 to 16.0 mm (13.7 ± 2.3). It has a haptor divided into 7 large alveoli around the border and 1 in the middle (fig 2, C, D). The margins of the body present rows of minute papillae radiating outward. Three adult specimens of *Tristoma integrum* Diesing, 1850 is a congener of *T. coccineum* from the same family (Capsalidae Baird, 1853) collected on the gill arches of *X. gladius* (fig. 2, A, B). This monogenean is morphologically similar to the adult specimen (4) of *T. coccineum* (circular form, haptor divided into 7 large alveoli around the border and 1 in the middle, and the body present rows of minute papillae), but the here measured size is smaller, varied from 6 to 12.6 mm (9.36 ± 3.3) in length and its margins of the body have rows of minute papillae, tiny and very tight radiating also outward (fig. 2, E, F). Under the stereomicroscope no damages on the gill lamellae or filaments could be observed potentially being caused by both monogenean species.

Pennella instructa (Wilson, 1917) (Pennellidae Burmeister, 1835) is an ectoparasite copepod with long cylindrical cephalothorax (from 14 to 16 cm in length) collected on *X. gladius*. Only the parasitic females were collected while males are free swimming. This copepod was collected from several swordfish body parts (on the dorsal, lateral, and ventral surfaces,

pectoral and pelvic fins), penetrating through the skin and embedded in the musculature (fig. 3, A). The visible part, outside the host, may be only half the size. The whole evokes a black dart planted in the fish specimens of *X. gladius* ending with brush arranged in two rows composed of feathery plume. The cephalothorax is anchored in the body of the host.

This parasite is characterized by the presence of a long trunk; abdominal brush in the axis of the trunk, covered with plumes; two lateral horns (lh) protrude from the head and extend parallelly to the neck; the surface of the head is covered with central and lateral papillae (fig. 3, C).

This parasite causes serious damages to its host. Skin sections from attachment sites of *P. instructa* on the fish body show damages in the structure of the skin (epidermis, dermis and hypodermis) and muscles related to the mechanic effects caused by the parasite during its infiltration in the host tissues (fig. 3, B). Formation of the connective tissue around the parasite as a host reaction to the infection by this parasite (fig. 3, B) and cystic forms were found in the host's musculature (fig. 3, D).

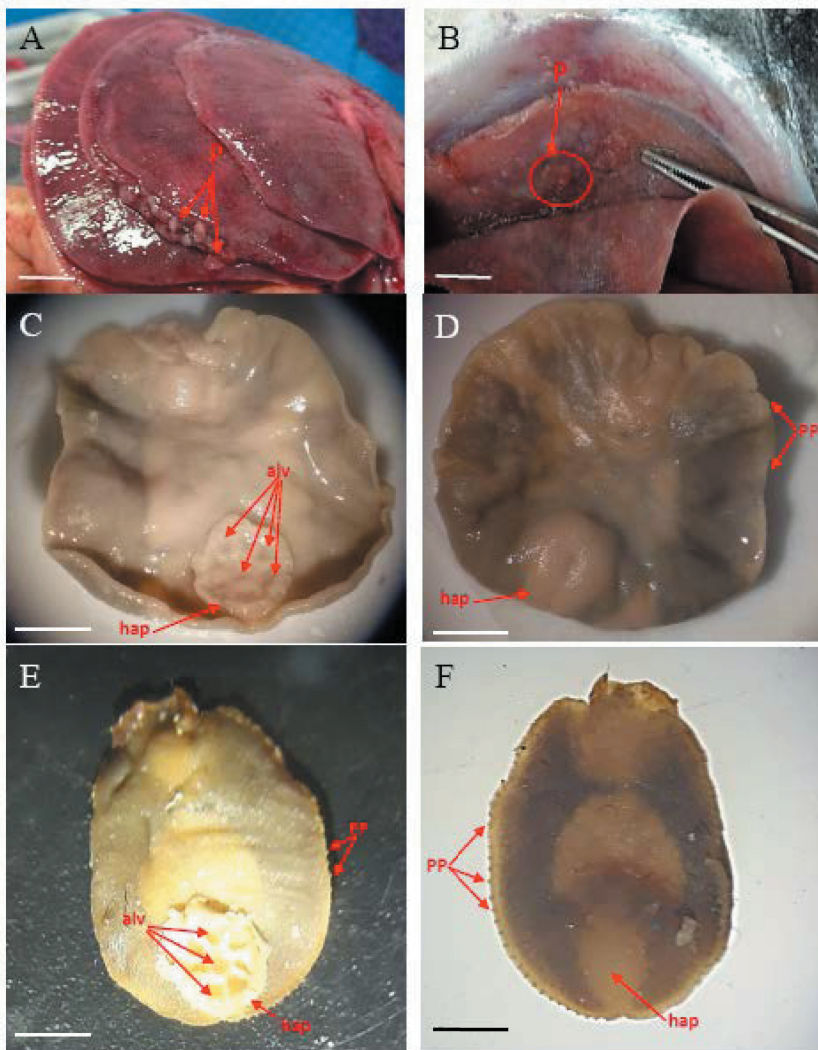


Fig. 2. A, B — *Tristoma coccineum* Cuvier, 1817 and *Tristoma integrum* Diesing, 1850 (see red circles) attached to gills of *X. gladius*; C — ventral view and D — dorsal view, of General morphology of the species *Tristoma coccineum* Cuvier, 1817; E — ventral view and F — dorsal view of General morphology of the species *Tristoma integrum* Diesing, 1850 observed under binocular magnifying glass: P — parasite, hap — haptor, alv — alveoli, pp — papillae. Scale bars: A, B — 2 cm; C, D, E, F — 2 m.

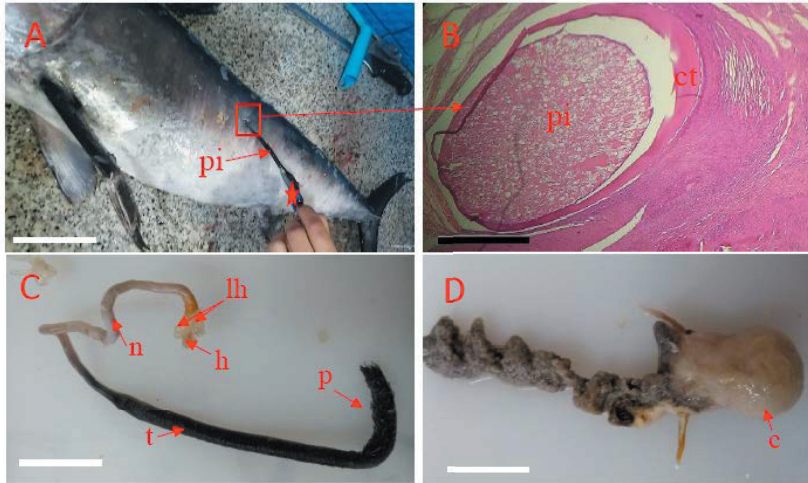


Fig. 3. A — *Pennella instructa* (Wilson, 1917) attached to the host's body with *Conchoderma virgatum* (red star); B — section of *P. instructa* surrounded by connective tissue; C — general morphology of parasite *P. instructa* (female); D — cystic forms found into the musculature: n — neck; lh — lateral horns; t — trunk; p — plumes; (ct) — connective tissue and (pi) — *P. instructa*. Scale bars: , C, D = 2 cm; B— x4 = 300 μ m.

A cirripede species (Cirripedia, Lepadidae), *Conchoderma virgatum* Spengler, 1789, was found attached to the collected copepod parasite, *P. instructa* (fig. 3, A). The base stem (peduncle) and body (capitulum) of this epibiont are blended together without forming a distinct separation; its size varied from 7.3 to 25.2 mm (n = 8).

One species of parasitic Nematoda, *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) was identified. These nematodes were collected in their pre-adult stages, freely within in the lumen of the stomach without cysts. Whitish nematodes of medium to large size (varied from 9.4 to 16 mm, mean = 12.7 ± 4.66); anterior end with 3 lips, esophagus long, slightly

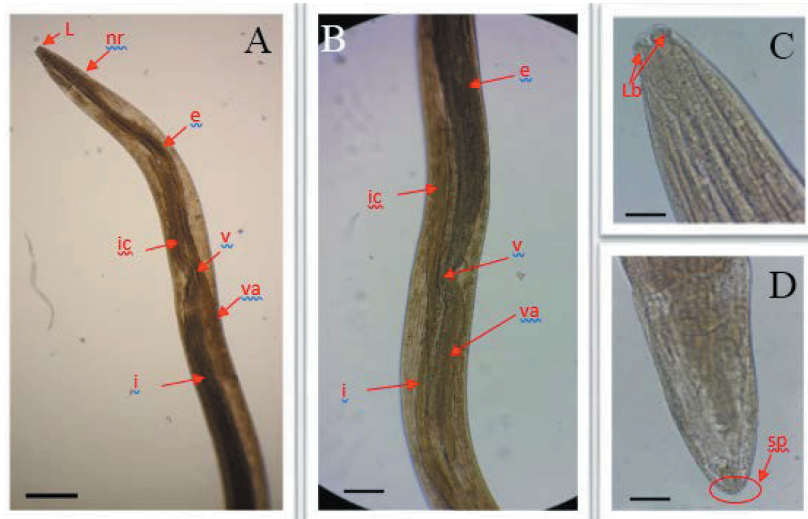


Fig. 4. General morphology of the species *Hysterothylacium aduncum* (Rudolphi, 1802) observed under an optical microscope. A — anterior part showing lips (l); nerve ring (nr); oesophagus (e); intestinal caecum (ic); ventriculus (v); ventricular appendix (va) and intestine (i), lateral view. B — middle part showing oesophagus (e); intestinal caecum (ic); ventriculus (v); ventricular appendix (va) and intestine (i), lateral view. C — dorsal labium showing labia (lb) lateral view. D — posterior end showing spinous tail (sp); lateral view. Scale bars: A — x10 = 100 μ m; B, C, D — x40 = 50 μ m.

Table 2. List of parasites collected in the swordfish, *X. gladius* sampled in Algerian coasts (parasitological indexes, infection sites and life stage)

Collected species	P (%)	Im	Am	S/I	Life stage
Ectoparasites					
Monogenea					
<i>Tristoma coccineum</i> Cuvier, 1817*	20	04	0.80	Gi	adult
<i>Tristoma integrum</i> Diesing, 1850*	20	03	0.60	Gi	adult
Copepoda					
<i>Pennella instructa</i> (Wilson, 1917) *	60	1.67	01	Bs, Msc	adult female
Endoparasites					
Nematoda					
<i>Hysterothylacium aduncum</i> (Rudolphi, 1802)	20	02	0.40	Sto	pre-adult

Note. P (%) — prevalence; Im — mean intensity; Am — mean abundance; S/I — infection site; Bs — body surface; Gi — gills; Msc — muscle; Sto — stomach; * — newly collected parasites on *X. gladius* from the eastern coast of Algeria.

wider at the back than at the front (fig. 4, A, C), ventricle oval to oblong, slightly narrower than the posterior region of the esophagus (fig. 4, A, B, C), intestinal caecum slightly longer and wider than the ventricular appendage (fig. 4, A, B); the posterior end has a conical tail ornamented with spinous tail (fig. 4, D).

Recorded infection rates by the collected parasites

Among the collected parasites, *Tristoma coccineum*, *T. integrum* and *Pennella instructa* are new records for the parasitic fauna of *X. gladius* caught off Algeria.

Higher prevalence was observed for *P. instructa* while rather lower infection rates were noted for monogeneans and the nematode (table 2). The highest mean intensity (reaching 4 parasites per infected host) was observed in monogenean species (table 2). Infection site varies according to the parasite species. In this case, the gills, the stomach and body surface (muscle) might represent the favorable environment respectively for monogeneans, nematodes and copepods (table 2). The identified parasites infect *X. gladius* throughout the period of sampling and reveal that all sizes and both sexes are highly parasitized (P = 100 %) (table 1).

Discussion

Three parasite species were recorded for the first time off the Algerian coast: *Tristoma coccineum*, *T. integrum* and *Pennella instructa*. *Hysterothylacium aduncum* has been previously reported in several teleost fishes in the studied region (Ichalal et al., 2015; Ider et al., 2018; Saadi et al., 2020), while the epibiont, *Conchoderma virgatum* fixed on the collected parasitic copepod is reported here for the first time.

All the here detected parasite species were already reported on *X. gladius* from tropical and temperate waters all over the world, including the Mediterranean Sea (table 3).

The highest prevalence was recorded for the parasitic copepod, *P. instructa*. Our results corroborate with those reported by several authors in the Mediterranean Sea (Merella et al., 2003; Mattiucci et al., 2005, 2014; Otkner et al., 2010). The recorded prevalence is similar to those obtained by Hogans et al. (1985) and Merella et al. (2003) (respectively, P = 60.1 % and P = 56.3), but remain lower than those reported by Mattiucci et al. (2014) (P = 100 %). Concerning the fixing sites, Hogans et al. (1985) and Castro-Pampillón et al. (2002 a) observed similar infection sites of this copepod particularly: the dorsal, lateral, and ventral surfaces, pectoral and pelvic fins.

The here recorded mean intensity of this copepod was globally closer to those reported by Garcia et al. (2011) in the central north and eastern tropical of the Atlantic Ocean (mean

intensities vary from 1 to 2 parasite per infected host). Its pathological impacts on the parasitized fish are well known (damages, injuries and necrosis) and were recorded for many pennellid species. Damages and injuries can facilitate and even enhance the entry of many pathogens (secondary infection) such as bacteria, fungi and viruses (Ramdane et al., 2009). Mattiucci et al. (2014) and Llarena-Reino et al. (2019) reported that *P. instructa* could cause health problems for this fish species. As in our study, Cornaglia et al. (2000) and Danyer et al. (2014) observed a damage on the skin of dolphin infected with *Pennella* sp. and in the blubber and muscle of *Phocoena phocoena relicta* Abel, 1905 infected by *Pennella balaenoptera*. Our histological study reveals real damages in the structure of the epidermis, dermis, hypodermis and muscle. This may be related to the mechanic effects of the parasite during its infiltration in the host tissues. Llarena-Reino et al. (2019) reported the same cystic forms.

The association of *C. virgatum* and *P. instructa* observed in the present study is well known for a long time from different geographical areas around the world and particularly from the Mediterranean Sea (Causey, 1960; Beckett, 1968; Garibaldi & Relini, 2003; Merella et al., 2005; Massi et al., 2014) and appears to be particularly frequent on parasitic pennellids. It is commonly considered as an opportunistic settler (Relini, 1980), probably related to the characteristics of the external surface of Pennellids, that seem to be a favorable substrate for the barnacle, *C. virgatum* (Márquez, 1990; Parnell, 2001).

Each of the two collected monogenean species (*T. coccineum* and *T. integrum*) presented a relatively high mean intensity (table 2), slightly higher than values previously reported by Merella et al. (2003) (Im = 2.1–2.7) and are similar to those reported by Mattiucci et al. (2005) (Im = 3.2–3.3). However, they were lower than those reported by Oktner et al. (2010) (reaching 9 parasites infected host) in the Mediterranean Sea.

The morphological features of the collected monogeneans specimens correspond well with those reported by Euzet & Quignard (1961). High infection of these two monogeneans may damage the tissues of the respiratory organ and especially the gill filaments and thus, may cause low performance or non-functioning respiratory organ at very high infection rates by these parasites. Serious damages were observed by Kayış et al. (2010) from *Tristomella laevis* (Monogenea, Capsalidae) from the Aegean Sea in Turkey on the gills of *X. gladius*.

Lles (1971) noted that the presence of *T. coccineum* and *T. integrum* on a swordfish from the Mediterranean suggest that these monogenetic flukes may be useful as biological tags to distinguish populations of the swordfish.

Xiphias gladius is a new host record for *Hysterothylacium aduncum* in the studied region. However, its presence in *X. gladius* from the Atlantic was already known (Hogans et al., 1983; Castro-Pampillon et al., 2002 b). A low prevalence and mean intensity were recorded for this nematode species in present study (table. 2). The here detected values for these indexes are distinctly lower to those reported by Smith et al. (2007). These authors reported a heavy intensity from *X. gladius* caught off New Zealand and New Caledonia. This low index values could be explained by an accidental infection acquired from preys, by the trophic behavior of the host (absence of preys enhancing infection by parasitic nematodes). According to Ceyhan & Akyol (2017), major prey categories in stomachs of swordfish in the Aegean Sea were 88.7 % of teleost fishes, especially *Engraulis encrasicolus*, *Sardina pilchardus* and other fish species; *Cepola macrophthalma*, *Merluccius merluccius*, *Scomber japonicus* and *Sardinella aurita*. Saadi et al. (2020) reported that those teleost fishes are potential host for Nematoda and noted a high infection by *Hysterothylacium* spp. Low infection by parasitic nematodes prevents to their damages. Additionally, in Algeria, several researchers have reported the presence of *Hysterothylacium* spp. in several teleost species (Ichaal et al., 2015, 2016; Ider et al., 2018, Saadi et al., 2020; Ramdani et al., 2020). According to Ichalal et al. (2016), the parasitic load of nematodes in female gonads of *Trachurus trachurus* can cause intersexuality. The histopathological study of the gonads in this study revealed the simultaneous presence of oocytes at different stages of development and male

Table 3. Checklist of parasites collected on *Xiphias gladius* (Linnaeus, 1758) in the different geographical localities in the world

Parasites species	Locality	References
Monogenea		
<i>Capsala laevis</i> (Verrill, 1875)	Atl, Adr, Med	Silas 1967 ; Palko et al. 1981.
<i>Tristoma integrum</i> Diesing, 1850	Atl, Pac, Med, Algeria	Palombi, 1949; Euzet and Quignard, 1961; Iles, 1971; Silas, 1967; Palko et al., 1981; Hogans et al., 1983; Di Paolo et al., 1994; Paggi et al., 1998; Merella et al., 2003; Mattiuci et al., 2005; Smith et al., 2007; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014; present study
<i>Tristoma coccineum</i> Cuvier, 1817	Atl, Med, NwAtl, Algeria	Palombi, 1949; Euzet and Quignard, 1961; Iles, 1971; Silas, 1967; Palko et al., 1981; Hogans et al., 1983; Di Paolo et al., 1994; Paggi et al., 1998; Merella et al., 2003; Mattiuci et al., 2005; Smith et al., 2007; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014; present study
<i>Tristomella laevis</i> (Verrill, 1875)	Med	Kayış et al., 2010
<i>Tristoma</i> spp. Cuvier, 1817	Atl	Castro-Pampillon et al., 2002
Digenea		
<i>Didymocystis xiphoides</i>	Atl-wh	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Hirudinella clavata</i> (Menzius, 1791)	Pac, Atl	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Hirudinella ventricosa</i> (Pallas, 1774)	Atl, NwAtl, Eas	Silas, 1967; Palko et al., 1981; Hogans et al., 1983; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014; Varghese and Unnikrishnan, 2015
<i>Hirudinella marina</i> Garsin, 1730	NwAtl	Iles, 1971
<i>Hirudinella</i> sp. Garsin, 1730	Atl, Pac	Castro-Pampillon et al., 2002; Smith et al., 2007
<i>Prosorhynchoides</i> sp. Dollfus, 1929	Med, Atl	Mattiuci et al., 2005; Mattiuci et al., 2014
<i>Opisthodes dimidia</i> Linton, 1910	NwAtl	Hogans et al., 1983
Cestoda		
<i>Fistulicola plicatus</i> Rudolphi, 1819	NwAtl, Eu, Atl, Med, Eas, Bas	Silas, 1967; Iles, 1971; Palko et al., 1981; Hogans et al., 1983; Castro-Pampillon et al., 2002; Bacevičius and Karalius, 2005; Mattiuci et al., 2005; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014; Varghese and Unnikrishnan, 2015
<i>Grillotia erinaceus</i> (van Beneden, 1858)	NwAtl.	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Gymnorhynchus gigas</i> (Cuvier, 1817)	NeAtl, Med	Silas, 1967; Palko et al., 1981; Muscolino et al., 2012
<i>Gymnorhynchus horridus</i> (Goodsir, 1841)	Med	Muscolino et al., 2012
<i>Molicola uncinatus</i> (Linton, 1924)	Atl-wh	Silas, 1967; Palko et al., 1981

Continued Table 3.

<i>Nybelinia bisulcata</i> (Linton, 1889)	NwAtl, Eas	Silas, 1967; Palko et al., 1981; Varghese and Unnikrishnan, 2015
<i>Nybelinia lamonteeae</i> Nigrelli, 1938	NwAtl	Nigrelli, 1938; Silas, 1967; Palko et al., 1981; Hogans et al., 1983
<i>Nybelinia lingualis</i> (Cuvier, 1817)	NwAtl, Eas	Silas, 1967; Palko et al., 1981; Varghese and Unnikrishnan, 2015
<i>Otobothrium crenacolle</i> Linton, 1890	Atl-wh	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Otobothrium (Pseudotobothrium) dispacum</i> Linton, 1897	Atl	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Pseudeubothrium</i> sp.	Pac	Smith et al., 2007
<i>Phyllobothrium loliginis</i> (Leidy 1887)	NwAtl	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Phyllobothrium delphimi</i> (Bosc, 1802)	NwAtl	Hogans et al., 1983
<i>Scolex pleuronectis</i> Müller, 1788	NwAtl	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Scolex polymorphus</i> Rudolphi, 1819	NwAtl	Hogans et al., 1983
<i>Tentacularia bicolor</i> (Bartels, 1832)	NwAtl	Silas, 1967; Palko et al., 1981
<i>Tentacularia coryphaena</i> Bosc, 1802	Atl, NwAtl, Pac, Eas	Nigrelli, 1938; Silas, 1967; Palko et al., 1981; Hogans et al., 1983; Castro-Pampillon et al., 2002; Muñoz et al., 2012; Varghese and Unnikrishnan, 2015
<i>Hepatoxylon</i> sp.	Med, Pac	Mattiuci et al., 2005; Smith et al., 2007
<i>Hepatoxylon squali</i> Bosc, 1811	Atl	Castro-Pampillon et al., 2002; Garcia et al., 2011
<i>Hepatoxylon trichiuri</i> (Holten, 1802)	Atl, Eas	Mattiuci et al., 2014; Varghese and Unnikrishnan, 2015
<i>Hepatoxylon attenuatus</i> Rudolphi, 1819	NwAtl	Hogans et al., 1983
Tetraphyllidea larvae	Med	Mattiuci et al., 2005
Tetraphyllidea spp.	Med, Atl	Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014
<i>Ceratobothrium xanthocephalum</i> Monticelli, 1892	NwAtl	Hogans et al., 1983
<i>Dasyrhynchus variouncinnatus</i> (Linton, 1924)	NwAtl	Hogans et al., 1983
<i>Sphyriocephalus viridis</i> Pintner, 1913	Atl	Castro-Pampillon et al., 2002; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014
<i>Pelichnibothrium speciosum</i> Monticelli, 1889	Atl	Castro-Pampillon et al., 2002
<i>Dibothrium plicatum</i> Rudolphi, 1819	Atl	Nigrelli, 1938
<i>Dibothriorhynchus attenuatus</i> (Rudolphi, 1819)	Atl	Nigrelli, 1938

Continued Table 3.

Nematoda	
<i>Anisakis</i> sp.2	Atl Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014
<i>Anisakis brevispiculata</i> Dollfus, 1966	Atl Mattiucci et al., 2007; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014
<i>Anisakis paggiae</i> Mattiucci, Nascetti, Dailey, Webb, Barros, Cianchi & Bullini, 2005	Atl Mattiucci et al., 2007; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014
<i>Anisakis pegreffii</i> Campana-Rouget and Biocca 1955	Med. Mattiucci et al., 2005; Mattiucci et al., 2007; Mattiucci et al., 2014
<i>Anisakis physeteris</i> Baylis 1923	Med, Atl Mattiucci et al., 2005; Mattiucci et al., 2007; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014
<i>Anisakis simplex</i> (Rudolphi, 1809)	NwAtl, Atl, Bas Hogans et al., 1983; Bacevičius and Karalius, 2005; Mattiucci et al., 2014
<i>Anisakis simplex</i> (s. s.) Davey, 1971.	Atl Mattiucci et al., 2007; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014
<i>Anisakis ziphidarum</i> Paggi, Nascetti, Webb, Mattiucci, Cianchi and Bullini, 1988	Atl, Med Mattiucci et al., 2007
<i>Anisakis typica</i> (Diesing, 1860)	Atl, Med Mattiucci et al., 2007
<i>Contracaecum incurvum</i> Rudolphi, 1819	Atl Nigrelli, 1938; Iles, 1971
<i>Hysterothylacium</i> sp.	Pac Muñoz et al., 2012.
<i>Hysterothylacium</i> sp. A	Pac Smith et al., 2007
<i>Hysterothylacium</i> sp. B	Pac Smith et al., 2007
<i>Hysterothylacium aduncum</i> (Rudolphi, 1802)	NwAtl, Algeria. Hogans et al., 1983; Castro-Pampillon et al., 2002; present study
<i>Hysterothylacium incurvum</i> (Rudolphi, 1819)	Med, Atl, NwAtl, Eas Hogans et al., 1983; Wierzbicka and Sobocka, 2003; Mattiucci et al., 2005; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014; Varghese and Unnikrishnan, 2015
<i>Hysterothylacium corrugatum</i> Deardorff and Overstreet, 1981	NwAtl, Atl, Med Hogans et al., 1983; Mattiucci et al., 2005; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014
<i>Hysterothylacium petteri</i> Sheenko, 1991	Med Mattiucci et al., 2005; Mattiucci et al., 2014
<i>Hysterothylacium reliquens</i> (Norris and Overstreet, 1975)	NwAtl Hogans et al., 1983
<i>Oncophora melanocephala</i> (Rudolphi, 1819)	Med, NwAtl, Atl Hogans et al., 1983; Mattiucci et al., 2005; Garcia et al., 2011; Mattiucci et al., 2014

Continued Table 3.

<i>Huffmanella paronai</i> sp.		WMed	Moravec and Garibaldi, 2000
<i>Maricostula</i> sp.		Pac	Smith et al., 2007
<i>Maricostula incurva</i> Rudolphi, 1819		Atl	Castro-Pampillon et al., 2002
<i>Nematodes</i> (unidentified)		Eas	Varghese and Unnikrishnan, 2015
Crustacea			
<i>Brachiella ratnosa</i> Richiardi, 1880		NwAtl	Silas and Ummerkutty, 1967; Palko et al., 1981
<i>Brachiella thynni</i> Cuvier, 1830		NwAtl	Silas and Ummerkutty, 1967; Palko et al., 1981
<i>Caligus</i> sp.		Pac	Smith et al., 2007
<i>Caligus chelifer</i> Wilson C. B., 1905		NwAtl	Silas and Ummerkutty, 1967; Palko et al., 1981
<i>Caligus elongatus</i> Nordmann, 1832		Atl, Med	Silas and Ummerkutty, 1967; Palko et al., 1981
<i>Caligus coryphaenae</i> Steenstrup and Luttken, 1861		Atl	Castro-Pampillon et al., 2002
<i>Chondracanthus xiphidae</i> Cuvier, 1829		Atl	Silas and Ummerkutty, 1967; Palko et al., 1981
<i>Gloiopotes</i> sp.		Pac	Smith et al., 2007
<i>Gloiopotes ornatus</i> Wilson C. B., 1905		NwAtl	Silas and Ummerkutty, 1967; Palko et al., 1981
<i>Gloiopotes huttoni</i> (Thomson, 1890)		Ind	Karthick Rajan et al., 2018
<i>Pennella instructa</i> Wilson (1917)		Med, Atl, Ind, NwAtl, Atl, Algeria	Hogans et al., 1985; Hogans et al., 1985; Hogans, 1986; Castro-Pampillon et al., 2002; Merella et al., 2003; Mattiuci et al., 2005; Öktener et al., 2007; Öktener et al., 2010; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014; Wunderlich and Sant'Anna, 2014; Varghese and Unnikrishnan, 2015; Llaraena-Reino et al., 2019; present study
<i>Pennella filiosa</i> Linnaeus, 1758		Atl, Med, NwAtl	Nigrelli, 1938; Hogans et al., 1985; Merella et al., 2003; Tanrikul and Akyol, 2011
Acanthocephala			
<i>Bolbosoma vasculosum</i> (Rudolphi, 1819)		Atl	Hogans et al., 1985; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014
<i>Rhadinorhynchus pristi</i> (Rudolphi, 1802)		NwAtl, Atl	Hogans et al., 1983; Garcia et al., 2011; Mattiuci et al., 2014
Cirripedia (barnacles)			
<i>Conchoderma virgatum</i> Spengler, 1789		WMed, Med, Algeria	Garibaldi and Relimi, 2003; Merella et al., 2005; Massi et al., 2014; present study

Note. Atl — Atlantic Ocean; Atl-wh — Atlantic Ocean West head; NwAtl — North-west Atlantic Ocean; NeAtl — North-east Atlantic Ocean; Adr — Adriatic Sea; Med — Mediterranean Sea; WMed — West Mediterranean Sea; Pac — Pacific Ocean; Eas — Eurasian south Sea; Bas — Baltic Sea; Ind — Indian Ocean.

tissue characterized by structures similar to seminiferous tubules with the predominance of spermatogonia. The histological examination of the gonadal parenchyma of *Pagellus erythrinus* specimens infected with *Philometra filiformis* performed by Saadi et al. (2019) showed remarkable tissue damage and induces almost total replacement of the parenchyma and hemorrhagic lesions and even affects the reproductive capacity of the infected fish when a large number of oocytes are degenerated by the parasitic load of *P. filiformis*. Another study of Saadi et al. (2020) showed that parasitic nematodes can affect the physiological functions of fish.

The checklist of metazoan parasitic fauna of *X. gladius* from different localities of the world confirms that this fish is infected by numerous and various parasite species (table 3). Cestoda and Nematoda are the most diversified parasite groups in all its repartition with 29 and 23 species, respectively. The crustacean group presents 11 species and the remaining groups count less than 10 species, while the Acanthocephala parasite group represents only 2 species (table 3). Among the 79 known parasite species recorded from *X. gladius*, 61 species were recorded in the Atlantic Ocean, Pacific and Indian Oceans count only 11 and 2 respectively (table 3). The great number of works conducted on the parasite fauna of swordfish from the Atlantic Ocean may explain the recorded high parasite diversity compared to those realized in the other geographical areas, including the Mediterranean Sea (table 3). In the Mediterranean Sea 24 species were reported (approximately 1/3 of the species diversity known in the 3 Oceans: Atlantic, Pacific and Indian). This large difference in parasitic fauna diversity between *X. gladius* from Atlantic Ocean and *X. gladius* from the Mediterranean Sea may be related to the abundance of preys or intermediate hosts (food availability) enhancing infection by Cestoda and Nematoda (in Atlantic). The parasitic diversity of this fish may be also related to its migration. Its displacement from an area to another, may enhance the feeding on diverse preys (potential intermediate hosts) favoring therefore parasitism. Garcia et al. (2011) stated clearly that the parasite fauna of *X. gladius* maybe used as a potential indicator to its biological and ecological (displacements) traits.

Xiphias gladius caught off the Algerian coast is infected by 4 parasite species only of which one species, *Pennella instructa*, can be found associated with an epibiont species (Cirripedia). This association was reported only in the Mediterranean Sea (table 3). Finally, more investigation must be done on the parasitic fauna of *X. gladius* from the Mediterranean Sea and particularly in the Algerian coasts for its clearer evaluation.

We warmly thank the fishermen who helped us in our sampling survey. We thank the anonymous referees for their time in carefully reviewing our manuscript; we believe that their positive comments substantially improved this article.

References

- Bacevičius, E., Karalius, S. 2005. A survey of the data on swordfish (*Xiphias gladius* L.) in the southern and southeastern Baltic Sea. *The Bulletin of the Sea Fisheries Institute*, **2** (165).
- Beckett, J. S. 1968. New record of the Barnacle *Conchoderma virgatum* in the Northwest Atlantic. *J Fish Res Board Can*, **25** (12), 2707–2710.
- Bush, A. O., Lafferty, K. D., Lotz, J. M., Shostak, A. W. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited. *Journal of Parasitology*, **83** (4), 575–583.
- Castro-Pampillón, J. A., Rodríguez-Domínguez, H., Soto-Búa, M., Mejuto-García, J., Arias-Fernández, C., García Estévez, J. M. 2002 a. Parasites of swordfish from the Gulf of Guinea. *J. Parasitol.*, **88** (1), 188–189.
- Castro-Pampillón, J. A., Soto-Búa, M., Rodríguez-Domínguez, H., Mejuto-García, J., Arias-Fernández, C. & García Estévez, J. M. 2002 b. Selecting parasites for use in biological tagging of the Atlantic swordfish (*Xiphias gladius*). *Fish Res*, **59**, 259–262.
- Causey, D. 1960. Parasitic Copepoda from Mexican coastal fishes. *Bull Mar Sci Gulf Caribb*, **10** (2), 323–337.
- Carbonell, E., Massuti, E., Castro, J. J., Garcia, R. M. 1999. Parasitism of dolphinfishes, *Coryphaena hippurus* and *Coryphaena equiselis*, in the western Mediterranean (Balearic Islands) and central-eastern Atlantic (Canary Island). *Sci. Mar.*, **63** (3–4), 343–354.
- Ceyhan, T., Akyol, O. 2017. Preliminary study on the diet of juvenile swordfish (*Xiphias gladius*) in the Aegean Sea. *Collect. Vol. Sci. Pap. ICCAT*, **73** (3), 1103–1107.

- Cornaglia, E., Reborá, L., Gili, C., Di-Guardo, G. 2000. Histopathological and immunohistochemical studies on cetaceans found stranded on the coast of Italy between 1990 and 1997. *Journal of Veterinary Medicine*. A 47, 129–142, 2000.
- Danyer, E., Tonay, A. M., Aytemiz, I., Dede, A., Yildirim, F., Gurel, A. 2014. First report of infestation by a parasitic Copepod (*Pennella balaenopterae*) in a harbour porpoise (*Phocoena phocoena*) from the Aegean Sea: A case report. *Vet Med*, 59, 403–407.
- Di Paolo, M., D'Amelio, S., Mattiucci, S., Paggi, L., Orecchia, L. 1994. Helminth parasites of swordfish (*Xiphias gladius* L.) caught off Ustica Island (South Tyrrhenian Sea). *Parassitologia*, 36.
- Euzet, L., Quignard, J. P. 1961. Sur deux parasites de *Xiphias gladius* L. Station biologique de Sète [On two parasites of *Xiphias gladius* L. biologique station of Sète]. *CIESM Congress 1960, Monaco*, article 0073.
- Garcia, A., Mattiucci, S., Damiano, S., Santos, M. N., Nascetti, G. 2011. Metazoan parasites of swordfish, *Xiphias gladius* (Pisces: Xiphiidae) from the Atlantic Ocean: implications for host stock identification. *ICES Journal of Marine Science*, 68 (1), 175–182.
- Garibaldi, F., Relini, G. 2003. Note sul ruolo di *Conchoderma virgatum* (Crustacea Lepadidae) come epibionte del pesce spada, *Xiphias gladius* L., in Mar Ligure. *Biol Mar Medit* 10 (2), 1093–1097.
- Hogans, W. E., Bratley, J., Uhazy, L. S., Hurley, P. C. F. 1983. Helminth parasites of swordfish (*Xiphias gladius* L.) from the Northwest Atlantic Ocean. *J Parasitol*, 69, 117–1179.
- Hogans, W. E., Bratley, J., Hurlbut, T. R. 1985. *Pennella filosa* and *Pennella instructa* (Copepoda: Pennellidae) on Swordfish (*Xiphias gladius* L.) from the Northwest Atlantic Ocean. *J Parasitol*, 71 (1), 111–112.
- Hogans, W. E. 1986. Redescription of *Pennella instructa* Wilson, 1917 (Copepoda: Pennellidae) from the swordfish (*Xiphias gladius* L.). *Can. J. Zool*, 64, 727–730.
- Ichalal, K., Ramdane, Z., Ider, D., Kacher, M., Iguerouada, M., Trilles, J. P., Courcot, L., Amara, R. 2015. Nematodes parasitizing *Trachurus trachurus* (L.) and *Boops boops* (L.) from Algeria. *Parasitology Research*. doi 10.1007/s00436-015-4633-6.
- Ichalal, K., Ramdane, Z., Iguer-Ouada, M., Kacher, M. 2016. First observation of intersex in *Trachurus trachurus* (Carangidae) from the Eastern Coast of Algeria: are nematodes the causative factor? *Cybium*, 40 (3), 225–233.
- Ider, D., Ramdane, Z., Trilles, J. P., Amara, R. 2018. Metazoan parasites of *Boops boops* (Linnaeus, 1758) from the Algerian coast. *Cah. Biol. Mar.*, 59.
- Iles, C. 1971. *Fistulicola plicatus* (Cestoda) and *Tristoma* spp. (Trematoda) on swordfish from the northwest Atlantic. *J. Fish. Res. Board Can.*, 28, 31–34.
- Kayış, S., Altınok, I., Balta, F., H. B. İmre, H. B. 2010. *First Report of Tristomella laevis* (Monogenea, Capsalidae) from Aegean Sea in Turkey. *Kafkas Univ Vet Fak Derg* 16 (Suppl-B): S373-S375, 2010.
- Kouadri Krim, A., Selmani, R., Ferhani, K. 2017. Distribution des fréquences de taille et relation taille/poids de l'espadon de la côte Algérienne [Size frequency distribution and size/weight relationship of swordfish from the Algerian coast]. *Collect. Vol. Sci. Pap. ICCAT*, 73 (3), 1108–1114.
- Kouadri Krim, A., Bouhadja A. 2019. Nouvelles données de distribution de fréquence de Taille de l'espadon *Xiphias gladius* obtenues le long de la cote Algérienne [New Size Frequency Distribution Data for Swordfish *Xiphias gladius* obtained along the Algerian Coast]. *Collect. Vol. Sci. Pap. ICCAT*, 76 (3), 79–84.
- Llarena-Reino, M., Abollo, E., Pascuala, S. 2019. Morphological and genetic identification of *Pennella instructa* (Copepoda: Pennellidae) on Atlantic swordfish (*Xiphias gladius*, L. 1758). *Fisheries Research*, 209, 178–185.
- Márquez, M. R. 1990. Sea turtles of the world. An annotated and illustrated catalogue of sea turtles species known to date. *FAO Fish Synop*, 125 (11), 1–81.
- Massi, D., Titone, A., Bottari, A., Busalacchi, B., Gancitano, V., Giusto, G. B., Sinacori, G., Vitale, S. 2014. *Conchoderma virgatum virgatum* (Crustacea, Lepadidae) in association with *Pennella instructa* (Crustacea, Pennellidae) on a swordfish from the strait of Sicily. *Biologia Marina Mediterranea*; Genoa, 21 (1), 351–352.
- Mattiucci, S., Farina, V., Garcia, A., Santos, M. N., Mariniello, L., Nascetti, G. 2005. Metazoan parasitic infections of swordfish (*Xiphias gladius* L., 1758) from the Mediterranean Sea and Atlantic Gibraltar waters: implications for stock assessment. *Col. Vol. Sci. Pap. ICCAT*, 58 (4), 1470–1482.
- Mattiucci, S., Abaunza, P., Damiano, S., Garcia, A., Santos, M. N., Nascetti, G. 2007. Distribution of Anisakis larvae, identified by genetic markers, and their use for stock characterization of demersal and pelagic fish from European waters: an update. *Journal of Helminthology*, 81, 117–127.
- Mattiucci, S., Garcia, A., Cipriani, P., Santos, M. N., Nascetti, G., Cimmaruta, R. 2014. Metazoan parasite infection in the swordfish, *Xiphias gladius*, from the Mediterranean Sea and comparison with Atlantic populations: implications for its stock characterization. *Parasite*, 21, 35.
- Mehouel, F., Bouayad, L., Berber, A., Van Hauteghem, I., Van De Wiele, M. 2019. Risk assessment of mercury and methyl mercury intake via sardine and swordfish consumption in Algeria. *Journal of the Hellenic Veterinary Medical Society*, 70 (3), 1679–1686.
- Merella, P., Zucca, D., Garippa, G. 2003. Contribution to the knowledge of the ectoparasites of swordfish *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758 from the western Mediterranean. *Revista Ibérica de Parasitología*, 63 (3–4), 117–120.
- Merella, P., Scala, A., Marrosu, R., Garippa, G. 2005. Occurrence of the pedunculate barnacle *Conchoderma virgatum virgatum* in the western Mediterranean. *vie et milieu*, 55 (1), 41–44.
- Moravec, F., Garibaldi, F. 2000. *Huffmanella paronai* sp. n. (Nematoda: Trichosomoididae), a new parasite from the skin of swordfish *Xiphias gladius* in the Ligurian Sea (Western Mediterranean). *Folia Parasitologia*, 47, 309–313.

- Muñoz, G., Garcíaand, N., Valdebenito, V. 2012. Gastric helminths in the swordfish *Xiphias gladius* collected off the coast of central-south Chile. *XI European Multicolloquium of Parasitology- EMOP 11 (July 25-29, 2012, Cluj-Napoca, Romania)*.
- Muscolino, D., Giarratana, F., Giuffrida, A., Panebianco, A. 2012. Inspective investigation on Swordfish (*Xiphias gladius*) frozen slices of commerce: anatomical-histopathological findings. *Czech Journal of Food Sciences*, 30, 206–210.
- Nakamura, I. 1985. FAO species catalogue. Vol. 5. Billfishes of the world. An annotated and illustrated catalogue of marlins, sailfishes, spearfishes and swordfishes known to date. *FAO Fish. Synop*, 125 (5), 65.
- Nigrelli, R. F. 1938. *Parasites of the swordfish, Xiphias gladius Linnaeus*. *American Museum Novitates*. The American Museum of Natural History, New York City. Number 996.
- Ökter, A., Trilles, J. P., Leonardos, I. 2007. Five Ectoparasites from Turkish fishes. *The Turkish Journal of Parasitology*, 31 (2), 154–157.
- Ökter, A., Koç, H. T., Erdoğan, Z. 2010. Three Ectoparasites on swordfish from Aegean Coasts of Turkey. *Bulletin of the European Association Fish Pathologists*, 30 (5), 185–188.
- Palko, B. J., Beardsley, G. L., Richards, W. J. 1981. Synopsis of the Biology of the Swordfish, *Xiphias gladius* Linnaeus. NOAA Technical Report NMFS Circular 441. *FAO Fisheries Synopsis*, 127.
- Paggi, L., Mariniello, L., Ortis, M., Mattiucci, S., D'Amelio, S., Di Cave, D., Orecchia, P. 1998. Parasitological survey on fish of economic value from Italian waters. *Biologia Marina Mediterranea*, 5, 1483–1492.
- Palombi, A. 1949. Trematodi d'Italia. Parte I. Trematodi Monogenetici. *Archivio Zoologico Italiano*, 34, 203–408.
- Parnell, P. E. 2001. The distribution of estuarine and oceanic water masses on the southern shore of O'ahu, Hawai'i: Ecological and coastal management implications, and novel methodology. *Limnol Oceanogr*, 46 (6), 1468–1485.
- Rajan, D. K., Ravichandran, S., Venmathi Maran. B. A. 2018. First record of the *Gloiopotes huttoni* (Thomson, 1890) (Copepoda: Caligidae) parasitic on the swordfish *Xiphias gladius* along the southeast coast of India. *J Parasit Dis (July–Sept 2018)*, 42 (3), 458–461.
- Ramdane, Z., Bensouilah, M. A., Trilles, J. P. 2009. Étude comparative des crustacés isopodes et copépodes de poissons marins algériens et marocains [Comparative study of isopod and copepod crustaceans from Algerian and Moroccan marine fish]. *Cybiurn*, 2009, 33 (2), 123–131.
- Ramdani, S., Trilles, J. P., Ramdane, Z. 2020. Parasitic fauna of *Sardinella aurita* Valenciennes, 1847 from Algerian coast. *Zoology and Ecology*, 30 (1).
- Relini, G. 1980. *Cirripedi Toracici*. (AQ/1/91). CNR, Roma, 1–122.
- Saadi, N., Trilles, J. P., Amara, R., Ramdane, Z. 2019. Impact of parasitism by nematodes on gonadal anatomy of *Pagellus erythrinus* (L.). *Cybiurn*, 43 (3), 255–263.
- Saadi, N., Trilles, J. P., Amara, R. & Ramdane, Z. 2020. Parasitic nematodes infecting commercial fishes off the coast of Algeria. *Zoology and Ecology*, 30 (1).
- Silas, E. G. 1967. Parasites of scombroid fishes. Part 1. Monogenetic trematodes, digenetic trematodes, and cestodes. *Proc. Symp. Scombroid Fishes*, Part 3. *Mar. Bio. Assoc. India*, Symp. Ser., 1, 799–875.
- Silas, E. G., Ummerkutty, A. N. P. 1967. Parasites of scombroid fishes. Part II. Parasitic Copepoda. *Proc. Symp. Scombroid Fishes*, Part 3. *Mar. Biol. Assoc. India*, Symp. Ser., 1, 876–993.
- Smith, P. J., Diggles, B., Kim, S. 2007. Evaluation of parasite markers to access swordfish stock structure. *Scientific committee third regular session 13–24 August 2007, Honolulu, United States of America*. WCPFC-SC3-BI SWG/ IP – 1.
- Sun, C. L., Wang, S. P., Yeh, S. Z. 2002. Age and growth of the swordfish (*Xiphias gladius* L.) in the waters around Taiwan determined from anal-fin rays. *Fishery Bulletin*, 100, 822–835.
- Tanrikul, T. T., Akyo, O. 2011. First record of the parasitic Copepoda, *Pennella filosa* (L., 1758), on swordfish from the Turkish Aegean Sea. *J. Appl. Ichthyol.*, 27 (6), 1392–1393.
- Tserpes, G., Tsimenides, G. 1995. Determination of age and growth of swordfish, *Xiphias gladius* L., 1758, in the eastern Mediterranean using anal-fin spines. *Fishery Bulletin*, 93, 594–692.
- Varghese, S. P., Unnikrishnan, N. 2015. Notes on metazoan parasites of *Alepisaurus ferox* and *Xiphias gladius* of the eastern Arabian Sea. *Mar Biodiv*. DOI 10.1007/s12526-015-0346-4.
- Wierzbicka, J., Sobocka, E. 2003. *Hysterothylacium incurvum* (Rudolphi, 1819) (Nematoda: Anisakidae) a parasite of swordfish (*Xiphias gladius* L.). *Bulletin of the sea fisheries institute*, 1 (158).
- Williams, E. H. Jr., Bunkley-Williams, L. 1996. *Parasites of offshore big game fishes of Puerto Rico and the western Atlantic*. Sportfish Disease Project Department of Marine Sciences and Department of Biology University of Puerto Rico P.O. Box 5000 Mayagüez, PR 00681-5000.
- Wunderlich, A. C., Sant'Anna, B. S. 2014. Another record of *Pennella instructa* (Copepoda, pennellidae) parasitizing swordfish *Xiphias gladius* in the south Atlantic, after 20 years ago. *Bol. Inst. Pesca*, São Paulo, 40 (1), 105–109.

Received 5 August 2021

Accepted 3 November 2021

PATHOLOGICAL EFFECTS CAUSED BY *PENNELLA INSTRUCTA* (WILSON, 1917) (PENNELLIDAE) TO ITS HOST, *XIPHIAS GLADIUS* LINNAEUS, 1758 (XIPHIIDAE) OFF THE ALGERIAN COAST

Souhila RAMDANI^{1*}, Jean-Paul TRILLES², Zouhir RAMDANE²

¹Laboratoire de la zoologie appliquée et de l'écophysiologie animale, université Abderrahmane Mira-Bejaia, Algérie

²Université de Montpellier, 34000 Montpellier, France

Abstract: Pathological effects caused to *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758 by *Pennella instructa* (Wilson, 1917) were studied for the first time in Algerian coasts. Five specimens of *X. gladius* were captured in the gulf of Bejaia (eastern of Algerian coast) from February to May 2020. Infection rates by *P. instructa* reached P=100%. On the same specimen of *P. instructa* many barnacles (8 specimens) were found fixed. Our macroscopic and microscopic (Histopathological studies) observations show that *P. instructa* causes many damages to its host (*X. gladius*): perforation, necrosis and hemorrhage in their fixing sites, ulceration in the skin, derma and muscle.

Keywords: *Xiphias gladius*, *Pennella instructa*, Pathology, *Conchoderma virgatum*, Algerian coast.

INTRODUCTION

Xiphias gladius Linnaeus, 1758 the only member of the Xiphiidae family, is a pelagic and migratory fish, with a worldwide distribution (Muscolino et al., 2012) with a range extending from tropical to cold-temperate oceans, including the Mediterranean Sea (Nakamura, 1985). It can grow to more than 3 m in length (Tserpes and Tsimenides, 1995; Sun et al., 2002). It represents one of the most important fish resources for the North Atlantic and the Mediterranean fisheries (Mattiucci et al., 2005). In Algeria, *Xiphias gladius* is one of the most important commercial fish species.

Parasites belonging to the Pennellidae family are the common crustaceans mesoparasites found in large pelagic fishes, males are free living; however, females attach to the body surface of host (Tuncer et al., 2010). Species belonging to the genus *Pennella* Oksen, 1816, have been collected from the flesh marine mammals and pelagic fishes like, *Xiphias gladius* L., *Mola mola* L., and many species attached to *Scombrids*, *Exocoebids* and *Coryphaenids* from the Pacific and Atlantic oceans, as well as the Mediterranean Sea (Yamaguti, 1963; Kabata, 1992; Pollock, 1994).

The most members of the family Pennellidae are mesoparasitic having large size (many centimeters), their penetration deep into the host in search of target site (Kabata, 1979). The penetration enhances mechanic alteration and maybe causing damages and pathologies to their hosts which induce probably economic losses.

In the Mediterranean Sea, several researchers report economic losses caused by copepodoses linked to the infection of fish by certain mesoparasitic copepods. Ben Hassine et al. (1990), Ben Cheikh (1993), Ben Cheikh et al. (1994) have shown that the copepod *Peroderma cylindricum* (Heller, 1865) has a negative effect on the growth and fertility of *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792).

Pennellids infecting *Xiphias gladius* were previously studied in the Mediterranean Sea, (Mattiucci et al., 2005; Öktener et al., 2007; Tanrikul and Akyol, 2010; Mattiucci et al., 2014; Massi et al., 2014). Other Pennellids like *Penella filosa* were reported on this fish

from the Mediterranean Sea by Raibaut et al. (1998). In Algerian coasts, Ramdane and Trilles (2010) and Ramdane (2009) reported 4 Pennellid species parasitizing especially teleost fishes: *Lernaeolophus sultanus* (Milne Edwards, 1840) found on *Pagellus acarne* (Risso, 1827) and *Boops boops* (Linnaeus, 1758), inserted in the roof of the mouth; *Peroderma cylindricum* (Heller, 1865) collected from *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792), inserted into the muscle behind the operculum; *Peniculus fistula* (von Nordmann, 1832) collected from the caudal fin of *Pagrus pagrus* (Linnaeus, 1758); *Pennella filosa* (Linnaeus, 1758) collected from *Sphyræna sphyraena* (Linnaeus, 1758). Mansouri et al. (2017) stated that although the low infection by Pennellids (*P. cylindricum* and *L. sultanus*), serious necrosis, alterations and atrophies were induced to the muscle and mouth cavity of their hosts.

Until now, no studies have been performed on Pennellids infecting *Xiphias gladius* from Algerian coasts especially studies reporting pathological effects caused by *Pennella instructa* to its host. The aim of the present study is to identify Pennellids mesoparasite species infecting *X. gladius* from Algerian coasts, and to determine their infection rates and their pathological effects.

MATERIALS AND METHODS

The parasites samples were collected from 5 specimens of *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758; obtained from commercial landings in Bejaia (eastern coast of Algeria) from February to May 2020. Specimens were transferred to the laboratory; lengths were measured to the nearest 0.1 cm.

X. gladius body surface was visually examined for the copepod *Pennella spp.*; parasites found were taken out from the fish muscle, their number and any damage were noted and photographed, they were washed and cleaned in a water (H₂O) and stored in 70 % alcohol for further examination and identification according to Hogans et al.(1985) and Hogans (1986). Photos of *X. gladius* and its parasite were taken in the sampling site.

*Correspondence: Souhila Ramdani, Laboratoire de la zoologie appliquée et de l'écophysiologie animale, Université Abderrahmane Mira-Bejaia, Algérie; e-mail: sousane.green@gmail.com, souhila.ramdani@univ.bejaia.dz

The skin and muscular around the area of attachment of the parasite was directly examined and were preserved in 10 % formalin for histological studies of the possible pathological effects. The terms prevalence, mean intensity and abundance were calculated according to Bush et al. (1997). Infected and uninfected site were dehydrated in a graded series of alcohols (70 to 95%), embedded in paraffin, cut into 1 µm-thick serial sections, and stained with Mayer’s hematoxylin and eosin (H&E). The sections were examined using light microscopy and photographed using LEICA DM300 microscopy camera.

This is the first report of *Pennella instructa* infecting *X. gladius* from the Algerian coast and the first report of the cosmopolitan epibiont, *Conchoderma virgatum* on *Penella instructa* parasitizing *X. gladius*.

All examined *X. gladius*’s specimens were parasitized by this parasitic copepod. This parasite species infects females (112-131cm, 11.9-24.7 kg) as well as males (107-144cm, 10.6-23.45 kg) of *X. gladius* with high parasitological indexes (Prevalence=100%; Mean intensity = 5 parasites per infected host) (Tab.1). All collected parasite specimens were females (presenting long egg sacs) their size varies between 5.3 and 16.6cm (Tab.1).

RESULTS

Table 1.

Parasitological and pathological effects of *Pennella instructa*.

Date	Number of the collected parasites	Fish Sex	Length (cm)	Weight (kg)	Parasite size, cm (min-max)	Fixing site and damages of the parasite / association with parasite
February	05	F	112	11,9	14-16	Hemorrhage around the area of attachment of the parasite
	07	F	131	23,45	13.5-15.2	Lesions and fibrous cyst around the area of attachment of the parasite
March	04	M	144	38,2	12.5-14	Lesions around the area of attachment of the parasite
April	06	M	107	10,6	8.7-12	Lesions and hemorrhage around the area of attachment of the parasite
Mai	03	F	126	24,7	5.3-16.6	Lesions around the area of attachment of the parasite
Total, mean, global prevalence and mean intensity	25	05	124 ± 14.88	21.77 ± 11.21	/	Prevalence = 100 %. Mean intensity = 5.

They present a long trunk, slightly thicker posteriorly; abdominal brush in line with trunk, covered by plumes (Fig. 2A, B, D) ; two lateral horns protrude from the head and extend posteriorly parallel to the neck (Fig. 2C, D, G); the surface of the head is covered by central and lateral papillae (Fig. 2H).

Penella instructa infects many parts of body surfaces of its host: lateral, ventral and dorsal sides, anal and pelvic fins, near operculum. Then, no specificity to the fixing site was observed (Fig. 1). Collected specimens of *P. instructa* were found inserted and embedded into the muscle with the neck and cephalothorax penetrating into the body cavity while the trunk, abdomen and egg sacs were outside the body of the fish (Fig. 1A, B, C, D, F).

Pennellid specimens of large size present a remarkable association with a barnacle cirriped species (*Conchoderma virgatum*). In some cases, we found 8 specimens of *C. vergatum* fixed on the trunk of this mesoparasitic copepod. Generally, small specimens of *X. gladius* do not exhibit this association (Fig. 3.).

Our results of macroscopic examination show that *P. instructa* induces pathogenic effects to its host (*X. gladius*): injuries, lesions, necrosis, and fibrous cyst formation as host reaction to the infection and hemorrhage around the area of attachment of the parasite

(Tab. 1; Fig. 1B, C, D, E and F). Parasitic cystic forms were observed into the host musculature (Fig. 1H) within cephalothoraxes and a portion of neck of the parasite (Fig. 2, E, F).



Fig. 1. A: *Xiphias gladius* with attached parasite *Pennella instructa*. B, C, D, F: *P. instructa* (red circles) attached to the different parts of the host's body. E: cyst (c) in the body (musculature). B, C, D, F: Haemorrhage (h) and formation of fibrous cyst (fc), host reaction to the infestation. **Scale bar: 2cm.**

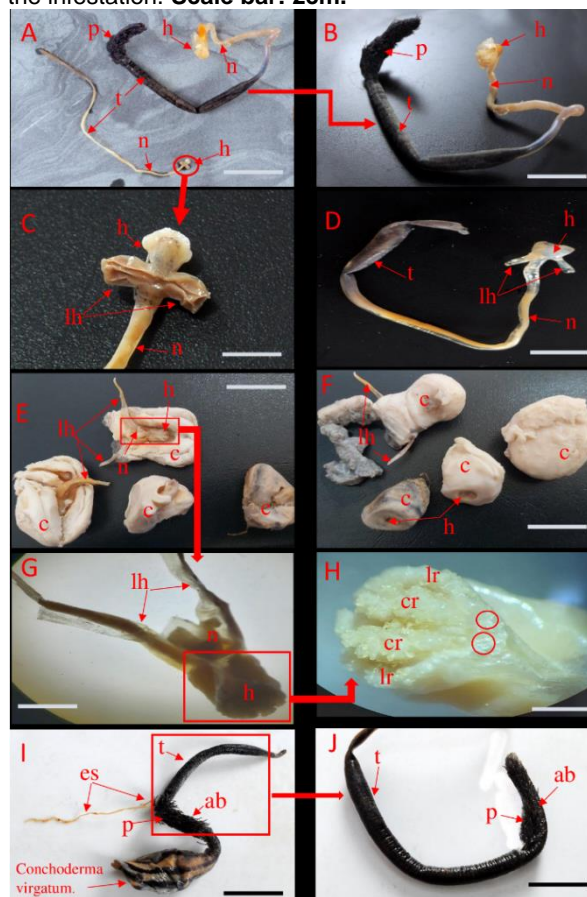


Fig. 2. A, B, D: General and macro-photographs of *P. instructa*. neck (n), lateral horns (lh), trunk (t), abdominal brush (ab) and plumes (p). C: Detail of neck (n) with head (h) and lateral horns (lh). I, J: Detail of trunk (t), abdominal brush (ab), egg sacs (es), plumes (p) with *Conchoderma virgatum* attached to the end of the abdominal brush (ab). G: Detail of anterior end with head (h), neck (n) and lateral horns (lh). F: Detail of the cephalothorax's head (h) and lateral horns (lh) within the cyst (c). E: Dissected cyst (c) with parasite. head (h), neck (n) and lateral horns (lh). H: Binocular light microscope views of the head (h), single papillae (red circles), central (cr) and lateral (lr) rows of papillae. **Scale bar: 2cm.**

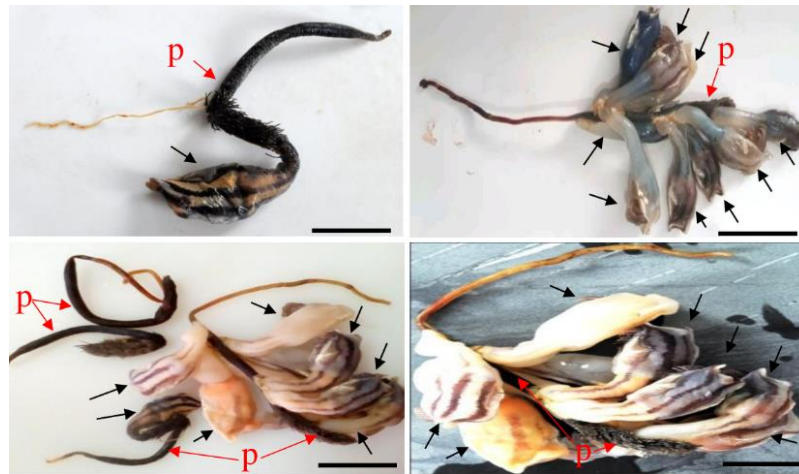


Fig. 3. Recorded association between *Penella instructa* (p) and *Conchoderma virgatum* (see arrows). **Scale bar: 2cm.**

Microscopic examination (histological examination) reveals parasite sections surrounded by necrotic tissue (Fig. 4 A, B). Host's epidermis is enlarged by both growth and movement of the parasite of *X. gladius* (Fig. 4 C, D), and all components of skin were damaged (Fig. 4 E). In the uninfected area of the body of *X. gladius*, all

components of skin were intact (Fig. 4 F). Fibrous cysts were observed as host reaction to the infection by this parasite with the presence of immunological cells. All these damages and injuries may be facilitating and enhance the entrance of many pathogenic agents like bacteria, fungi and viruses.

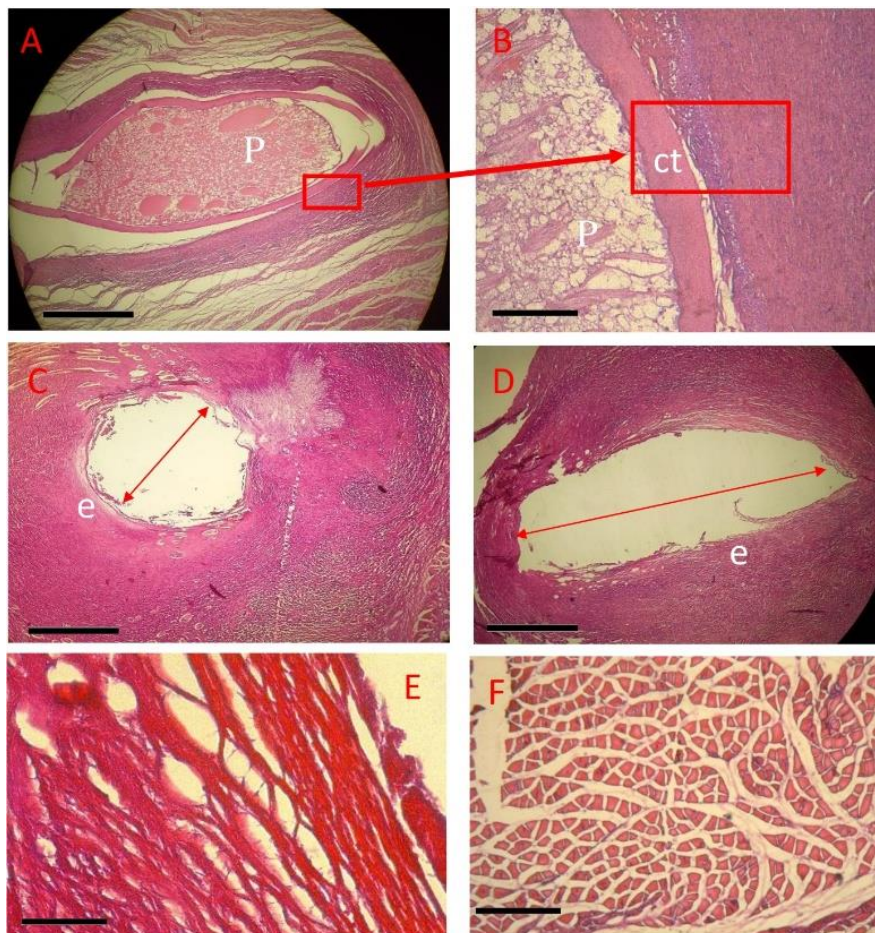


Fig. 4. A, B: section of *P. instructa* (p) surrounded by connective tissue (ct). **C, D:** section of anchor process of *P. instructa* (p) after penetration skin and destruction of the epidermis (e) took place at the site of entrance (red arrow). **E:** damaged skin. **F:** healthy skin. **Scale bar: A, C, D: x4 = 300 μm, B, E, F: x10 = 100 μm.**

DISCUSSION

In the present study, we describe for the first time *Pennella instructa* (and its epibiont *Conchoderma*

virgatum) parasitizing *Xiphias gladius* from Algerian coasts. Studied morphological features of the collected mesoparasites specimens confirm their attachment to the species *Pennella instructa*. Observed morphological features are in accordance with the descriptions given on this parasite by Hogans et al. (1985) and Hogans (1986).

P. instructa was originally reported by Wilson (1917) giving just a general description. Collected specimens of this parasite did not differ from the original description of Wilson (1917), Hogans (1986) and from descriptions of specimens collected by Öktener et al. (2007) and Llarena-Reino et al. (2019) from *X. gladius* and Öktener (2009) from *Seriola dumerili* (Risso, 1810).

The cephalothorax of *P. instructa* passed through the musculature and was surrounded by a cyst. Mattiucci et

al. (2005) and Llarena-Reino et al. (2019) described the same parasitic cyst.

This mesoparasite Pennellid infects many parts of the body surface of its host and does not exhibit a particular specificity to the fixing site and host. In the Mediterranean Sea, *P. instructa* was already known parasitizing *X. gladius* and had been reported previously on the same host by Mattiucci et al. (2005) and Massi et al. (2014) from Italy; Öktener et al. (2007, 2010c) from Turkey and from Algeria (Ramdani et al., 2021) (Tab.2). Nevertheless, this parasite was also collected on other host species like *Seriola dumerili* (Risso, 1810) reported by Öktener (2009).

Table 2.

Collected Pennellids on *Xiphias gladius* Linnaeus, 1758 from different localities of the Mediterranean Sea

Parasite species	host species	Authors	Locality
<i>Pennella filosa</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Xiphias gladius</i> L., 1758	Raibaut et al., (1998)	Mediterranean Sea
<i>Pennella instructa</i> (Wilson, 1917)	<i>Xiphias gladius</i> L., 1758	Öktener et al., (2007) Öktener et al., (2010c)	Turkey
	<i>Xiphias gladius</i> L., 1758	Mattiucci et al., (2005) Mattiuci et al., (2014) Massi et al., (2014)	Italy
	<i>Xiphias gladius</i> L., 1758	Ramdani et al., (2021) Present study	Algeria

Some collected specimens present a remarkable association with an epizootic species *Conchoderma virgatum* (Spengler, 1790). In some case, we found 8 specimens fixed on the trunk of this mesoparasite especially those having an important body size. *Conchoderma virgatum* (Spengler, 1790) is a species of goose barnacle (Lepadidae). It is a pelagic species found attached to swimming objects or marine organisms seaweed, crabs, sea snakes, turtles and whales, and at least thirteen species of fish and crustacean parasites particularly copepods and isopod (Hastings, 1972). Like most barnacles, *Conchoderma virgatum* is a filter feeder. A number of modified legs known as "cirri" can be extended into the water column. These feathery appendages beat rhythmically and catch plankton and small organic particles, drawing them into the mouth (Ruppert et al., 2004).

Most of conducted studies on this Pennellid (infecting *X. gladius*) focused on the taxonomy and ecology; few were performed on its pathological effect (infection impact). In our study, many damages like mechanic effects, alterations, lesions, and necrosis were observed. Inflammation and fibrous cyst formation were the principal response of the infection.

Many authors reported the pathological effects of this parasite species, Kabata (1979), Hogans et al. (1985); Mattiucci et al. (2014) and Llarena-Reino et al. (2019) reported that these parasites could threat vital functions by harming internal organs such as the heart, aorta or other blood vessels, ovary, intestine or stomach, affect the fitness of the fish host, leading to the reduction of the muscle mass and thus damaging the swimming muscles or compromising their ability to swim. Deterioration of organoleptic properties of the host as

direct consequence of formation of cysts formed in its musculature, often near the vertebral column, may also affect the hosts' nervous system (Lester et al., 1995; Llarena-Reino et al., 2019).

Our results report ulceration and tissue damage in fish. The dermis and musculature were the only sites of attack by *P. instructa* and an inflammatory response was observed. Our results show no infected internal organs. As in our study, Cornaglia et al. (2000) and Danyer et al. (2014) observed a serious inflammatory reaction in the subcutaneous adipose tissue and on the skin of dolphin infected with *Pennella sp.*, and also in the blubber and muscle of *Phocoena phocoena relicta* (Abel, 1905) infected with *Pennella balaenoptera* (Koren and Danielssen 1877).

It is concluded that the *P. instructa* causes ulceration and affects the skin and musculature dermis vaissels hemorrhage bloods. All these damages may be facilitate and enhance the entrance of many pathogenic agents like bacteria, fungi and viruses, enhancing therefore pathologies and impacting the biological potential (May be affect condition reduction of the muscle mass and therefore the biomass) of the infected *X. gladius* (Roberts, 1979; Ramdane et al., 2009 and Ramdane, 2009).

ACKNOWLEDGMENTS

We warmly thank the fishermen who helped us in our sampling survey.

AUTHORS CONTRIBUTION

S.R.; methodology, data collection, analyses and interpretation of data; Z.R.; supervisor, design of the study and data validation, S.R., Z.R. and J.P.T.; data

processing, S.R.; writing original draft preparation and writing of the manuscript, Z.R and J.P.T.; writing review and editing.

FUNDING

This research received no external funding.

CONFLICT OF INTEREST

We are Souhila RAMDANI, Jean-Paul TRILLES and Zouhir RAMDANE and declare that we have no conflict of interest.

REFERENCES

Ben Cheikh S, Contribution à l'étude de *Peroderma cylindricum* Heller, 7865, parasite de la sardine, *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792) des côtes tunisiennes. DEA, Faculté des Sciences de Tunis, 1993.

Ben Cheikh S, Raibaut A, Euzet S and Ben Hassine OK, Etude bio-systémique de deux populations de Téléostéens (*Sardina pilchardus*) et de leurs copépodes parasites (*Peroderma cylindricum*) sur les côtes tunisiennes. Parasite 1 : 279-282, 1994.

Ben Hassine OK, Raibaut A, Ben Souissi J and Rousset V, Morphologie de *Peroderma cylindricum* Heller, 1865, Copépode parasite de la sardine, *Sardina pilchardus* (Walbaum, 1792) et quelques aspects de son écologie dans les eaux côtières tunisiennes. Annales des Sciences Naturelles 11: 9-16, 1990.

Buch AO, Lafferty KD, Lotz JM and Shostak AW, Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. Revisited. Journal of Parasitology 83 (4), 575-583, 1997.

Cornaglia E, Reborá L, Gili C and Di Guardo G, Histopathological and immunohistochemical studies on cetaceans found stranded on the coast of Italy between 1990 and 1997. Journal of Veterinary Medicine. A 47, 129-142, 2000.

Danyer E, Tonay AM, Aytemiz I, Dede A, Yildirim F and Gurel A, First report of infestation by a parasitic Copepod (*Pennella balaenopterae*) in a harbour porpoise (*Phocoena phocoena*) from the Aegean Sea: A case report. Vet Med 59, 403-407, 2014.

Hastings RW, The barnacle, *Conchoderma virgatum* (Spengler), in association with the isopod, *Nerocila acuminata* (Schioedte and Meinert), and the orange filefish, *Aluterus schoepfi* (Walbaum). Crustaceana 22 (3): 274-277, 1972.

Hogans WE, Bratney J and Hurlbut TR, *Pennella filosa* and *Pennella instructa* (Copepoda: Pennellidae) on Swordfish (*Xiphias gladius* L.) from the Northwest Atlantic Ocean. J. Parasit 71 (1), pp. 111-112, 1985.

Hogans WE, Redescription of *Pennella instructa* Wilson, 1917 (Copepoda: Pennellidae) from the swordfish (*Xiphias gladius* L.). Can. J. Zool 64: 727-730, 1986.

Kabata Z, Parasitic Copepoda of British Fishes. Ray Society, London. 468p, 1979.

Kabata Z, Copepoda parasitic on Australian fishes. XIV. An assemblage of bathypelagic species. Journal of Natural History, London 26(1) :9-45, 1992.

Lester RJG, Roubal FR and Woo PTK, Copepoda: Pennellidae. Fish diseases and disorders. Protozoan and Metazoan Infections, vol. 11. pp. 475-598, 1995.

Llarena-Reinoa M, Abollo E and Pascuala S, Morphological and genetic identification of *Pennella instructa* (Copepoda: Pennellidae) on Atlantic swordfish (*Xiphias gladius*, L. 1758). Fisheries Research 209, 178-185, 2019.

Dalia Mansouri, Zouhir Ramdane, Nabile Kadri, Hafir Halim, Jean-Paul Trilles and Rachid Amara, Parasitofauna isolated from fish off the east Algerian coast. Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 37(4): 148-158, 2017.

Massi D, Titone A, Bottari A, Busalacchi B, Gancitano V, Giusto GB, Sinacori G and Vitale S, *Conchoderma virgatum virgatum* (Crustacea, Lepadidae) in association with *Pennella instructa* (Crustacea, Pennellidae) on a swordfish from the strait of Sicily. Biologia Marina Mediterranea; Genoa Vol. 21, N° 1, 351-352, 2014.

Mattiucci S, Farina V, Garcia A, Santos MN, Mariniello L and Nascetti G, Metazoan parasitic infections of swordfish (*Xiphias gladius* L., 1758) from the Mediterranean Sea and Atlantic Gibraltar waters: implications for stock assessment. Col. Vol. Sci. Pap. Iccat, 58(4): 1470-1482, 2005.

Mattiucci S, Garcia A, Cipriani P, Santos MN, Nascetti G and Cimmaruta R, Metazoan parasite infection in the swordfish, *Xiphias gladius*, from the Mediterranean Sea and comparison with Atlantic populations: implications for its stock characterization. Parasite, 21, 35, 2014.

Muscolino D, Giarratana F, Giuffrida A and Panebianco A, Inspective investigation on Swordfish (*Xiphias gladius*) frozen slices of commerce: anatomical-histopathological findings. Czech Journal of Food Sciences, 30: 206-210, 2012.

Nakamura I, FAO species catalogue. Vol. 5. Billfishes of the world. An annotated and illustrated catalogue of marlins, sailfishes, spearfishes and swordfishes known to date. FAO Fish. Synop. 125(5):65 p, 1985.

Öktener A, Trilles JP and Leonardos I, Five Ectoparasites from Turkish fishes. The Turkish Journal of Parasitology, 31, 2, 154-157, 2007.

Öktener A, *Pennella instructa* Wilson, 1917 (Copepoda: Pennellidae) on the cultured greater amberjack, *Seriola dumerili* (Risso, 1810). Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 29(3), 98, 2009.

Öktener A, Koç HT and Erdoğan Z, Three Ectoparasites on swordfish from Aegean Coasts of Turkey. Bulletin of the European Association Fish Pathologists, 30, 5, 185-188, 2010.

Pollock CM, *Pennella filosa* (Copepoda) parasitic on albacore tuna, sunfish and swordfish. Irish Naturalists' Journal, vol. 24, pp. 473-474, 1994.

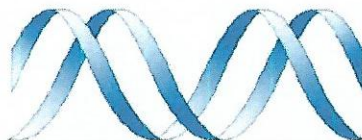
Raibaut A, Combes C and Benoit F, Analysis of the parasitic copepod species richness among

- Mediterranean fish. Journal of Marine Systems 15 : 185-206, 1998.
- Ramdane Z, Identification et écologie des ectoparasites Crustacés des poissons Téléostéens de la côte Est algérienne. Thèse doctorat, université d'Annaba : 258pp, 2009.
- Ramdane Z, Bensouilah MA and Trilles JP, Etude comparative des Crustacés Isopodes et Copépodes ectoparasites de poissons marins algériens et marocains. Cybium, 33(2): 123-131, 2009.
- Ramdane Z and Trilles JP, New Algerian parasitic copepods. Bull. Eur. Ass. Fish Pathol., 30 (2), 41, 2010.
- Ramdani S, Trilles JP and Ramdane Z, Metazoan parasites infecting *Xiphias gladius* from the eastern coast of Algeria (sw Mediterranean Sea). Zoodiversity, 55(6): 505–518, 2021.
- Roberts RJ, Pathologie du Poisson. 317 p. Paris : Malouines S.A. Éditeur, 1979.
- Ruppert EE, Fox RS and Barnes RD, Invertebrate zoology: a functional evolutionary approach. 7th ed. elmont, CA: Thomson-Brooks/Cole. ISBN 0030259827, 2004.
- Sun CL, Wang SP and Yeh SZ, Age and growth of the swordfish (*Xiphias gladius* L.) in the waters around Taiwan determined from anal-fin rays. Fishery Bulletin, 100: 822-835, 2002.
- Tanrikul TT and Akyol O, First record of the parasitic Copepoda, *Pennella filosa* (L., 1758), on swordfish from the Turkish Aegean Sea. J. Appl. Ichthyol. 27, 1392–1393, 2010.
- Tserpes G and Tsimenides N, Determination of age and growth of swordfish, *Xiphias gladius* L., 1758, in the eastern Mediterranean using anal-fin spines. Fishery Bulletin, 93: 594-692, 1995.
- Tuncer S, Çelik ES and Öktener A, *Pennella filosa* (L., 1758) (Copepoda: Pennellidae) on greater amberjack *Seriola dumerili* (Risso, 1810) from Turkey. Electronic Journal of Ichthyology. 6(2): 27 – 30, 2010.
- Wilson CB, North American parasitic copepods belonging to the *Lernaeidae*, with a revision of the entire family. Proc. U.S. Natl. MUS. 53: 1-150, 1917.
- Yamaguti S, Parasitic Copepoda and Branchiura of fishes. New York: Interscience Publishers. 1104p, 1963.

Association Tunisienne des
Sciences Biologiques

- Membre de l'IUBMB
- Membre de la FASBMB
- Membre de l'IUSB
- Membre de la FEBS

الجمعية التونسية للعلوم
البيولوجية



Tunisian Association of
Biological Sciences

- Member of the IUBMB
- Member of the FASBMB
- Member of the IUSB
- Member of the FEBS

CERTIFICATE OF ATTENDANCE

This is to certify that

Name : RAMDANI

Surname : Souhila

Participated and presented the communication:

Entitled : Étude de la parasitofaune d'un clupéidae *Sardina ilchardus* (walbaum, 1792) pêchés dans le golfe de bejaia, Algérie

Authors : Ramdani souhila, Ramdane zouhir

Type : Poster

at the 30th international congress of the Tunisian Society of Biological Sciences (ATSB) held in Sousse, Tunisia on 25-28 march 2019.

ATSB Congress Organization Board
The secretary general
Dr. Manel Ben M'hadheb

Association Tunisienne
des Sciences Biologiques
الجمعية التونسية للعلوم البيولوجية

Certificate of Presentation

This certifies that

Souhila Ramdani

presented the Poster

Study of the parasitofauna of a Clupeidae *Sardinella aurita*
(Valenciennes, 1847), caught in the Bay of Bajaia, Algeria

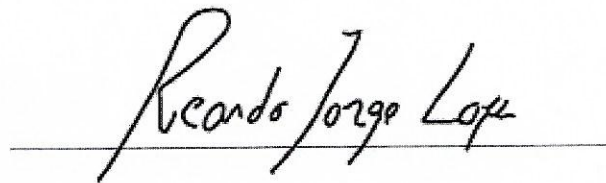
in the Conference

TiBE 2018

Trends in Biodiversity and Evolution

Host Parasite Interactions

December 5-7 | Campus Agrário de Vairão, Portugal



(on behalf of the Organizing Committee)





UNIVERSITE ABDERRAHMANE MIRA - BEJAÏA
LABORATOIRE DE ZOOLOGIE APPLIQUEE ET D'ECOPHYSIOLOGIE ANIMALE



ATTESTATION

DE PARTICIPATION

LES 5ÈMES JOURNÉES D'ETUDE NATIONALE SUR
LA ZOOLOGIE APPLIQUÉE ET L'ECOPHYSIOLOGIE ANIMALE
JIJEL, LES 22 ET 23 OCTOBRE 2019

*Je soussignée, Pr RAMDANE Zouhir, président du comité d'organisation des 5èmes Journées d'Etude Nationale sur la
Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale atteste que :*

MELLE SOUHILA RAMDANI

A fait partie du comité d'organisation des 5èmes Journées d'Etude Nationale sur La Zoologie Appliquée et L'Ecophysiologie Animale

Président du comité d'organisation
Pr. Zouhir RAMDANE

Directeur du laboratoire LZA
Pr. Riadh MOULAI





UNIVERSITE ABDERRAHMANE MIRA - BEJAÏA
LABORATOIRE DE ZOOLOGIE APPLIQUEE ET D'ECOPHYSIOLOGIE ANIMALE



ATTESTATION

DE PARTICIPATION

LES 5ÈMES JOURNÉES D'ETUDE NATIONALE SUR LA ZOOLOGIE APPLIQUÉE ET L'ECOPHYSIOLOGIE ANIMALE

JIJEL, LES 22 ET 23 OCTOBRE 2019

*Je soussignée, Pr RAMDANE Zouhir, président du comité d'organisation des 5èmes Journées d'Etude Nationale sur la
Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale atteste que Mme:*

RAMDANI SOUHILA

CO-AUTEUR : RAMDANE ZOUHIR

A participé avec une « Communication Affichée » intitulée :

*« La parasitofaune de deux espèces de téléostéens, *Mullus barbatus barbatus* Linné, 1758) et *M. surmuletus* (L, 1758) dans le golfe de Bejaia,
Algérie »*

Président du comité d'organisation
Pr. Zouhir RAMDANE

Directeur du laboratoire LZA
Pr. Riadh MOULAÏ
Directeur





UNIVERSITE ABDERRAHMANE MIRA - BEJAÏA
LABORATOIRE DE ZOOLOGIE APPLIQUEE ET D'ECOPHYSIOLOGIE ANIMALE



ATTESTATION

DE PARTICIPATION

LES 5ÈMES JOURNÉES D'ETUDE NATIONALE SUR LA ZOOLOGIE APPLIQUÉE ET L'ECOPHYSIOLOGIE ANIMALE

JIJEL, LES 22 ET 23 OCTOBRE 2019

*Je soussignée, Pr RAMDANE Zouhir, président du comité d'organisation des 5èmes Journées d'Etude Nationale sur la
Zoologie Appliquée et l'Ecophysiologie Animale atteste que Mme :*

GHERBI SALMI RACHIDA

CO-AUTEURS : RAMDANI SOUHILA ET RAMDANE ZOUHIR

*A participé avec une « Communication Affichée » intitulée :
« Etude de la parasitofaune chez une espèce de Mugilidés : *Mugil cephalus* (Linnaeus, 1758) dans le golf de Bejaia »*

Président du comité d'organisation
Pr. Zouhir RAMDANE

Directeur du Laboratoire LZA
Pr. Riadh MOULAI



UNIVERSITÉ ABDERRAHMANE MIRA - BÉJAÏA
LABORATOIRE DE ZOOLOGIE APPLIQUÉE ET D'ÉCOPHYSIOLOGIE ANIMALE



ATTESTATION

DE PARTICIPATION

4ÈMES JOURNÉES D'ÉTUDE NATIONALE SUR
LA ZOOLOGIE APPLIQUÉE ET L'ÉCOPHYSIOLOGIE ANIMALE
BEJAIA DU 23 AU 24 OCTOBRE 2018

Je soussignée Dr. KADJI-DJOUHAD Hafsa, présidente du comité d'organisation des 4èmes Journées d'Étude Nationale sur la Zoologie Appliquée et l'Écophysiologie Animale, atteste que Mme :

RAMDANI SOUHILA

Co-auteurs: Ramdane Zouhir

A participé avec une communication affichée intitulée: « Étude de la parasitofaune de quelques espèces de Clupéidae pêchés dans le golfe de Bejaia, Algérie »

Présidente du comité d'organisation
Dr. KADJI-DJOUHAD Hafsa

Directeur du laboratoire LZA
Pr. Riadh MOULAI





UNIVERSITÉ ABDERRAHMANE MIRA - BÉJAÏA
LABORATOIRE DE ZOOLOGIE APPLIQUÉE ET D'ÉCOPHYSIOLOGIE ANIMALE



ATTESTATION

DE PARTICIPATION

4ÈMES JOURNÉES D'ÉTUDE NATIONALE SUR
LA ZOOLOGIE APPLIQUÉE ET L'ÉCOPHYSIOLOGIE ANIMALE
BEJAIA DU 23 AU 24 OCTOBRE 2018

Je soussignée Dr. KADJI-DJOUDAD Hafsa, présidente du comité d'organisation des 4èmes Journées d'Étude Nationale sur la Zoologie Appliquée et l'Écophysiologie Animale, atteste que Mme :

SAADI NASSIMA

Co-auteurs: Amara Taher, Ramdani Souhila et Ramdane Zouhir

A participé avec une communication affichée intitulée : « Identification des nématodes Anisakidae infectant quelques espèces de poissons marins du golfe de Bejaia »

Présidente du comité d'organisation
Dr. KADJI-DJOUDAD Hafsa

Directeur du laboratoire LZA
Pr. Riadh MOULAÏ



RÉSUMÉ

Résumé

Un total de 1643 spécimens rattachés à 15 espèces de poissons provenant de trois sites différents (le golfe de Bejaia, l'embouchure de l'oued Soummam et la ferme aquacole de Beni Ksila) a été examinés pour leurs parasites et pathologies. Les espèces de poissons examinés hébergent plusieurs taxons de parasites, ces derniers sont représentés surtout par des parasites métazoaires. Une seule espèce a été récoltée et identifiée chez le groupe des parasites protozoaires. Parmi les espèces de parasites identifiées, sept espèces sont nouvelles pour la faune de parasites des côtes algériennes. Pour chacune des deux espèces de poissons, *Sardinella aurita* et *Xiphias gladius*, une checklist complète des parasites a été mise en place. Aucune infestation par les parasites (P=0%) n'a été constatée chez les espèces de poissons provenant des eaux saumâtres (Oued Soummam) et de la ferme aquacole (Beni Ksila). Les pathologies ont été recensées particulièrement chez les poissons marins., Les anomalies touchent aussi bien les poissons marins que les poissons des eaux douces.

Mots clés : poissons, téléostéens, parasitofaune, pathologiques, anomalies.

Abstract

A total of 1643 specimens of 15 fish species from three different study sites (the Gulf of Bejaia, Soummam river and the aquaculture farm of Beni Ksila) were examined for their parasites and pathologies. The examined fish species host several taxa of parasites, especially metazoan parasites. Only one protozoan parasite species was collected and identified. Among the parasite species identified, seven species are new to the Algerian coastal parasite fauna. For each of the two fish species, *Sardinella aurita* and *Xiphias gladius*, a checklist of parasites was performed. No infestation by parasites (P=0%) was found in the fish species from brackish waters (Soummam river) and from the aquaculture farm (Beni Ksila). The pathologies have been identified particularly in marine fish. However anomalies were recorded in fish specimens from both marine and brackish water.

Key words: fish, teleosts, parasitofauna, pathological, anomalies.

المخلص

تم فحص ما مجموعه عينة 1643 من 15 نوعاً من الأسماك من ثلاثة مواقع مختلفة للدراسة (خليج بجاية ونهر صومام ومزرعة الاستزراع المائي ببني كسيلة) بحثاً عن الطفيليات والأمراض.. تستضيف أنواع الأسماك التي تم فحصها عدة أصناف من الطفيليات، وتتمثل الأخيرة بشكل رئيسي في طفيليات متعدد الخلايا. تم جمع وتحديد نوع واحد فقط من مجموعة الطفيليات احادي الخلايا. من بين أنواع الطفيليات التي تم تحديدها، هناك سبعة أنواع جديدة على حيوانات الطفيليات الساحلية الجزائرية. لكل نوع من نوعي الأسماك، *Sardinella aurita* و *Xiphias gladius*، تم إعداد قائمة مراجعة كاملة للطفيليات. لم يتم العثور على أي إصابة بالطفيليات (P = 0%) في أنواع الأسماك من المياه قليلة الملوحة (واد الصومام) ومن مزرعة الاستزراع المائي (بني كسيلة). تم تحديد الأمراض خاصة في الأسماك البحرية، وهي بشكل أساسي: تدهور الخلايا والأنسجة وكذلك النزيف المتعلق بالعدوى الطفيلية، بالإضافة إلى الحالات الشاذة مثل جحوظ العين، عتامة العين، التشوهات، فقدان اللون.

الكلمات المفتاحية: الأسماك، الحيوانات الطفيلية، الأمراض.