



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة زيان عاشور- الجلفة

Université Ziane Achour -Djelfa

كلية علوم الطبيعة و الحياة

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

قسم العلوم البيولوجية

Département des Sciences Biologiques

Projet de Fin d'Etude

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Filière : Sciences Biologiques

Option : Parasitologie

Thème

**Etude de quelques parasites des carpes
dans la région de Djelfa**

Présenté par :

M^{elle} BOUAICHA Oumelkhier

M^{elle} BEN YAHYA Khadra

M^{elle} MESSAOUDI Wiam

Devant le jury :

Président	M ^{me} . BOUZEKRI A.M.	M.C.B	U.Z.A. Djelfa
Examineur	M ^{me} . SBA BH.	M.C.B	U.Z.A. Djelfa
Rapporteur	M. BOURAGBA M	M.C.B	U.Z.A. Djelfa

Année universitaire : 2021/2022

Remerciements

À la fin de cette étude, nous remercions dieu tout-puissant, qui nous a donné tant de courage, de patience et de déni pour compléter ces notes.

*Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer nos sincères remerciements à notre chargé de mission, M. **Messaoud Bouragba**, professeur à la faculté des sciences de la nature et du vivant de l'Université de Djelfa, pour son soutien et son suivi durant les travaux période.*

*Nous remercions chaleureusement **Tawsi Mohammad** pour son aide dans la fourniture du poisson.*

*Nous adressons également nos sincères remerciements aux membres du jury : **Bouzekri A.M** et **Sba BH**. Sur leur consentement à l'examen de l'œuvre.*

Enfin, toute notre gratitude va à nos parents qui nous ont aidés et encouragés tout au long de notre vie.

Dédicace

Avec plaisir, un cœur ouvert, une profonde gratitude et des mots sincères je dédie cette thèse : à ma chère mère, que dieu prolonge sa vie et que dieu la récompense, qui m'a soutenue et encouragée durant ces années scolaires, est toujours une source de force pour surmonter divers obstacles.

A celui qui augmente mon affiliation avec lui, à celui qui a veillé la nuit pour mon éducation, mon cher père, que dieu prolonge sa vie et le récompense de la meilleure récompense, pour les sacrifices et les efforts qu'il a faits pour voir sa amfille heureuse, et notre succès et éclairez-nous de ses sages conseils. Merci pour votre présence continue.

Je remercie tous mes frères et sœurs, en particulier (ma sœur Khaira), un merci spécial pour son soutien tout au long de mon parcours académique et à mes amis, à tous ceux que les destins veulent me réunir dans les jardins d'étude et en faire des frères (Chaima, Riham, Samira, Meriem, Dalal, Hanan) à tous ceux que j'aime et qui m'aiment et je remercie tous ceux qui m'ont aidé, même avec des conseils.

Je dédie ce travail à dieu tout-puissant, espérant qu'il l'accepte de moi et place sa récompense dans la balance de mes actes.

Enfin, j'adresse mes sincères remerciements et ma gratitude à mon estimé promoteur Messaoud Bouragba pour ses efforts.



Dédicace

Ma mère, la nuit n'est bonne que par ton souvenir, et le jour n'est bon que par ton obéissance à celui qui a transmis le message... et rempli la confiance... et conseillé la nation...au prophète de la miséricorde et de la lumière des mondes, notre maître Mohammad, que dieu le bénisse et lui accorde la paix.

Je remercie mon seigneur pour sa direction et son illumination pour mon esprit et ma manière d'accomplir cet humble travail, que je dédie à celui qui m'a élevé dans la piété et la vertu je demande à dieu de prolonger ta vie afin que tu puisses voir les fruits de tes efforts, et tes paroles resteront des étoiles qui les guideront aujourd'hui, demain et pour toujours, mon cher père.

A mon ange de la vie au sens de l'amour et de la tendresse au sourire de la vie et au secret de l'existence à qui sa prière était le secret de ma réussite et de ma tendresse baume chirurgical à ce que j'ai de plus précieux dans la vie que dieu prolonge sa vie et préserve sa chère mère.

A mes chers frères, Abir Oussama Mostafa Sami et Moukhtar, au symbole de sincérité et frères mes chers amis et mes collègues.

À ceux qui m'ont réuni et sont devenus ma deuxième famille à tous mes honorables professeurs, qui ont une spécialité prétorienne, je mentionne particulièrement le promoteur Bouragba Messaoud.



Dédicace

A qui mes jours sont agréables auprès d'elle, et mon cœur est heureux, ma chère mère, que dieu prolonge sa vie.

A celui qui a travaillé si dur pour me reconforter, et qui a donné sa vie pour mon éducation, mon cher père, que dieu le récompense en bien.

Aux personnes les plus chères à mon cœur et les plus proches de moi, mes frères et sœurs, que dieu les préserve. À tous les amis, collègues et proches.

A tous ceux qui m'ont aidé, mené par le vénérable Messaoud Bouragba.



Sommaire

Remerciements	I
Dédicace.....	II
Dédicace.....	III
Dédicace.....	IV
Liste des tableaux	IX
Liste des figures	X
Liste des abréviations.....	XII
Introduction	2
Chapitre I Généralités sur la carpe commune	
I.1. Historique	6
I.2. Présentation de la carpe commune	6
I.3. Classification	7
I.4. Description du carpe.....	8
I.4.1. La couleur	8
I.4.2. Taille et poids	9
I.4.3. Longévité	9
I.4.4. Croissance.....	9
I.5. Origine et habitat.....	9
I.6. Régime alimentaire et reproduction	10
I.7. Anatomie de poisson du carpe commune.....	10
I.8. Répartition géographique.....	12
I.8.1. Dans le monde	12
I.8.2. En Algerie.....	13
Chapitre II Parasites des carpes	
II.1. Le parasite.....	15
II.2. Parasite de poisson d’eau douce.....	16
II.3. Arthropode.....	16
II.3.1. Présentation de l’ <i>Argulus</i>	17
II.3.2. Classification.....	17
II.3.3. Morphologie.....	17

II.3.4. Cycle biologique	18
II.3.5. Répartition géographique.....	18
II.4. Protozoaire	18
II.4.1. Flagelle.....	18
II.4.1.1. Présentation (<i>Ichthyobodo necator</i>)	18
II.4.1.2. Classification.....	19
II.4.1.3. Morphologie	20
II.4.1.4. Cycle biologique	20
II.4.1.5. Répartition géographique	21
II.4.2. Cilies	22
II.4.2.1. Présentation (<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>).....	22
II.4.2.2. Classification.....	22
II.4.2.3. Morphologie	22
II.4.2.4. Cycle de vie.....	23
II.4.2.5. Répartition géographique	23
II.5. Les Helminthes	23
II.5.1. Céstode	23
II.5.1.1. Présentation (<i>Bothriocephalus acheilognathi</i>)	23
II.5.1.2. Classification.....	24
II.5.1.3. Morphologie	24
II.5.1.4. Cycle de vie.....	25
II.5.1.5. Répartition géographique	25
II.5.2. Nématode	26
II.5.2.1. Présentation (<i>Anisakis</i>).....	26
II.5.2.2. Classification.....	26
II.5.2.3. Cycle et morphologie	26
II.5.2.4. Répartition géographique	28
II.5.3. Trématode	28
II.5.3.1. Présentation (<i>Diplostomum spathaceum</i>).....	28
II.5.3.2. Classification.....	29
II.5.3.3. Morphologie	29
II.5.3.4. Cycle de vie.....	30
II.5.3.5. Répartition géographique	30

Chapitre III Materiel et methodes

III.1. Présentation de la région de Djelfa	32
III.2. Présentation du site d'étude (Ross laayoune).....	33
III.3. Matériel animal.....	33
III.3.1. Matériel et produites utilisé dans laboratoire	34
III.3.1.1. Pour les matériel	34
III.3.1.2. Pour les produites.....	34
III.4. Le facteur du sexe	34
III.5. Mésures morpho métriques et biométriques.....	34
III.5.1 Mésure de longueur.....	34
III.5.1.1. Longueur totale en «cm»	35
III.5.1.2. La hauteur du corps en «cm»	35
III.5.1.3. Longueur standard en «cm».....	35
III.5.1.4. Longueur céphalique en «cm»	35
III.6. Mésure de poids	36
III.7. Recherche des ectoparasites	36
III.8. Recherche des mésoparasites (tube digestif et matière fécale)	37
III.9. Recherche des hémoparasites	37
III.10. Les methodes utilisées	38
III.10.1. Sang	38
III.10.1.1. Examen direct	38
III.10.1.2. Etalement	38
III.10.2. Matière fécale	40
III.10.2.1. Examen direct	40

Chapitre IV Resultats et discussion

IV.1. Résultats.....	42
IV.1.1. Présentation d'échantillons	42
IV.1.2. Les espèces étudiées selon le sexe	42
IV.1.3. Les espèces étudiées selon le poids.....	43
IV.1.4. Les espèces étudiées selon la longueur	44
IV.1.5. La relation en poids – longueur.....	45
IV.1.6. Les espèces parasitaire trouvées sur les poissons hotes	45
IV.1.7. Résultats des prévalence parasites chez les carpes	49

IV.1.7.1. Prévalence globale	49
IV.1.7.2. Prévalence selon le sexe.....	49
IV.1.7.3. Prévalence selon le poids.....	49
IV.1.7.4. Fréquence des parasites isolés.....	50
IV.2. Discussion	50
IV.2.1. Taux d'infestation globale par les parasites chez les carpes	50
IV.2.2. Taux d'infestations par les parasite chez les carpes en fonction de sexe.....	51
IV.2.3. Taux fréquence des parasites isolés chez les carpes	52
Conclusion.....	54
Référence bibliographique	56
Annexes
Résumé الملخص abstract.....

Liste des tableaux

Tableau 1 : Les différentes espèces des carpes et leurs préférences (Eer et *al.*, 2004).....7

Tableau 2 : Endoparasites et ectoparasites infectant les carpes (Originale, 2022).....15

Tableau 3 : Exemples d’agent pathogènes et des maladies des poissons d’eau douce (Kinkelin et Gerard, 1972).....16

Tableau 4 : Classification des *Ichthyobodo* (syn. *Costia*).....19

Tableau 5 : Poisson hôtes et répartition géographique d'*Ichthyobodo* spp.....21

Tableau 6 : Caractéristiques des échantillons étudiés.....42

Tableau 7 : Le poids échantillons étudiés.....43

Tableau 8 : La longueur échantillons étudiés.....44

Tableau 9 : Résultats de la prévalence globale.....49

Tableau 10 : Résultats de prévalence des échantillons selon le sexe.....49

Tableau 11 : Résultats de prévalence des échantillons selon le poids.....49

Tableau 12 : Fréquence des parasites.....50

Liste des figures

Figure 1 : Poisson de carpe (Brusle et Quignard, 2001). 8

Figure 2 : Schéma récapitulatif de l’anatomie de la carpe (Horvath et Coche, 1985)..... 11

Figure 3 : Répartition géographique de la famille des *Cyprinidae* dans le monde (Djili, 2018). 12

Figure 4 : Distribution géographique de la famille des *Cyprinidae* dans Algérie (Originale, 2022) 13

Figure 5 : Vue ventrale d’*Argulus foliaceus* au stade métanauplius (échelle: barre = 300 µm) (Rushton et Boxshall, 1994)..... 17

Figure 6 : Schéma du cycle biologique d’*Argulus foliaceus* (Jacques et Leguay, 1976)..... 18

Figure 7 : Schéma d’*Ichthyobodo necator* (flagellé) (Chaabouni et al., 2011). 20

Figure 8 : Schéma d’*Ichthyophthirius multifiliis* (ciliés) (Chaabouni et al., 2011). 22

Figure 9 : Cycle de vie *Ichthyophthirius multifiliis* (Robert et al., 1998). 23

Figure 10 : Morphologie et scolex de *Bothriocephalus acheilognathi* avec ruban comme corps segmenté (Ahmad et al., 2018) 24

Figure 11 : Cycle de vie de *Bothriocephalus acheilognathi* (Ahmad et al., 2018)..... 25

Figure 12 : Cycle et morphologie de *Anisakis* sp. (Sylvie, 2013). 27

Figure 13 : Carte du monde avec localisation géographique des parasites de la famille des *Anisakidae* (Juan et al., 2020). 28

Figure 14 : Schéma d’un morphologie de *Diplostomum* sp. (Perez-dem-olmo et al., 2014).. 29

Figure 15 : Schéma d’un Cycle de vie de *Diplostomum spathaceum* (Eann et al., 2018). 30

Figure 16 : La situation géographique de la région d’étude (Sba et Benrima, 2017). 32

Figure 17 : La zone étudiée de Ross laayoune (Originale, 2022). 33

Figure 18 : Poisson d’eau douce carpe commune (Originale, 2022). 33

Figure 19 : Le facteur du sexe (mal, femelle) de carpe (Originale, 2022) 34

Figure 20 : Mesures morpho métriques (Lt, Ls, Lc, Lh) (Originale, 2022). 35

Figure 21 : Pesée des poisson (Originale, 2022). 36

Figure 22 : Recherche des ectoparasites (Originale, 2022). 36

Figure 23 : Recherche des mésoparasites (Originale, 2022). 37

Figure 24 : Prélèvement de sang des carpes (Originale, 2022). 37

Figure 25 : Examen direct de sang (Originale, 2022). 38

Figure 26 : Le frottis sanguin (Originale, 2022). 38

Figure 27 : Méthode de fixation du méthanol (Originale, 2022). 39

Figure 28 : Méthode de coloration giemsa (Originale, 2022).....	39
Figure 29 : Huile de paraffine (Originale, 2022).	40
Figure 30 : Examen direct de matière fécale (Originale, 2022).....	40
Figure 31 : La structure des espèces étudiées selon le sexe	42
Figure 32 : La structure des espèces étudiées selon le poids	43
Figure 33 : La structure des espèces étudiées selon la longueur.....	44
Figure 34 : La relation en poids – longueur	45
Figure 35 : Représentant <i>Trichuris</i> sp. (×10) (Originale, 2022)	45
Figure 36 : <i>Trichuris</i> sp. (Cavallero et al., 2021).....	45
Figure 37 : Représentant <i>Sanguinicolid</i> trématodes (×100) (Originale, 2022).....	46
Figure 38 : <i>Sanguinicolid</i> trématodes (Padros et al., 2001).....	46
Figure 39 : Représentant <i>Myxobolus</i> sp. (×10) (Originale, 2022).....	46
Figure 40 : <i>Myxobolus</i> sp. (Okba et Adjroud, 2020).....	46
Figure 41 : Représentant <i>Ichthyophirius multifiliis</i> (×40) (Originale, 2022).....	47
Figure 42 : <i>Ichthyophirius multifiliis</i> (Lincoln et al., 2019).....	47
Figure 43 : Représentant <i>Costia</i> (×100) (Originale, 2022).....	47
Figure 44 : <i>Costia</i> (Kinkelin et Gerard, 1972).....	47
Figure 45 : Représentant <i>Contracaecum</i> sp. (×40) (Originale, 2022).....	48
Figure 46 : <i>Contracaecum</i> sp. (Vuic et al., 2022).....	48
Figure 47 : Représentant <i>Gyrodactylus</i> (×10) (Originale, 2022).....	48
Figure 48 : <i>Gyrodactylus</i> (Mohamed et al., 2010).....	48

Liste des abréviations

A.F.E.P.M : Association française des enseignants de parasitologie mycologie anofel

Cm : Centimètre

EDTA : Acide éthylène diamine tétra acétique

EF : Eau fraîche

F: Femelle

F.A.O : Food and agriculture organization

G : Genre

G : Gramme

G : Grossissement

Km : Kilomètre

Lc : Longueur céphalique

Lh : La hauteur du corps

Ls : Longueur standard

Lt : Longueur totale

M : Male

Min : Minute

N : Normal

O.A.D.A : Organisation arabe pour le développement agricole

P : Prévalence

Ph : Potentiel hydrogène

T : Température.

Introduction

Introduction

Des millions d'espèces vivantes animales ou végétales colonisent la surface de la terre, dans les différents types de milieux naturels existants, elles sont parfois indépendantes les unes des autres et se côtoient occasionnellement sans interagir, cependant le fonctionnement des écosystèmes repose essentiellement sur les interdépendances entre individus vivant dans un même milieu, il existe plusieurs types d'associations et de cohabitations entre les êtres vivants tels que celle entre hôte-parasite, les parasites sont omniprésents génération après génération, et chaque espèce animale ou végétale peut subir une infestation par un parasite à une période de sa vie (Filippi, 2013).

La pêche est l'un des principaux secteurs sur lesquels les pays arabes comptent de plus en plus pour combler le déficit alimentaire, car elle constitue une ressource importante dans la base de ressources agricoles arabes, d'autant plus que le secteur de la pêche est l'un des secteurs qui a atteint l'autosuffisance dans le monde arabe (O.a.d.a, 1995).

La carpe commune *Cyprinus carpio* fait partie de la famille des *Cyprinidae*, une des plus grandes familles de poissons à nageoires rayonnées vivant en eau douce. Sa morphologie est assez classique, le corps est fusiforme et relativement profond (Montacq, 2020).

Poisson est une source importante de protéines animales à travers le monde (Kent et *al.*, 2001 ; Lom et Dykuva, 1992), les poissons d'élevage sont très souvent considérés comme des animaux domestiques (Clutton-brock, 1987 ; Hemmer, 1990), de par leur vie aquatique ils sont soumis aux multiples agressions d'origines anthropiques et naturelles parmi les agressions naturelles, on peut citer le parasitisme (Benhebirech et Gaamour, 2010).

La carpe recherche les habitats riches en végétation, la carpe est un poisson omnivore à forte tendance carnivore elle possède un large spectre alimentaire avec une préférence pour la nourriture « la plus disponible au moindre effort » (Awatef, 2011).

On a également remarqué dans la wilaya de Djelfa la présence des divers barrages pour la croissance et le développement de la carpe comme le barrage de Khreizah dans la commune de Sharif, la carpe est un poisson de la famille des *Cyprinidae* elle est originaire d'Asie centrale, avec une extension naturelle vers l'est (Chine), le sud et l'ouest (Bassin de l'Euphrate et du Danube) (Breton et Gérard, 1999).

La but de ce travail est d'étudier les parasites externes et internes chez les carpes commune, ainsi cette mémoire s'intitule études des quelque parasites des carpes de région de Djelfa, j'ai traité 4 chapitres qui sont les suivant :

- Etude bibliographique : cette partie est consacrée à généralité sur la carpe et les parasites externes et internes du carpe.
- Matériel et méthodes : cette partie relate la méthodologie adoptée.
- Résultats : une partie dans laquelle sont exposés les résultats obtenus.
- Discussion : cette partie est réservée à la discussion générale de l'étude.

Partie bibliographique



Chapitre I

Généralités sur la carpe commune



I.1. Historique

La carpe était considérée comme un met luxueuse durant la moitié et la fin de la période Romaine et au moyen âge, elle était consommée durant le jeun. Le poisson était gardé dans des étangs de stockage par les Romains, et plus tard dans des étangs construits par les monastères chrétiens. Chez les européens la carpe était élevée en monoculture (F.A.O, 2006).

Les grands individus étaient sélectionnés comme des géniteurs. Depuis, le 12^{ème} jusqu'à la moitié du 14^{ème} siècle AD, une sélection involontaire a eu lieu constituant la première étape vers la domestication. La reproduction semi contrôlée en étangs naturels et l'élevage larvaire de carpe ont commencé au 19^{ème} siècle en Europe les *Cyprinidés* étaient élevés en Chine pour plus de 2000 ans, où ils étaient gardés dans des étangs qui n'étaient jamais vidés. Les étangs étaient approvisionnés régulièrement avec des juvéniles originaires des rivières et l'élevage se faisait selon les techniques d'élevage en polyculture basées sur la nourriture naturelle (F.A.O, 2006).

La carpe (*Cyprinus carpio*) en particulier est également une espèce introduite à Madagascar en 1914, elle joue un rôle économique très important (dépassant souvent 50% des pêches) sur le lac Alaotra des années 1935 à 1957 et spécialement en zones côtières de Mahajanga, de Marovoay, de Belo-sur-Tsiribihina et de Miandrivazo pendant la période 1942 à 1957 après l'invasion spectaculaire du tilapia et la régression de la carpe en 1957, cette dernière a de nouveau gagné un peu de terrain en 1962 (Kiener, 1963).

I.2. Présentation de la carpe commune (*Cyprinus carpio*)

La carpe appartient à la famille des *Cyprinidae* d'eau douce. C'est une famille très répandue et très abondante dans sa distribution naturelle on la rencontre partout, sauf en Amérique du sud, à Madagascar et en Australie. La famille comporte 1600 espèces différentes. Seules quelques-unes sont importantes en pisciculture la carpe d'élevage se divise en trois groupes la carpe commune élevée en Europe, en Asie et en Extrême-Orient.

La carpe indienne et la carpe chinoise (tableau 1), l'espèce *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758), est un poisson appartenant à la famille de *Cyprinidae*. Cette dernière compte plus de 2000 espèces avec approximativement 340 genres (Eer et al., 2004).

Ces différentes espèces de carpes ont des préférences alimentaires différentes (tableau 1) vous pouvez tirer avantage de ces différences en élevant ensemble dans un étang les différentes espèces, c'est-à-dire en installant un système de polyculture ainsi.

Tableau 1: Les différentes espèces des carpes et leurs préférences (Eer et *al.*, 2004).

Nom commun	Nom scientifique	Préférences alimentaires
Carpe commune Carpe	<i>Cyprinus carpio</i>	Petites plantes et animaux microscopiques
Carpe indienne Catla Rohu Calbasu Mrigala	<i>Catla catla</i> <i>Labeo rohita</i> <i>Labeo calbasu</i> <i>Cirrhina mrigala</i>	Algues et plantes mortes Matériel végétal mort Matériel végétal mort Matériel mort sur le fond de l'étang
Carpe chinoise Carpe de l'herbe Carpe argentée Carpe a grosse tête Carpe noire Carpe de vase	<i>Ctenopharyngodon idella</i> <i>Hypophthalmichthys</i> <i>molitrix</i> <i>Aristichthys noblis</i> <i>Mylopharyngodon piceus</i> <i>Cirrhina molitorella</i>	Plantes aquatiques Algues Animaux microscopiques Mollusques Matériel mort sur le fond de l'étang

I.3. Classification

La classification adoptée est celle de (Nelson, 1994).

- **Règne :** *Animalia*
- **Embranchement :** *Chordata*
- **Classe :** *Actinopterygii*
- **Ordre :** Cypriniformes
- **Famille :** *Cyprinidae*
- **Genre :** *Cyprinus*
- **Espèce :** *Cyprinus carpio*.

I.4. Description du carpe

La carpe commune possède un corps allongé trapu peu comprimé latéralement (Terofal, 1987 ; Keith et Allardi, 2001), couvert avec 33 à 40 grandes écailles étant réparties le long de la ligne latérale, avec 4 barbillons (2 longs et 2 courts) sur la lèvre supérieure de la bouche (Terofal, 1987), mais elle ne possède pas des dents buccales mais des dents pharyngiennes la nageoire dorsale est longue et tronquée, dépourvue de rayons épineux, ainsi que la caudale est bien échancrée (Brusle et Quignard, 2001).

Des différences importantes séparent les carpes sauvages des carpes domestiques d'élevage les premières à corps plus cylindrique et oblong, les secondes à corps plus haut et plus massif à cause de leur environnement de vie (Fig. 1) (Brusle et Quignard, 2001).



Figure 1 : Poisson de carpe (Brusle et Quignard, 2001).

I.4.1. La couleur

Le dos de la carpe est sombre et présente une coloration de gris-vert à gris-brunet sur les flancs, les écailles présentent des reflets dorés (Brusle et Quignard, 2001), le ventre est blanc crème ou jaunâtre, cette coloration est variable suivant l'habitat (Keith et Allardi, 2001).

I.4.2. Taille et poids

Les individus adultes mesurent de 25 à 75 cm de long mais peuvent atteindre exceptionnellement jusqu'à 120 cm (Terofal, 1987), la carpe pèse entre de 35-40 kg (Brusle et Quignard, 2001).

I.4.3. Longévité

La durée de vie de la carpe est de 15- 20 ans et maximum 50 ans (Brusle et Quignard, 2013).

I.4.4. Croissance

La croissance sera plus rapide dans l'eau tiède (Brusle et Quignard, 2001), et des ressources trophiques ainsi une légère salinité du milieu est un facteur favorable (Schlumberger et Elie, 2008).

I.5. Origine et habitat

Cette espèce est originaire d'Asie centrale, avec une extension naturelle vers l'est (Chine), le sud et l'ouest (bassin de l'Euphrate et du Danube), elle a été introduite en Europe (Italie) par les Romains. A l'heure actuelle, elle est présente dans toute l'Europe occidentale sauf dans les régions froides (Norvège, Russie septentrionale) et elle est bien implantée en Europe centrale (Hongrie, Tchécoslovaquie, Roumanie), elle est considérée comme l'un des poissons les plus colonisateurs dans le monde (Brusle et Quignard, 2001).

La carpe commune sauvage (généralement référée comme carpe dans cette fiche technique) vit au milieu et à l'aval des cours d'eau dans des zones inondées et des eaux superficielles confinées comme les lacs bras morts de lacs, eaux de réservoirs la carpe est principalement un poisson qui vit dans le fond mais cherche sa nourriture dans les couches intermédiaires et supérieures de la colonne d'eau (F.A.O, 2006).

I.6. Régime alimentaire et reproduction

La principale source de nutriment des larves est le vitellus, une réserve mise à leur disposition dans l'œuf la résorption vitelline dure entre 60 et 70 jours les carpes adultes sont omnivores, avec une prédominance carnivore insectes d'eau larves d'insectes vers mollusques, et zooplanctons elles filtrent les matériaux de la boue, elles sont également planctophages elle consomme les tiges et les graines de plantes aquatiques et terrestres ainsi que les plantes aquatiques décomposées (Lamri, 2012).

La maturité sexuelle du *Cyprinus carpio* peut être considérée comme précoce en étangs et tardive en milieu naturel ou semi-naturel, mais généralement les femelles deviennent matures à partir de leur 3^{ème} année, que les mâles à partir de 2 ans (Keith et Allardi, 2001), alors la reproduction se déroule entre Mars et Août dans la végétation et en eau peu profonde dans la quelle le mâle libériez le sperme sur les œufs. La fécondité moyenne est de 100.000 œufs/Kg, les œufs sont collés grâce à leur mucus sur la végétation aquatique (Hajlaoui, 2006).

La ponte se déroule de mai à juillet, voire de mars à août selon les régions (Brusle et Quignard, 2001), à fleur d'eau dans la végétation il est considéré comme un poisson phytolithophile (Schlumberger et Elie, 2008), pour que le diamètre des œufs de 1.2 à 1.86 mm et augment selon l'âge de la femelle (Nikolsky, 1963).

I.7. Anatomie de poisson du carpe commune

Le squelette de la carpe comprend le crâne, la colonne vertébrale, les appendices osseux soutenant les branchies ou les opercules, les arrêtes et les nageoires l'appareil digestif de la carpe débute par la mâchoire est articulée de façon à pouvoir avancer la bouche lors de la prise de nourriture la bouche est petite et sans dent, protractile portant 4 barbillons. Une fois broyée, la nourriture quitte le pharynx et atteint l'oesophage. Puis elle passe directement dans l'intestin. Il est à noter que la carpe ne possède pas d'estomac proprement dit.

L'appareil respiratoire commence lui-aussi par la bouche les opercules sont développés, épais et leur rebord permet de fermer complètement la cavité branchiale. Les branchies sont composées de lamelles abondamment irriguées de sang (Ballintijn, 1985).

Les narines n'accomplissent qu'une fonction olfactive puisqu'elles ne sont pas reliées à la cavité orale ni aux voies respiratoires, l'appareil reproducteur chez les mâles comprend deux formations blanchâtres, une de chaque côté, placées dans la cavité abdominale. Pour les femelles, il est composé de deux ovaires de couleur jaunâtre qui grossissent énormément pendant la période de reproduction. Les ovaires laissent apparaître un gonflement de l'abdomen du poisson (Fig. 2) (Rakotomandimby, 2008).

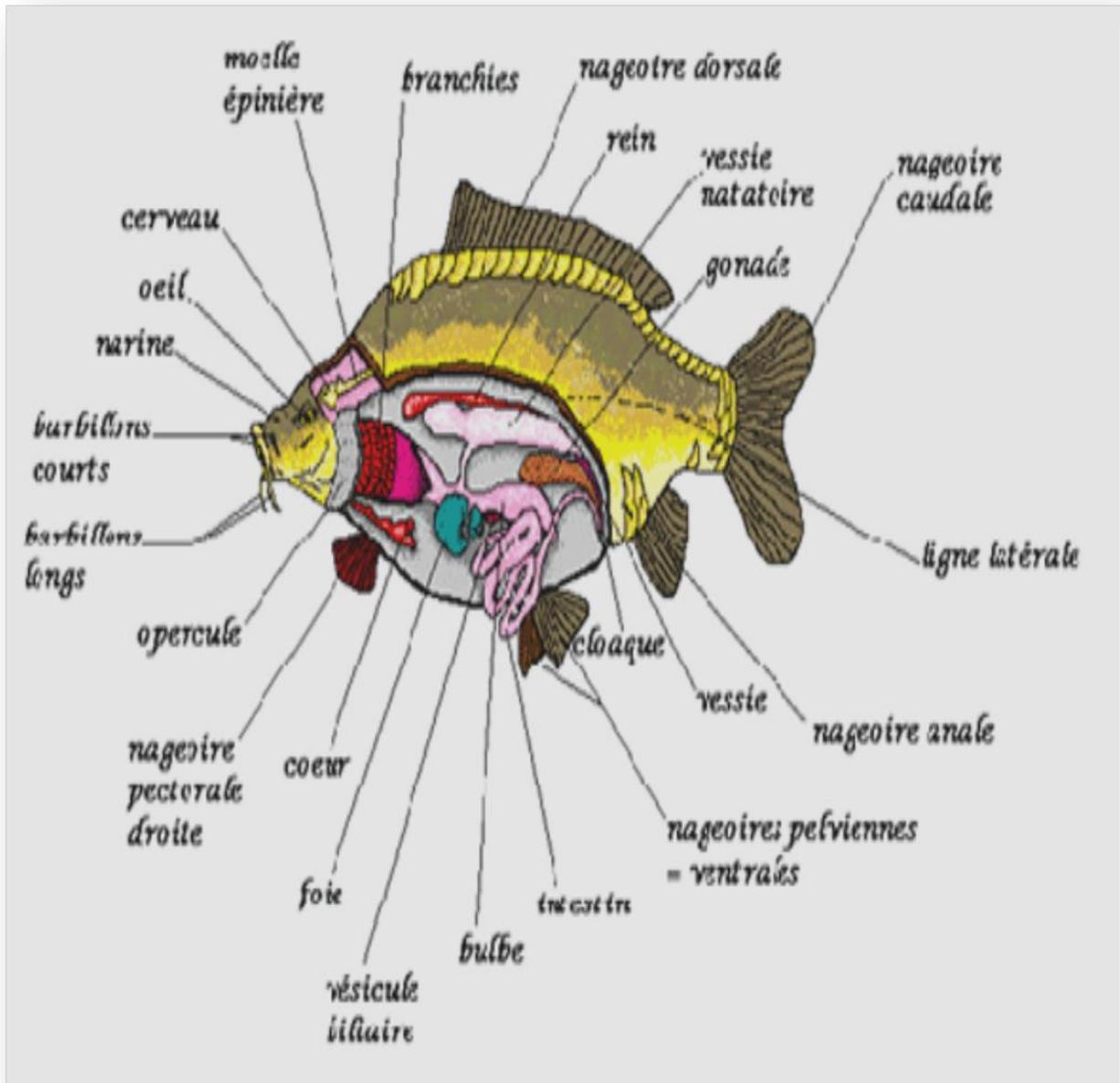


Figure 2 : Schéma récapitulatif de l'anatomie de la carpe (Horvath et Coche, 1985).

I.8. Répartition géographique

I.8.1. Dans le monde

La carpe est originaire d'Asie centrale, avec une extension naturelle vers l'est (Chine), le sud et l'ouest (bassin de l'Euphrate et du Danube). De l'Europe occidentale à travers l'ensemble de l'Eurasie jusqu'en Chine, et en Asie du sud-est, en Sibérie et en Inde, l'une des premières espèces introduites dans d'autres pays et qui atteint maintenant une répartition mondiale. La population sauvage du Danube à l'origine des espèces européennes est maintenant en danger, en Amérique du nord cette espèce a été introduite à la fin du XIXème siècle (Balon, 1974).

La carte suivante représente (Fig. 3) la répartition géographique d'une famille *Cyprinidae*.



Figure 3 : Répartition géographique de la famille des *Cyprinidae* dans le monde (Djili, 2018).

I.8.2. En Algérie

La carpe fait partie des poissons répandus en Algérie dans plusieurs états, dont l'état de Djelfa dans la commune de Scharf (Barrage scharf) et plusieurs autres états, province de Bouira (barrage lakhal) les provinces de Sétif, Batna, Biskra, M'sila, Laghouat, Ouargla, El oued, Mila, Tlemcen, Oran, Relizane et Mostaganem, comme nous l'illustrons dans la carte suivante (Fig. 4) (Originale, 2022).

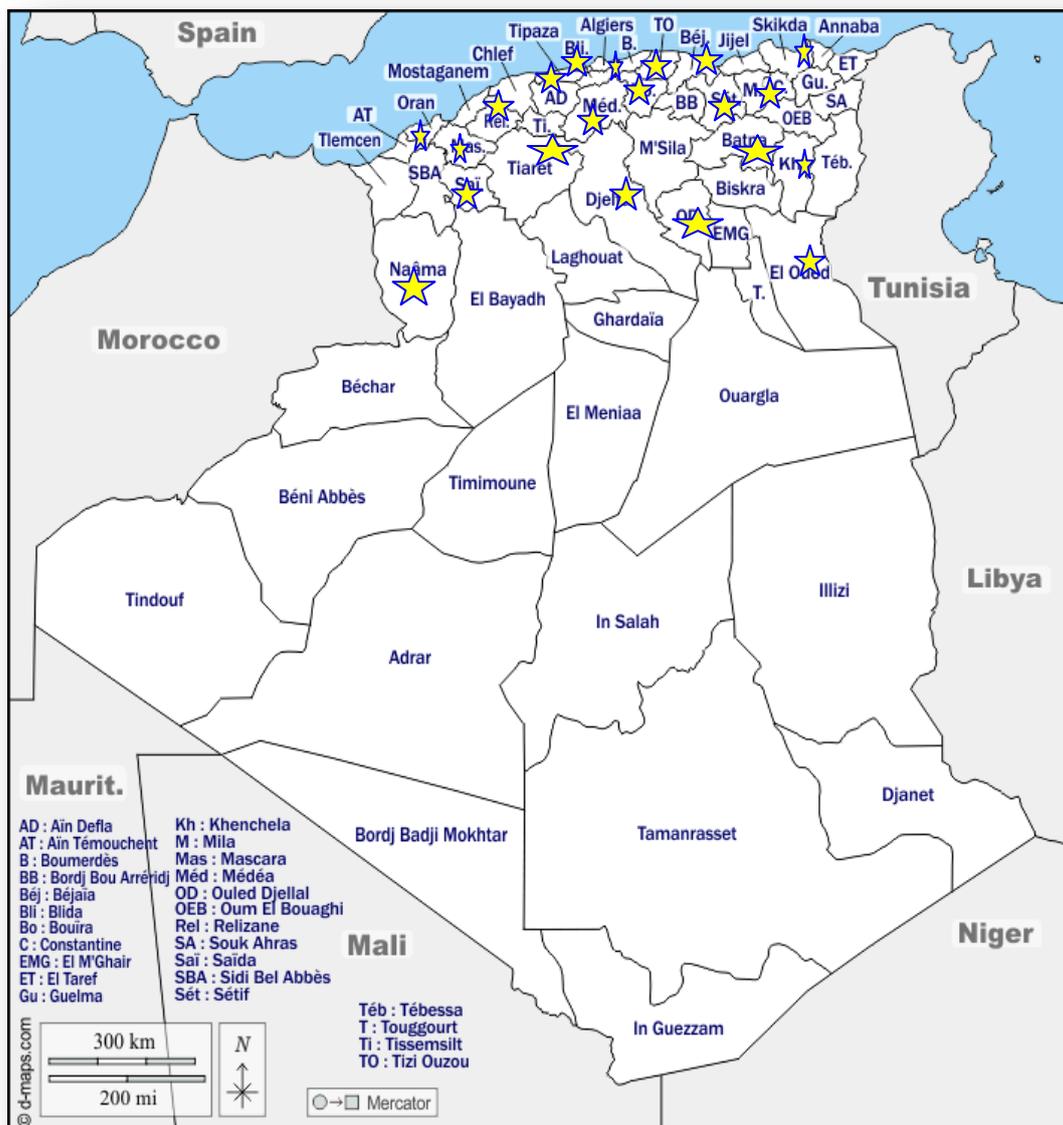


Figure 4 : Distribution géographique de la famille des *Cyprinidae* dans Algérie (Originale, 2022).

Chapitre II

Parasites des carpes



II.1. Le parasite

Les parasites sont de petits êtres vivants appartenant au règne animal, végétal, bactérien ou mycosique (champignons) (Horde, 2016), qui évolue de façon obligatoire, pendant une partie ou la totalité de son existence, aux dépens d'un autre organisme vivant "l'hôte" (Morlot, 2011), pour survivre: ils s'y nourrissent et s'y reproduisent (Horde, 2016).

Est une association temporaire ou permanente de deux êtres vivants dont un seul, le parasite tire la nourriture indispensable à sa subsistance, il peut être à l'origine de dommages importants chez l'hôte parasité lorsque la charge parasitaire ou infestation est massive, il entraîne ainsi l'affection ou maladie parasitaire (A.f.e.p.m, 2014).

Il existe de nombreux parasites qui ciblent la carpe commune qui l'infecte dans la zone des écailles et des nageoires et sous la tête, et il y a des parasites qui l'infectent dans le sang dont *Dactylogyrus*, *Argulus*, *Myxobolus*, la carpe commune est la plus sensible aux parasites externes et internes, et nous résumons ces parasites dans le tableau suivant (Tab. 2).

Tableau 2 : Endoparasites et ectoparasites infectant les carpes (Originale, 2022).

Endoparasites	<ul style="list-style-type: none"> -<i>Eimeria</i> spp. -<i>Diplostomum</i> spp. -<i>Phosthodiplostomum</i> spp. -<i>Sanguinicola</i> spp. -<i>Ligula intestinalis</i> -<i>Bothriocephalus acheilognathi</i>
Ectoparasites	<ul style="list-style-type: none"> -<i>Ichthyobodo</i> spp. -<i>Ichthyophthirius miltifiliis</i> -<i>Chilodonella</i> spp. -<i>Trichodina</i> spp. -<i>Dactylogyrus</i> spp. -<i>Gyrodactylus</i> spp. -<i>Ergasilus</i> spp. -<i>Lernaea</i> spp. -<i>Argulus</i> spp.

II.2. Parasite de poisson d'eau douce

Un tableau résume les principales causes des maladies des poissons d'eau douce (Tab.3).

Tableau 3 : Exemples d'agent pathogènes et des maladies des poissons d'eau douce (Kinkelin et Gerard, 1972).

Virus et viroses	Bactérie protistes procaryotes et bactérioses	Parasites et parasitoses	
		Protistes eucaryotes : protozoaires	Métazoaires
<p><u>Virus des salmonidés :</u> -septicémie hémorragique virale -nécrose pancréatique infectieuse</p> <p><u>Virus des cyprinidés :</u> -hydropisie infectieuse -variolo</p> <p><u>Virus des centrarchidés</u> <u>1:</u> -Lymphocystis -epitheliocystis</p> <p><u>virus des lctaluridès :</u> -syndrome hémorragique du poisson chat 1/ black bass , perche soleil 2/ G : genre</p>	<p><u>Aeromonas Salamonicida :</u> furonculose</p> <p><u>Aeromonas hydrophila :</u> infections diverses</p> <p><u>G (2) vibrio :</u> Vibrioses</p> <p><u>Chodrococcus caolumnaris :</u> myxobactérioses</p> <p><u>G Mycobacterium:</u> Mycobactérioses (tuberculose)</p> <p><u>G Pasteurella:</u> Pasteurellose</p> <p><u>G Streptomyces:</u> Sterptomycose</p> <p><u>G Streptococcus :</u> Streptococcie</p>	<p><u>Flagellé :</u> <u>G Costia :</u> costiose <u>G Hexamita :</u>hexamitose <u>G Trypanoplasma :</u> trypanoplasmose</p> <p><u>Cilies :</u> <u>G Ichthyophthirius :</u>ichthyophthiriose <u>G Trichodina :</u> Trichodinos <u>G Chilodonella :</u> Chilodonellose</p> <p><u>Sprozoaires :</u> <u>G Eimeria :</u> Coccidiose <u>G Myxosoma et G Myxobolus :</u> Cnidosporidioses</p>	<p><u>Champignons :</u> <u>G Saprolegna :</u>soprolegnose <u>G Branchiomyces :</u> Branchiomycose <u>G Ichthyosporidium :</u> Ichthyosporidiose</p> <p><u>Vers :</u> <u>Monogenea :</u> <u>G Gyrodactylus</u> <u>G Diplozoon</u></p> <p><u>Trématodes :</u> trématodoses <u>G Displostomum</u> <u>G Bucephalus</u> <u>G Clinostomum</u></p> <p><u>Cestodes :</u> cestodoses <u>G Ligula</u> <u>G Bothriocephalus</u> <u>G Trianopharus</u> <u>Acanthocephales :</u> <u>Acanthocephaloses</u> <u>G Echinorhynchus</u></p> <p><u>Sangsues :</u> <u>G Geometra</u></p> <p><u>Crustaces:</u> <u>G Argulus :</u> argulose <u>G Tracheliastes</u> <u>G Lernaea</u> <u>G Ergasilus</u></p>

II.3. Arthropodes

II.3.1. Présentation de l'*Argulus*

L'*Argulus* est un petit crustacé de la famille des branchiures qui se distingue des *Copépoda* avant tout par les yeux assemblés par paires, ainsi que par l'absence de spermatophores l'espèce la plus courante est *Argulus foliaceus* il y a une cinquantaine d'espèces *Argulus* environ en eau de mer et en eau douce, elles vivent pour la plupart en Amérique, mais ont pu être introduites occasionnellement en Europe, dans des aquariums (Schapeclaus, 1961).

II.3.2. Classification

La systématique de parasite *Argulus* sont la suivante (Jacques et Leguay, 2004).

- **Embranchement** : *Arthropoda*
- **Classe** : *Maxillopoda*
- **Ordre** : *Arguloidea*
- **Famille** : *Argulidae*
- **Espèce** : *Argulus foliaceus*.

II.3.3. Morphologie

Représente figure (5) morphologie externe de parasite *Argulus foliaceus*.

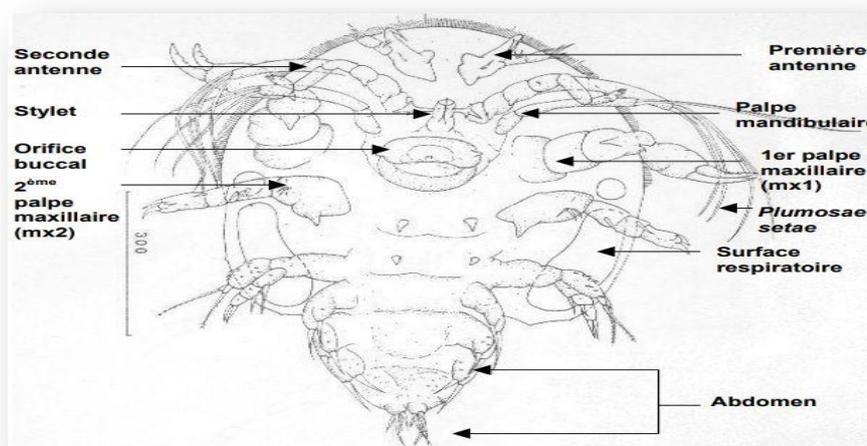


Figure 5 : Vue ventrale d'*Argulus foliaceus* au stade métanauplius (échelle: barre = 300 µm) (Rushton et Boxshall, 1994).

II.3.4. Cycle biologique

La figure (6) représente le cycle de vie du parasite *Argulus foliaceus*, durée du cycle environ 1100 degré jours.

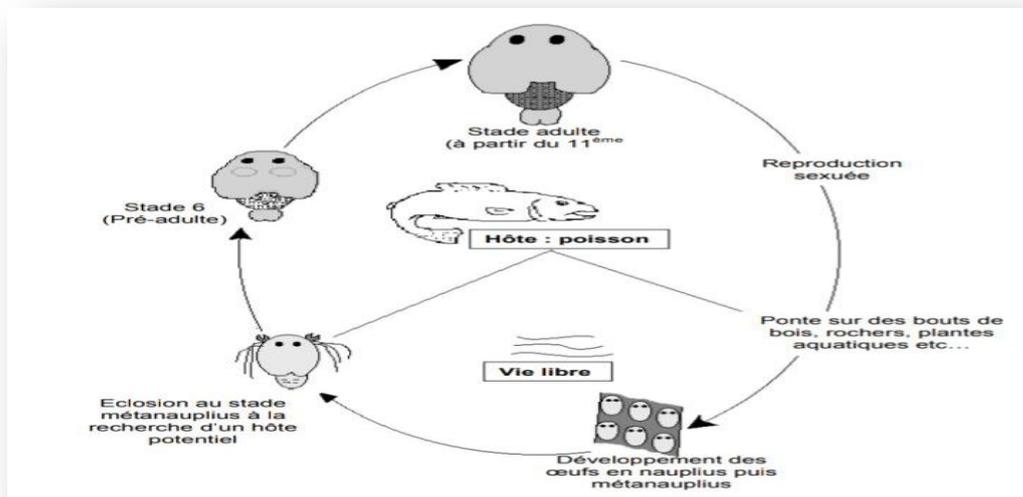


Figure 6 : Schéma du cycle biologique d'*Argulus foliaceus* (Jacques et Leguay, 2004).

II.3.5. Répartition géographique

Le genre *Argulus* a une distribution mondiale et a été trouvé en Asie, en Europe, en Afrique, en Australie et Amérique du nord, centrale et du sud (Radkhah, 2017).

II.4. Protozoaire

II.4.1. Flagellé

II.4.1.1. Présentation (*Ichthyobodo necator*)

Ichthyobodo necator est un flagellé ectoparasite qui infecte la peau et les branchies des poissons. Flagellés identifiés comme *Ichthyobodo necator* ont été impliqués à plusieurs reprises dans les maladies et les mortalités chez les plantes ornementales et poissons d'élevage (Woo, 1994), le genre *Ichthyobodo* comprend actuellement 1 espèce valide, *Ichthyobodo necator* (Henneguy, 1883), qui a été considéré distribution cosmopolite, avec des enregistrements des deux eaux douce et eau de mer (Robertson, 1985 ; Lom et Dykova, 1992).

II.4.1.2. Classification

Le tableau (4) suivant représente une classification *Ichthyobodo* selon la position systématique basée sur les caractéristiques morphologiques avec l'utilisation du microscope optique (Kudo, 1966), ultrastructure (Vickerman, 1976), et la phylogénie moléculaire (Moriera et al., 2004).

Tableau 4 : Classification des *Ichthyobodo* (syn. *Costia*).

	Kudo 1966	Vickerman 1976	Vickerman in Moreira et al., 2004
Phylum	<i>Protozoa</i> (Goldfuss, 1818)	<i>Protozoa</i> (Goldfuss, 1818)	<i>Euglenozoa</i> (Cavalleri, 1981)
Classe	<i>Mastigophora</i> (Dresing, 1865)	<i>Kinetoplastea</i> (Honigberg, 1963 emend) (Vickerman, 1976)	<i>Kinetoplastea</i> (Honigberg, 1963 emend) (Vickerman, 1976)
Sous classe	<i>Zoomastigia</i> (Doflein, 1916)		<i>Prokinetoplastina</i> (Vickerman, 2004)
Ordre	<i>Polymastigida</i> (Böschmann, 1895)	<i>Kinetoplastida</i> (Honigberg, 1963 emend) (Vickerman, 1976)	<i>Prokinetoplastida</i> (Vickerman, 2004)
Sous ordre		<i>Bodonina</i> (Hollander, 1952)	
Famille	<i>Tetramitidae</i> (Böschmann, 1887)	<i>Bodonidae</i> (Böschmann, 1887)	
Genre	<i>Costia</i> (Lecierq, 1890)	<i>Ichthyobodo</i> (Pinto, 1928)	<i>Ichthyobodo</i> (Pinto, 1928)

II.4.1.3. Morphologie

La figure (7) représente un diagramme schématique du parasite d'*Ichthyobodo necator* (flagellé), (A, B) : stade libre (C) ; stade parasite attaché à une cellule épithéliale.

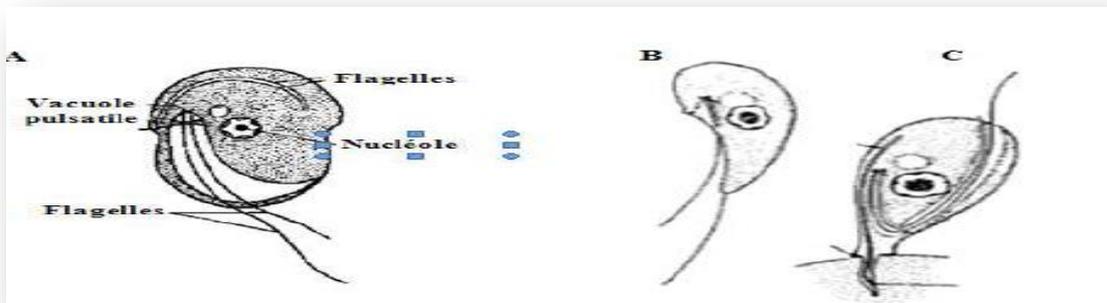


Figure 7 : Schéma d'*Ichthyobodo necator* (flagellé) (Chaabouni et al., 2011).

II.4.1.4. Cycle Biologique

Le cycle d'*Ichthyobodo* spp. Est simple et les formes de nage libre sont capables de infecter de nouveaux hôtes par transmission direct les mécanismes de recombinaison sont inconnus dans le genre *Ichthyobodo* les parasites se multiplient par fission binaire et l'apparition de spécimens à quatre flagelles est considérée comme une pré-division scène (Andai, 1933 ; Lom et Dykova, 1992), seule la reproduction asexuée a suggéré (Bauer, 1959), *Ichthyobodo necator* ont été signalés pour survivre et se multiplier sur différents hôtes dans une large gamme de niveaux de pH (4,5 - 7,5) et de T (2-38°C) (Robertson, 1985).

Les cellules apparaissent aplati avec une forme arrondie ou ovale leurs mouvements sont impulsivement rapides avec des virages et change constamment de direction la forme de nage libre est importante pour la propagation et la colonisation de nouveaux hôtes il a été suggéré que *Ichthyobodo* spp. S'attachent à de nouvelles cellules hôtes avec leurs flagelles lorsqu'il est attaché aux cellules épidermiques supérieures de la peau ou des branchies d'un hôte, le les flagellés sont immobiles et la forme cellulaire est plus allongée et piriforme que sous la forme libre (Schubert, 1966).

Cette transformation d'une alimentation libre à une alimentation attachée forme (trophozoïte) est achevée en quelques secondes (Lom et Dykova, 1992), le parasite pénètre la surface de la cellule hôte avec le processus du cytostome et se nourrissent du contenu cytoplasmique (Schubert, 1966 ; Joyon et Lom, 1969 ; Roubal et Bullock, 1987).

I.4.1.5. Répartition géographique

Hôtes d'*Ichthyobodo* spp. (Principalement enregistré comme *Ichthyobodo necator*) des deux l'eau douce et l'eau de mer ont été passés en revue dans le monde entier, car le tableau suivant (Tab. 5) montre la répartition géographique du parasite sur le continent Africain mais il existe de nombreux enregistrements ultérieurs. Infection par les membres du genre *Ichthyobodo* a été signalé jusqu'à présent par plus de 60 espèces différentes espèces hôtes en eau douce et en eau de mer (Isaksen, 2013).

Tableau 5 : Poissons hôtes et répartition géographique d'*Ichthyobodo* spp.(Isaksen, 2013).

Nation	Hôte	Nom commun	L'eau	Cohabitant	Références
Afrique					
Nigeria	Siluriformes				
	<i>Heterobranchus Longifilis</i>	Sampa	EF	<i>Ichthyobodo</i> spp.	(Omeji et al., 2010).
	<i>Clarias gariepinus</i>	Poisson-chat	EF	<i>Ichthyobodo</i> spp.	(Omeji et al., 2011).
Afrique du sud					
	Cypriniformes				
	<i>Cyprinus carpio</i>	Carpe commune	EF	<i>Ichthyobodo</i> spp.	(Todal et al., 2004).
Ouganda	Perciformes				
	<i>Oreochromis niloticus</i>	Nile tilapia	EF	<i>Ichthyobodo</i> spp.	(Akoll et al., 2012).
	Siluriformes				
	<i>Clarias gariepinus</i>	Poisson-chat	EF	<i>Ichthyobodo</i> spp.	(Isaksen, 2013).

II.4.2. Ciliés

II.4.2.1. Présentation (*Ichthyophthirius multifiliis*)

Ichthyophthirius multifiliis est le plus grand parasite connu trouvé dans poisson. Les adultes sont ovales pour l'approximation et la mesure taille 0,5 à 1,0 mm, l'adulte est uniformément frangé et il a un noyau en forme de fer à cheval qui peut être vu dedans les personnes âgées (Ruth et Peggy, 2012).

II.4.2.2. Classification

La systématique de parasite *Ichthyophthirius multifiliis* sont la suivante selon (Untergasser, 1999).

- **Embranchement** : *Ciliophora*
- **Classe** : *Oligohymenophorea*
- **Ordre** : *Hymenostomatida*
- **Famille** : *Ichthyophthiriidae*
- **Espèce** : *Ichthyophthirius multifiliis*.

II.4.2.3. Morphologie

La figure (8) représente un diagramme schématique du parasite *Ichthyophthirius multifiliis*.

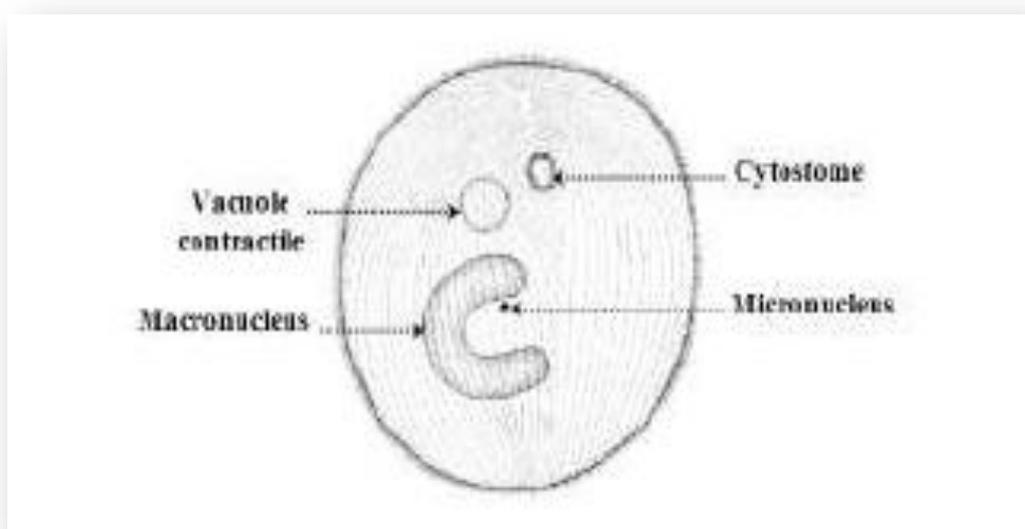


Figure 8 : Schéma d'*Ichthyophthirius multifiliis* (ciliés) (Chaabouni et al., 2011).

II.4.2.4. Cycle de vie

Bien qu'*Ichthyophthirius multifiliis* ait un cycle de vie simple, il est assez complexe et a trois stades de vie distincts : 1) sur les poissons, se nourrissant de trophont; 2) environnement et reproduction tomont et 3) infectieux, amateurs de poissons voir (Fig. 9).

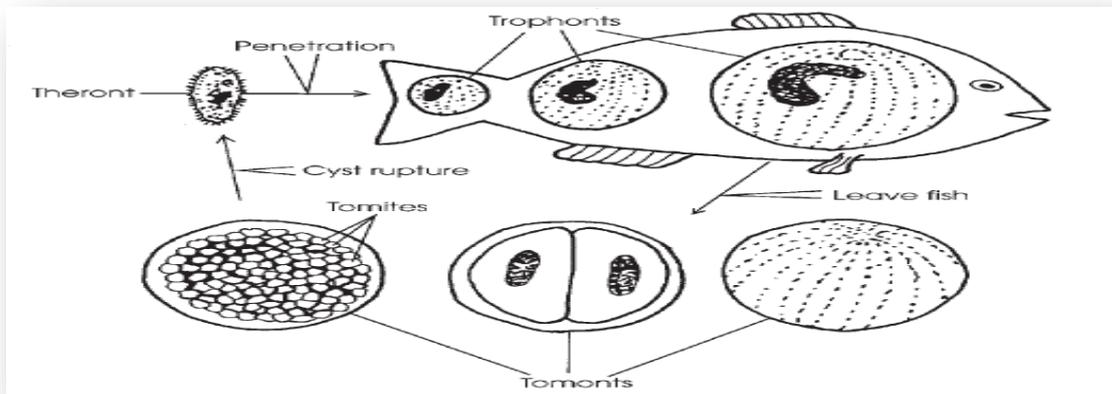


Figure 9 : Cycle de vie *Ichthyophthirius multifiliis* (Robert et al., 1998).

II.4.2.5. Répartition géographique

Ichthyophthirius multifiliis est un parasite unicellulaire ciliés d'eau douce originaire d'Eurasie, mais que l'on trouve maintenant dans le monde entier. On pense qu'il est omniprésent dans la rivière Klamath, mais la plupart des années d'échantillonnage, il se situait à des niveaux inférieurs au seuil de détection (Michael, 2014).

II.5. Les Helminthes

II.5.1. Cestode

II.5.1.1. Présentation (*Bothriocephalus acheilognathi*)

Le *tænia* asiatique *Bothriocephalus acheilognathi*, est un parasite envahissant des cascades d'eau douce qui a été signalé chez plus de 200 poissons d'eau douce dans le monde. Il a été initialement décrit à partir d'un petit *Cyprinidé* *Acheilognathus rombeus*, dans Japon mais s'est ensuite propagé, généralement avec des carpes, des vairons ou des guppys, à tous les continents, y compris isolés des îles comme Hawaï, Porto Rico, Cuba et Srilanka dans le compte courant, nous signalons le premier cas du tilapia originel (Scholz et al., 2018).

II.5.1.2. Classification

La systématique de parasite *Bothriocephalus acheilognathi* sont la suivante selon (Raja, 2020).

- **Embranchement** : *Animalia*
- **Classe** : *Cestoda*
- **Ordre** : *Pseudophyllidea*
- **Famille** : *Bothriocephalidae*
- **Espèce** : *Bothriocephalus acheilognathi*.

II.5.1.3. Morphologie

Bothriocephalus acheilognathi a un scolex charnu (région de la tête) avec un disque terminal non développé et deux longues rainures de fixation appelées bothria positionnées dorso-ventrale ment. Le scolex a la forme distinctive d'un cœur inversé ou d'une pointe de flèche. Son corps en forme de ruban est constitué de segments aplatis appelés proglottis, où (Fig. 10) représente un diagramme schématique du parasite.

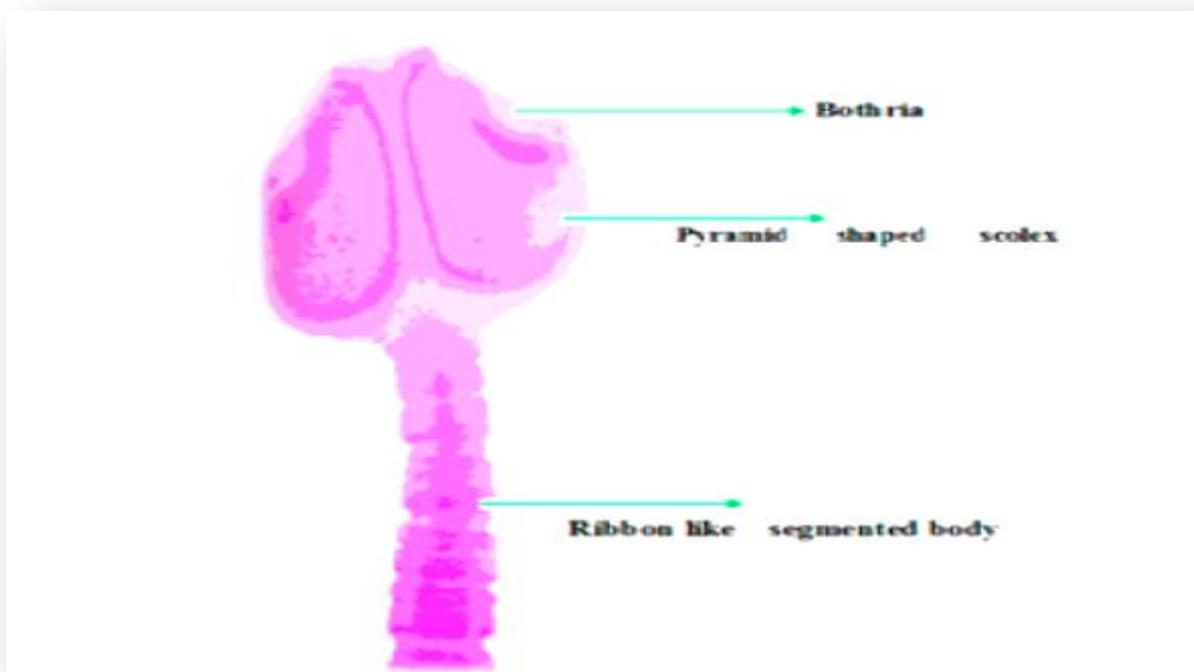


Figure 10 : Morphologie et scolex de *Bothriocephalus acheilognathi* avec ruban comme corps segmenté (Ahmad et al., 2018).

II.5.1.4. Cycle de vie

Cycle de vie et transmission *Bothriocephalus acheilognathi* a un cycle de vie simple à deux hôtes, impliquant un *Copépoda* planctonique (*Copepoda* : *Cyclopidae*) comme hôte intermédiaire (Fig. 11), dans des conditions favorables, le cycle de vie peut être terminé dans environ 1 mois.

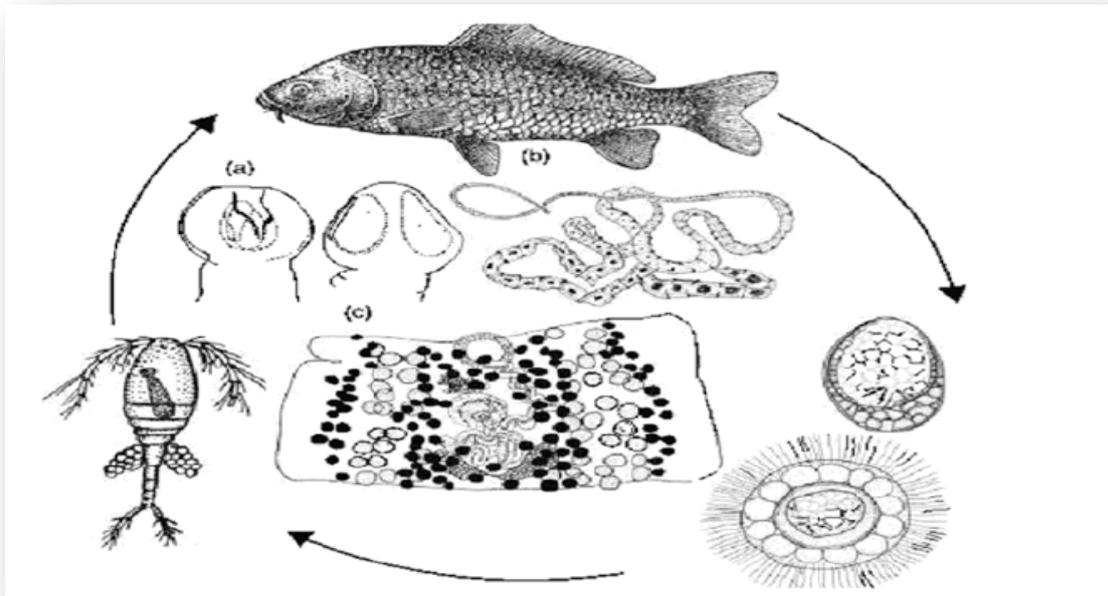


Figure 11 : Cycle de vie de *Bothriocephalus acheilognathi* (Ahmad et al., 2018).

II.5.1.5. Répartition géographique

Le *tænia* *Bothriocephalus acheilognathi* infecte plus de 100 espèces de poissons en Afrique, Amérique, Asie, l'Australie et l'Europe et est considérée comme une menace pour populations endémiques, commerciales et d'écloserie poisson (Megan et al., 2007).

Le *tænia* asiatique a été signalé en Asie, en Australie, en Europe, en Afrique du sud, en Amérique du nord, il a été signalé au Mexique, en Colombie-Britannique, dans toute la moitié inférieure des Etats-Unis et dans le Colorado, le Nebraska, le New Hampshire, New York, le Nevada, et Utah (Andrew, 2004).

II.5.2. Nématodes

II.5.2.1. Présentation (*Anisakis*)

Les nématodes *Anisakidés* sont des parasites, à l'état adulte, du tube digestif d'animaux marins (Poissons, Oiseaux, Mammifères) les larves de troisième stade (L3), ou larves infestantes, sont hébergées par des poissons téléostéens ou des mollusques *Céphalopoda* aucune des espèces d'*Anisakidés* parasites des poissons n'est transmissible à l'homme, en ce sens que ces larves ne peuvent évoluer et devenir adultes chez lui néanmoins leur ingestion, vivantes peut provoquer des accidents graves (Falaise, 2017).

II.5.2.2. Classification

La systématique de parasite *Anisakis simplex* sont la suivante selon (Measures, 2014).

- **Embranchement** : *Nemathelmintha*
- **Classe** : *Nematoda*
- **Ordre** : *Ascaridida*
- **Famille** : *Anisakidae*
- **Espèce** : *Anisakis simplex*.

II.5.2.3. Cycle et morphologie

Dans cette partie, nous traiterons le cycle de vie et morphologie l'*Anisakis* sp (Fig. 12).

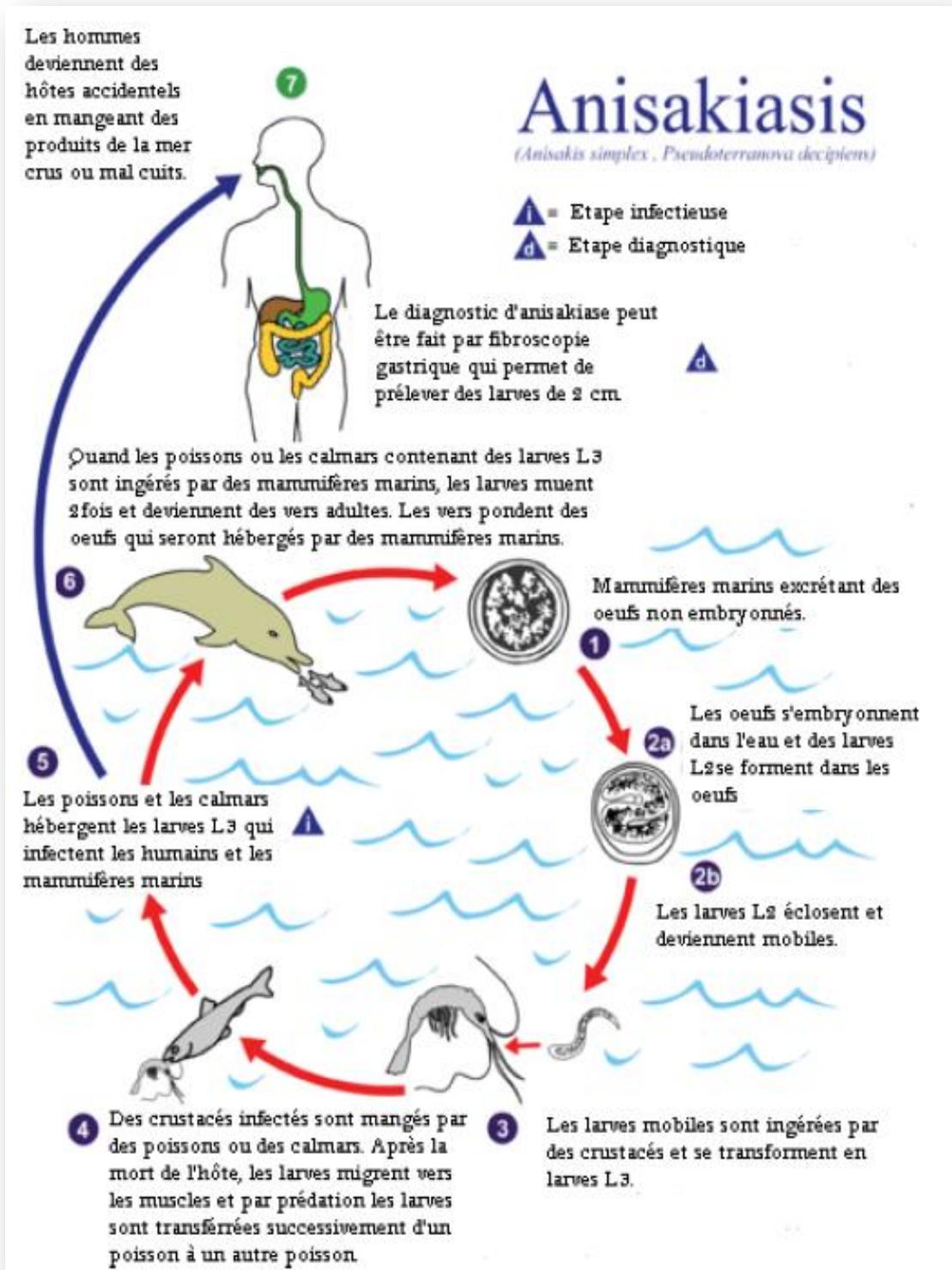


Figure 12 : Cycle et morphologie d'*Anisakis* (Sylvie, 2013).

II.5.2.4. Répartition géographique

La présentation de l'allergie causée par *Anisakis simplex* a été fréquemment décrite dans les pays plus de 90 % des cas signalés de zoonoses chez l'homme se trouvaient au Japon, soit environ 2 000 cas/an en cours d'enregistrement [120-123]. En Europe, 500 cas/an ont été rapportés, en Allemagne, France, Espagne et Hollande [124-126] (Fig. 13).



Figure 13 : Carte du monde avec localisation géographique des parasites de la famille des *Anisakidae* (Juan et al., 2020).

II.5.3. Trématodes

II.5.3.1. Présentation (*Diplostomum spathaceum*)

Le trématode digénéen *Diplostomum spathaceum* est un parasite bien connu chez les poissons où il se produit comme métacercaires dans les cristallins de l'hôte et souvent provoque une cataracte parasitaire (Sharriff et al., 1980), fréquemment retrouvé dans les cristallins des poissons eaux douces et saumâtres ces parasites utilisent le poisson comme deuxième hôte intermédiaire, et ont été signalés de plus de 125 espèces de poissons d'eau douce à l'échelle mondiale *Diplostomum* sp. (Larsen et al., 2005).

II.5.3.2. Classification

La systématique de parasite *Diplostomum spathaceum* selon (Oie, 2018).

- **Phylum** : *Platyhelmintha*
- **Classe** : *Digenea*
- **Famille** : *Diplostomidae*
- **Gene** : *Diplostomum*
- **Espèce** : *Diplostomum spathaceum*.

II.5.3.3. Morphologie

Dans cette partie nous traiterons la morphologie de *Diplostomum* sp. Corps allongé-ovale, aplati, 229×180 ; primordial arrière-corps non évident (Fig. 14). Ventouse buccale sphérique, 29×29 . Ventouse ventrale subsphérique, 37×42 . Deux petites lappets contractiles (pseudosuckers) présents de chaque côté de ventouse buccale, $31 - 32$ de long, avec une largeur maximale de $15 - 16$. Prépharynx absent ; pharynx subsphérique, 24×23 ; oesophage très court; caeca long, étroit, atteignant l'arrière pour tenir l'orgue (Perez-dem-olmo et *al.*, 2014).

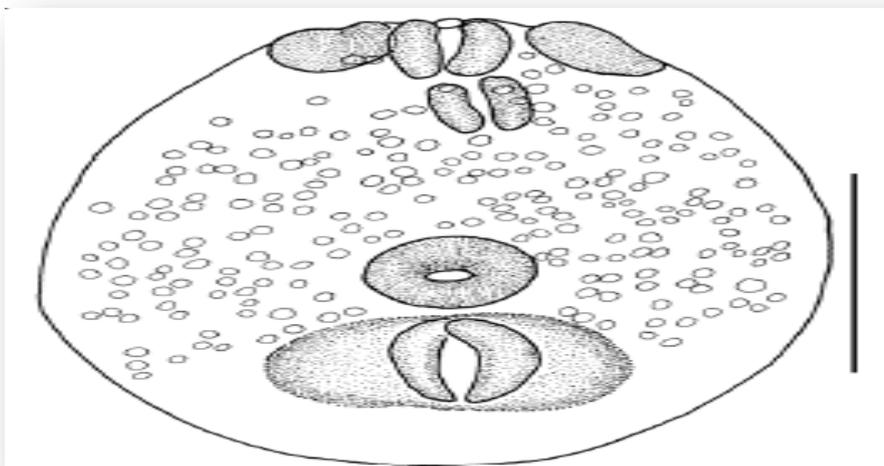


Figure 14 : Schéma d'une morphologie de *Diplostomum* sp. (Perez-dem-olmo et *al.*, 2014).

II.5.3.4. Cycle de vie

La figure (15) représente un diagramme schématique montrant le cycle de vie du parasite *Diplostomum* sp.

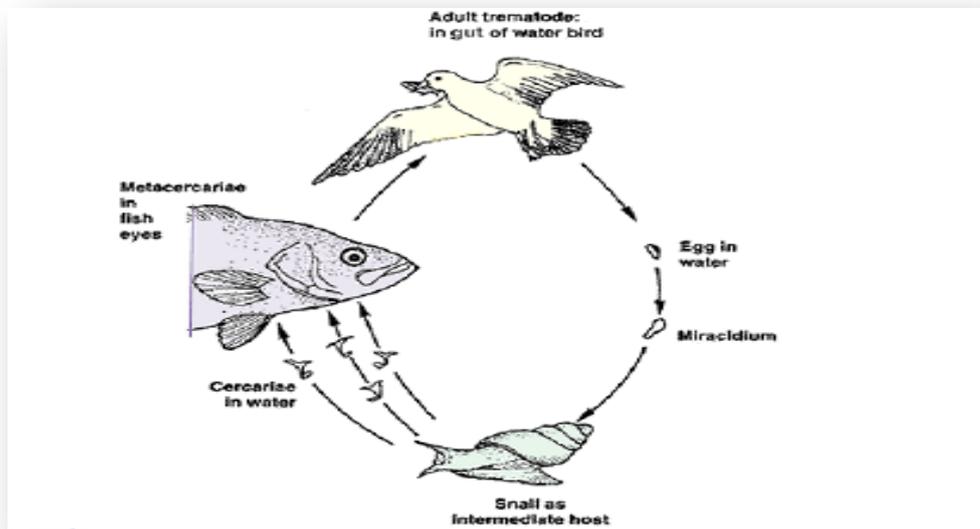


Figure 15 : Schéma d'un cycle de vie de *Diplostomum spathaceum* (Eann et al., 2018).

II.5.3.5. Répartition géographique

L'espèce digénienne diplostomidée *Diplostomum spathaceum* est répandue dans toute la région paléarctique et est répertoriée parmi les trématodes les plus fréquemment enregistrés espèces en Europe, en Russie *Diplostomum spathaceum* a été signalé comme taxon, avec une large gamme dans la partie européenne du pays, comme ainsi qu'en Sibérie et en Extrême-Orient (Hoglund, 1999).

Chapitre III

Matériel et méthodes



III. Matériel et méthodes

III.1. Présentation de la région de Djelfa

La wilaya de Djelfa localisée en plein cœur de l'espace steppique, elle constitue une zone de transition entre les hautes plaines steppique de l'Atlas tellien et les débuts désertiques de l'Atlas saharien elle est limités par : la wilaya de Médéa au nord, la wilaya de M'sila au nord-est, la wilaya de Tiaret au nord-ouest, à l'est par la wilaya de Biskra, au sud-ouest par la wilaya de Laghouat et au sud-est par la wilaya de Ouargla. Leurs coordonnées géographiques extrêmes suivantes : 33°et 35°de latitude nord et 2° et 5° de longitude Est (Fig. 16) (Sba et Benrima, 2017).

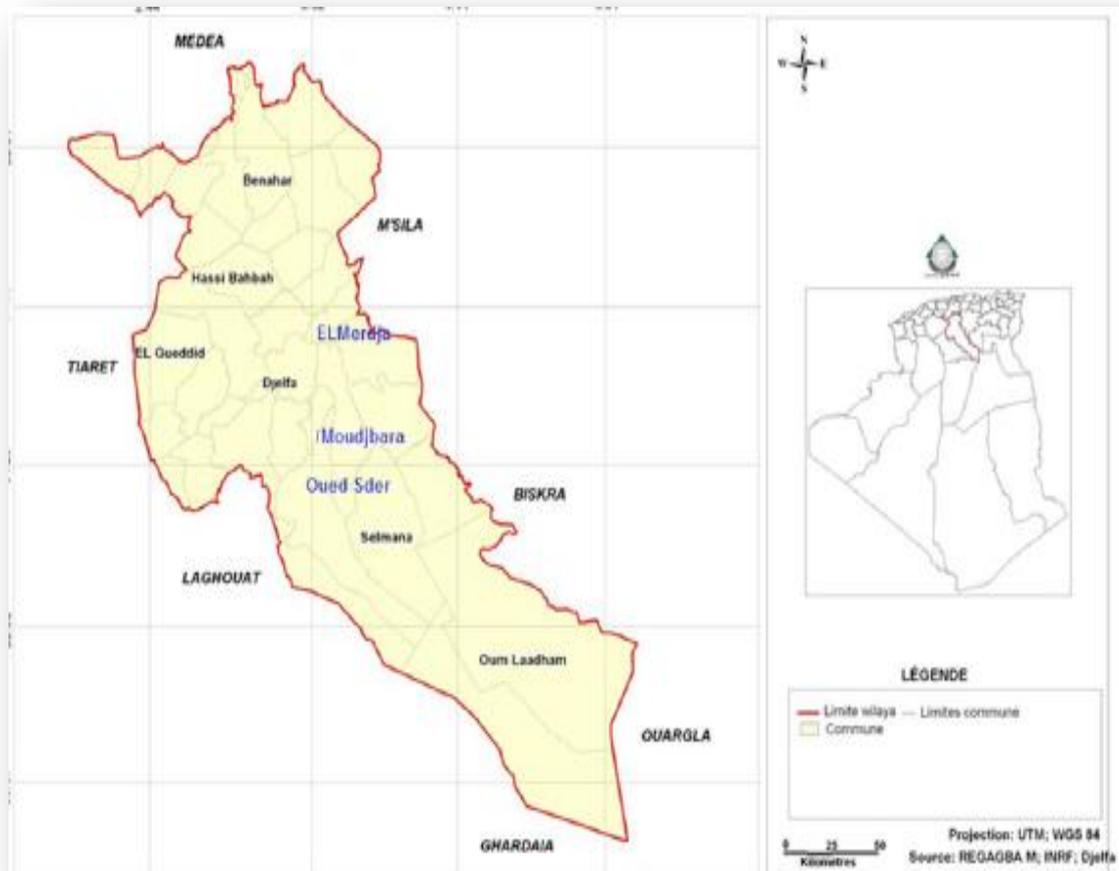


Figure 16 : Représentant la situation géographique de la région d'étude (Sba et Benrima, 2017).

III.2. Présentation du site d'étude (Ross laayoune)

Ross laayoune est situé à 6 kilomètres de la ville de Djelfa, délimité au nord par la zone industrielle, au sud par cultiver El-aweel, à l'ouest par la route nationale n°1, et à l'est par l'oued Ben Noaman (Fig. 17).



Figure 17 : La zone étudiée Ross laayoune (Originale, 2022).

III.3. Matériel animal

C'est un poisson de carpe commune (Fig. 18).



Figure 18 : Poisson d'eau douce carpe commune (Originale, 2022).

III.3.1. Matériel et produits utilisé dans laboratoire

III.3.1.1. Pour le matériel

Une loupe binoculaire optique, les lames et lamelle, un microscope optique, boîtes de pétri en plastique, boîtes de pétri en verre, un couteau, une seringue médicale, pinces, gants, tube sec, tube conique, aluminium.

III.3.1.2. Pour les produits

L'eau distillée, huile de paraffine, coloration geimsa, lugol, méthanol.

III.4. Le facteur du sexe

La figure (19) représente le sexe d'une carpe commune, une femelle et un mâle.



Figure 19 : Le facteur du sexe (mal, femelle) de carpe (Originale, 2022).

III.5. Mesures morpho métriques et biométriques

III.5.1. Mesure de longueur

On utilise une règle graduée pour la mesure de longueur des poissons, les mensurations prises de longueur (0.01 de précision) sont les suivantes:

III.5.1.1. Longueur totale en «cm»

La distance entre le bout du museau et l'extrémité postérieure de la nageoire caudale.

III.5.1.2. La hauteur du corps en «cm»

La distance entre la base de la nageoire dorsale épineuse et la base de la nageoire pelvienne.

III.5.1.3. Longueur standard en «cm»

A distance entre le bout du museau et la base nageoire caudale.

III.5.1.4. Longueur céphalique en «cm»

La distance entre le bout du museau et le bord postérieur de l'opercule (Fig. 20).



Figure 20 : Mesures morpho métriques (Lt, Ls, Lc, Lh) (Originale, 2022).

III.6. Mesure des poids

Pour connaître la biomasse de l'ichtyofaune on détermine le poids total du poisson qui est mesuré à l'aide de deux balances électroniques (0.01 précision) (Fig. 21).



Figure 21: Pesée des poissons (Originale, 2022).

III.7. Recherche des ectoparasites

Nous mettons la carpe sous la loupe par pincettes éliminons les parasites des branchies et la peau nous avons un tube sec nous mettons éthanol 70, ensuite mettez-les dans le frigo (Fig. 22).

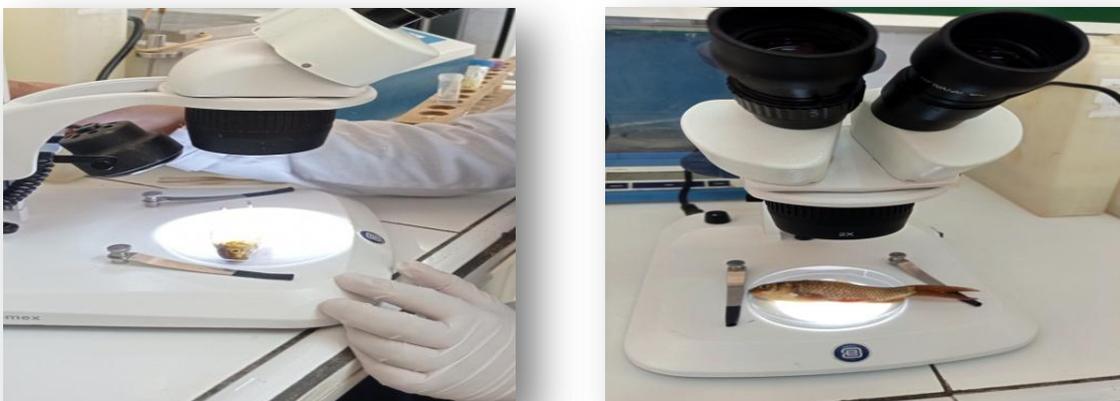


Figure 22 : Recherche des ectoparasites (Originale, 2022).

III.8. Recherche des mésoparasites (tube digestif et matière fécale)

Nous prenons les abats des poissons des carpes, et mets-le dans tube sec grand (Fig. 23).



Figure 23 : Recherche des mésoparasites (Originale, 2022).

III.9. Recherche des hémoparasites

Prélèvement de sang et mettez dans le tube EDTA (Fig. 24).



Figure 24 : Prélèvement de sang des carpes (Originale, 2022).

III.10. Les méthodes utilisées

III.10.1. Sang

Après prélèvement de sang.

III.10.1.1. Examen direct

Nous apportons directement une goutte de sang et la mettons dans lame et lamelle ensuite observations microscopique (Fig. 25).



Figure 25 : Examen direct de sang (Originale, 2022).

III.10.1.2. Etalement

Mettre une goutte de sang dans lame et nous le distribuons comme indiqué dans (Fig. 26).

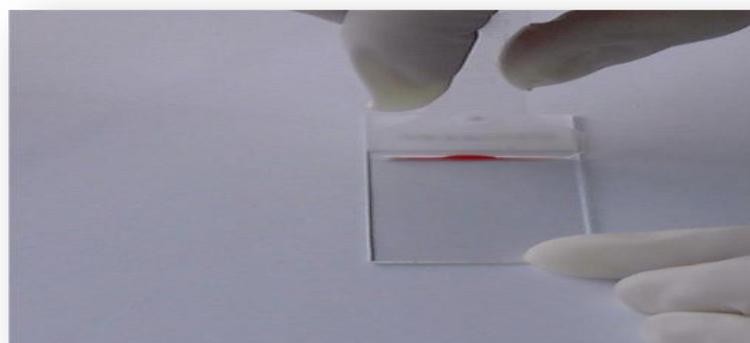


Figure 26 : Le frottis sanguin (Originale, 2022).

Et puis laissez sécher, ensuite, nous ajoutons du méthanol pissez-le 5min (Fig. 27).



Figure 27 : Méthode de fixation du méthanol (Originale, 2022).

- Ajouter ensuite la couleur giemsa.
- Après 5min nous mettons lame incliné pour sécher complètement (Fig. 28).

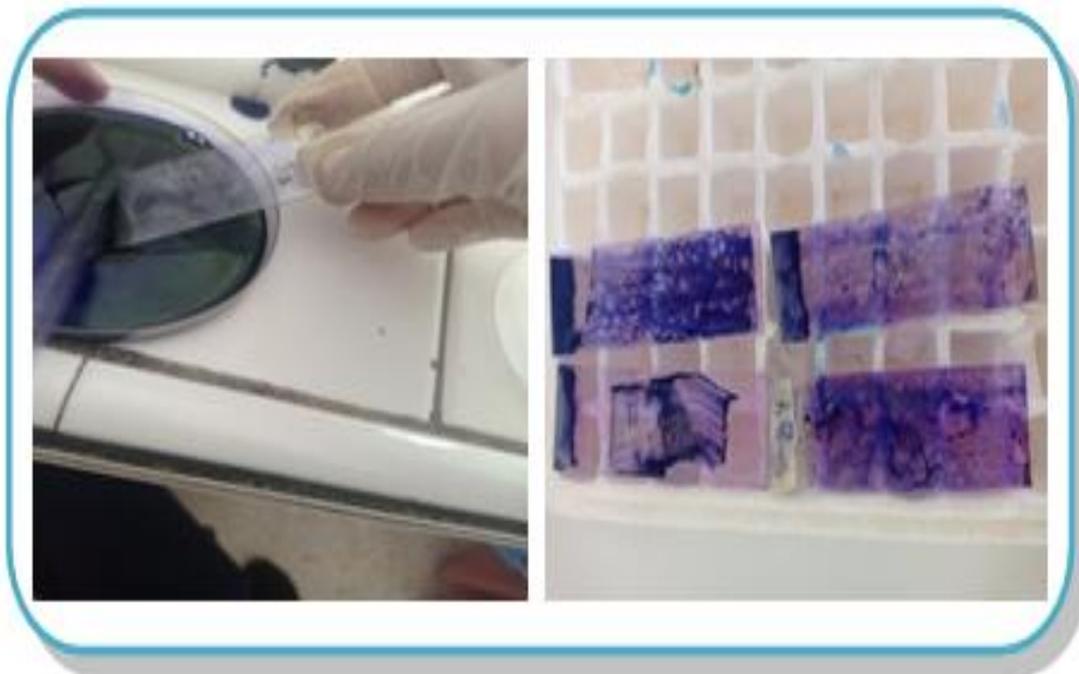


Figure 28 : Méthode de coloration giemsa (Originale, 2022).

- Laisser reposer une demi-heure, ajouter ensuite une goutte d'huile de paraffine étudiez ensuite au microscope G100.

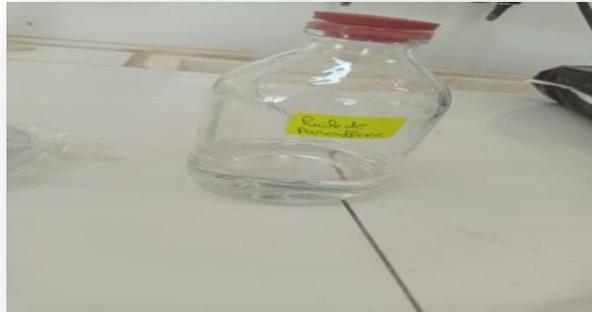


Figure 29 : Huile de paraffine (Originale, 2022).

III.10.2. Matière fécale

III.10.2.1. Examen direct

Matière fécale plus eau physiologie ou bien lugol puis on les met lame et lamelle ensuite observation microscopique (Fig. 30).



Figure 30 : Examen direct de matière fécale (Originale, 2022).

Chapitre IV

Résultats et discussion



IV.1. Résultats

IV.1.1. Présentation d'échantillons

Après avoir étudié 5 échantillons de *Cyprinus carpio*, ils ont été soigneusement examinés pour les parasites. Les propriétés de ce type sont données dans (Tab. 6).

Tableau 6 : Caractéristiques des échantillons étudiés.

Date	N	Poids	Longueur	Sexe	Selles	Site
08 Mai 2022	01	23,6 g	11 cm	M	N	Ross laayoune w.Djelfa
	02	27,2 g	12 cm	M	N	
	03	12,9 g	10 cm	F	N	
	04	15 g	10,5 cm	F	N	
	05	12 g	10 cm	F	N	

IV.1.2. Les espèces étudiées selon le sexe

Après examen de cinq échantillons, il a été observé que le nombre de femelles est supérieur à parmi les mâles, où le nombre de femelles est de 3 et le nombre de mâles est de 2 (Fig. 31).

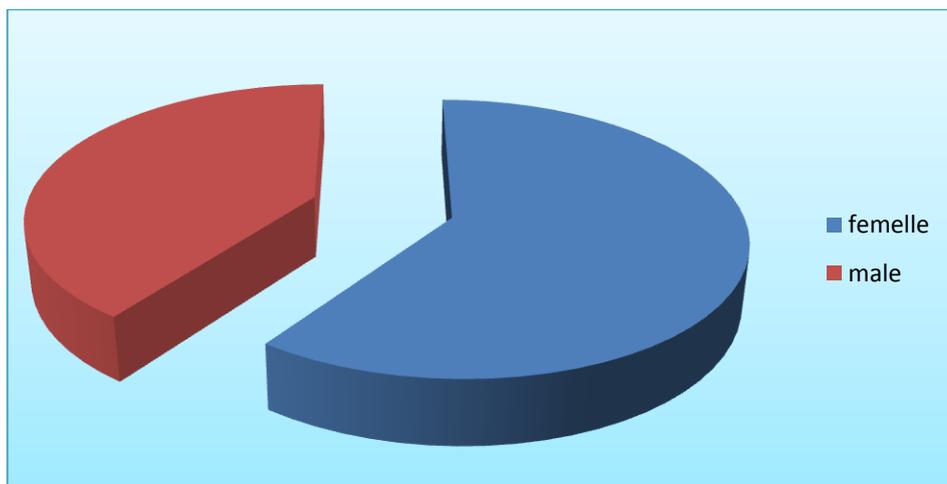


Figure 31 : La structure des espèces étudiées selon le sexe.

IV.1.3. Les espèces étudiées selon le poids

Après avoir pesé tous les échantillons, le tableau suivant (Tab. 7) résume le poids de chaque échantillon.

Tableau 7 : Le poids échantillons étudiés.

Echantillons	01	02	03	04	05
Poids	23 ,6 g	27 ,2 g	12,9 g	15 g	12 g

Le graphique montre les échantillons étudiés en poids, on remarque que le poids est plus important chez les poissons 2 (Fig. 32).

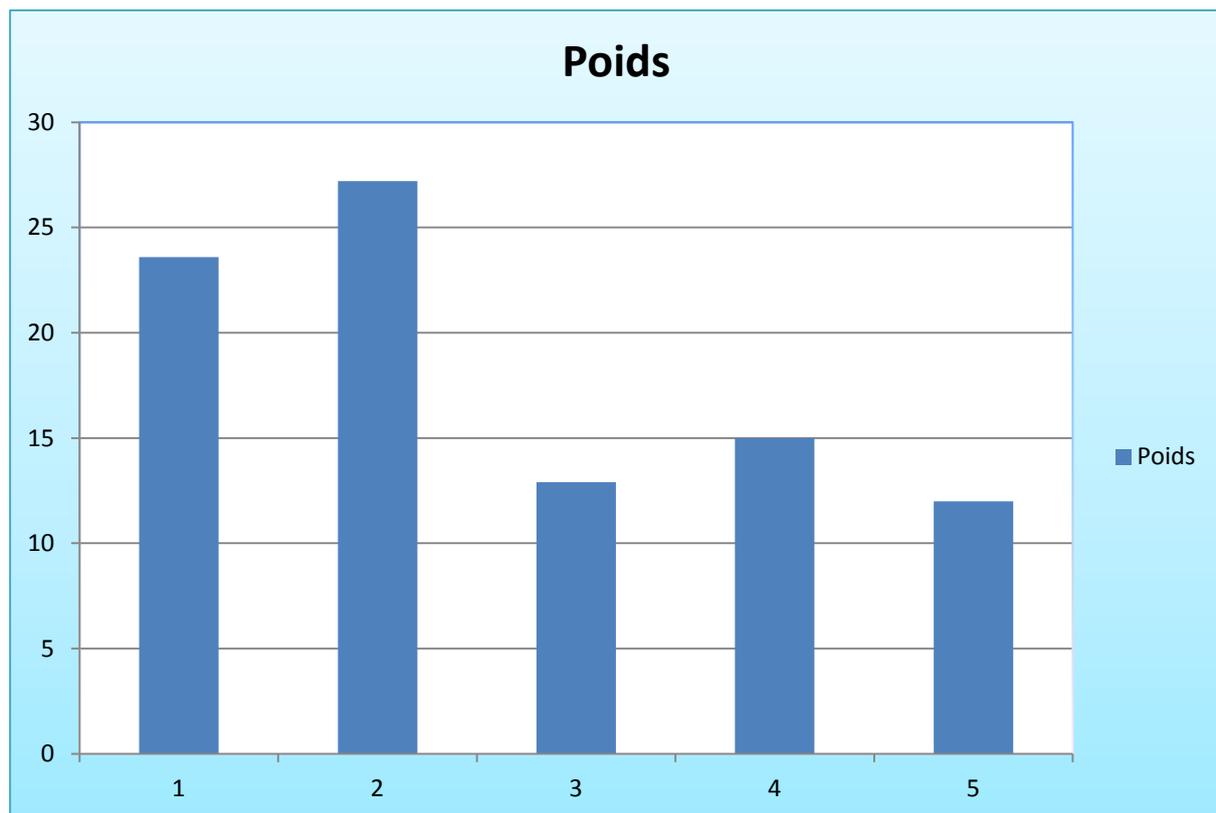


Figure 32 : La structure des espèces étudiées selon le poids.

IV.1.4. Les espèces étudiées selon la longueur

Après avoir mesuré la longueur de tous les échantillons, le tableau suivant (Tab. 8) résume la longueur de chaque échantillon.

Tableau 8 : La longueur échantillons étudiés.

Echantillons	01	02	03	04	05
Longueur	11 cm	12 cm	10 cm	10,5 cm	10 cm

Le graphique montre les échantillons étudiés après mesure de la longueur, et on remarque que la longueur est plus élevée chez le poisson 2 (Fig. 33).

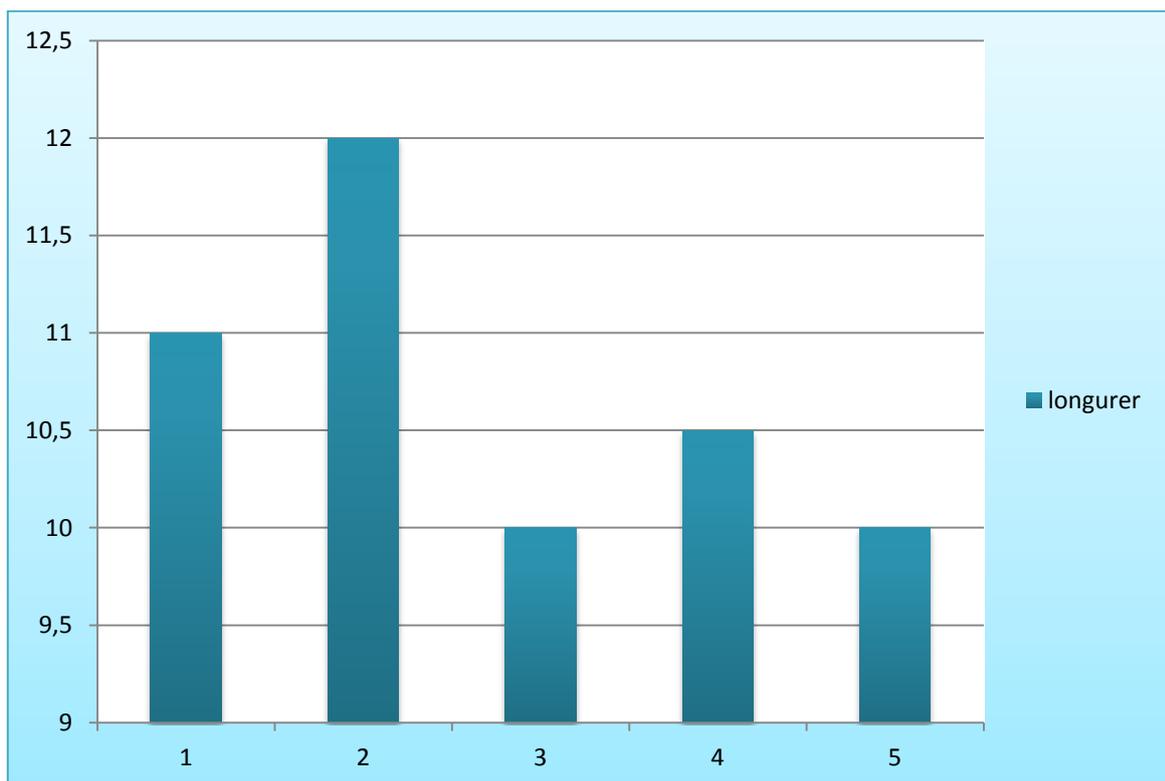


Figure 33 : La structure des espèces étudiées selon la longueur.

IV.1.5. La relation en poids – longueur

L'un des avantages de la mesure du poids et de la longueur dans l'étude des parasites est que plus le poids et la longueur du poisson sont élevés, plus le pourcentage d'exposition aux parasites est élevé, après avoir mesuré le poids et la longueur de tous les échantillons, il a été constaté que plus le poids était élevé, plus la longueur était grande (Fig. 34).

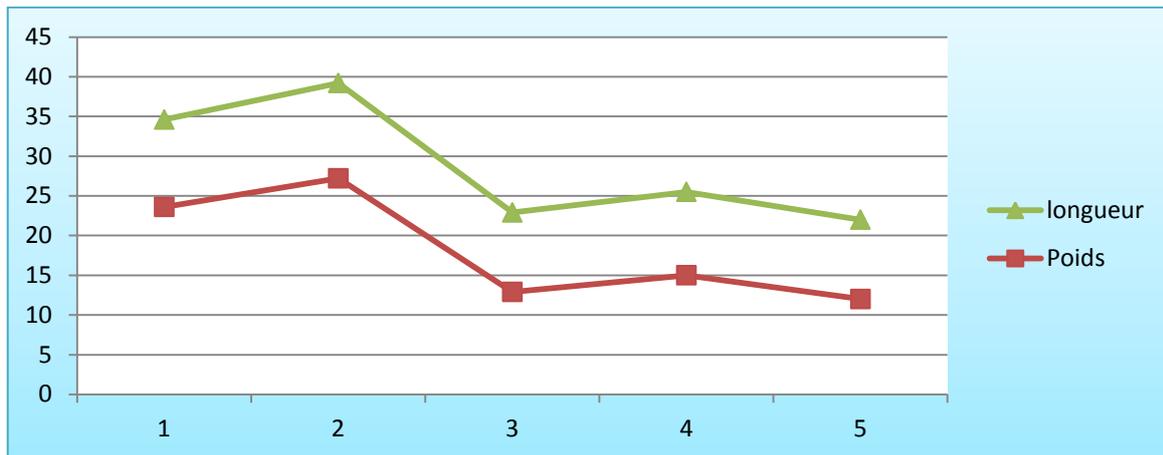


Figure 34 : La relation en poids – longueur.

IV.1.6. Les espèces parasite trouvées sur les poissons hôtes

Les observations microscopiques des différents parasites sont représentées par (Fig. 35.36.37.38.39.40.41.42.43.44.45.46.47.48).

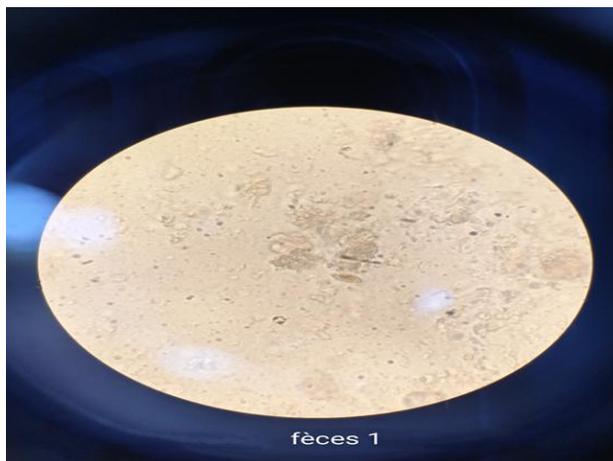


Figure 35 : Représentant *Trichuris* sp. (×10) (Originale, 2022).



Figure 36 : *Trichuris* sp. (Cavallero et al., 2021).

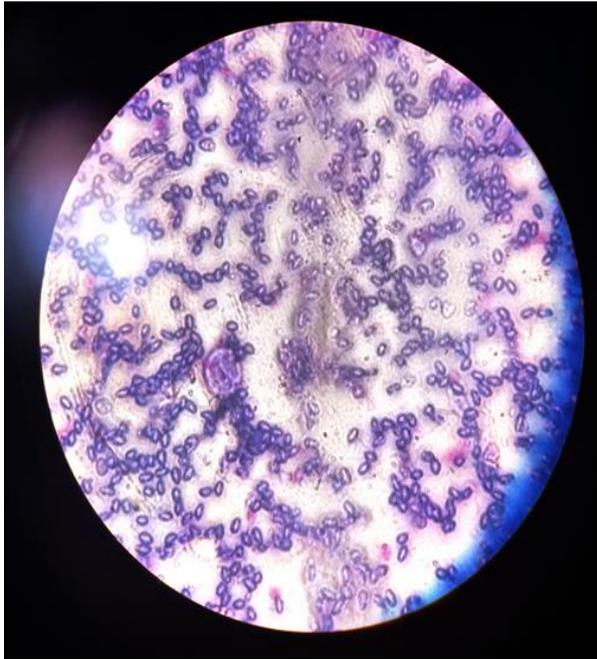


Figure 37 : Représentant *Sanguinicolid* trématodes ($\times 100$) (Originale, 2022).

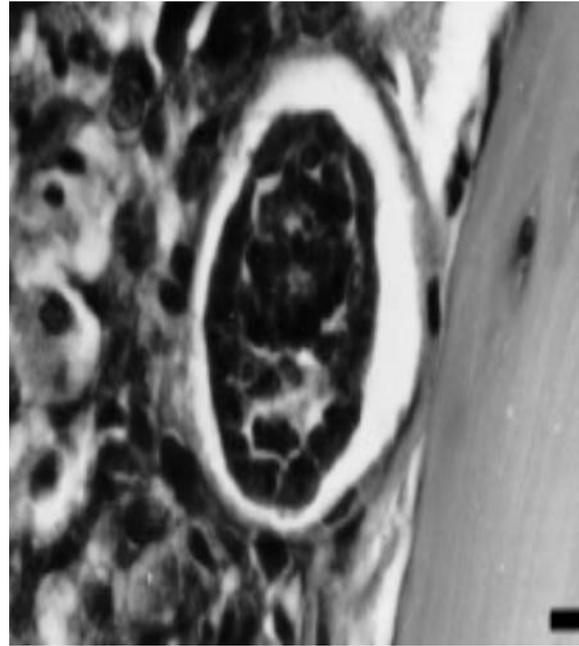


Figure 38 : *Sanguinicolid* trématodes (Padros et al., 2001).



Figure 39 : Représentant *Myxobolus* sp. ($\times 10$) (Originale, 2022).



Figure 40 : *Myxobolus* sp. (Okba et Adjroud, 2020).

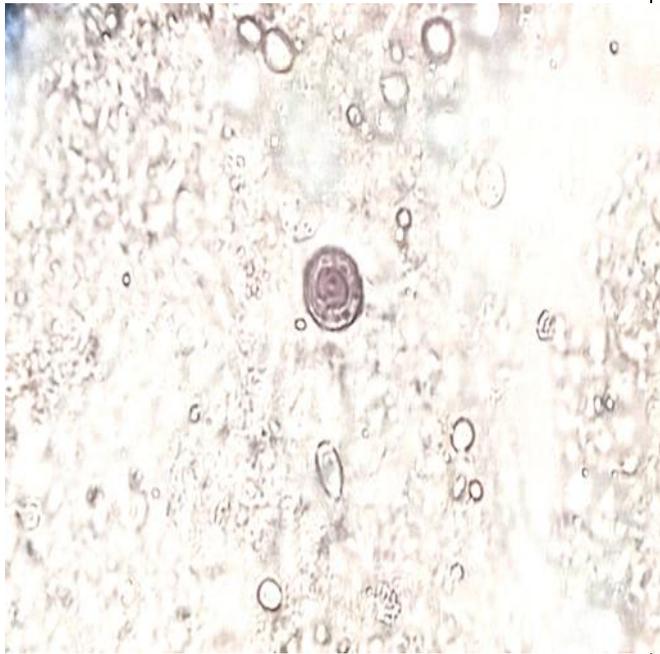


Figure 41 : Représentant *Ichthyophirius multifilius* (×40) (Originale, 2022).



Figure 42 : *Ichthyophirius multifilius* (Lincoln et al., 2019).

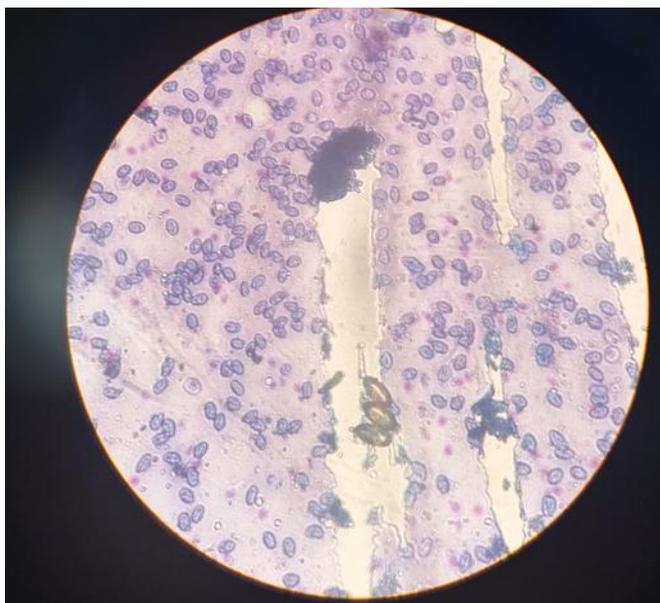


Figure 43 : Représentant *Costia* (×100) (Originale, 2022).

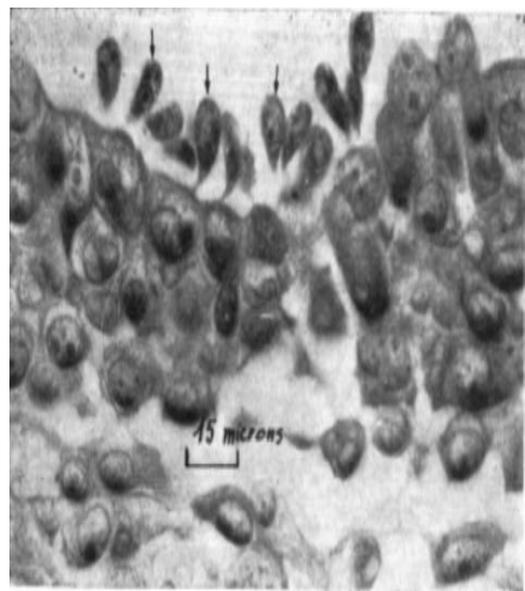


Figure 44 : *Costia* (Kinkelin et Gerard, 1972).



Figure 45 : Représentant *Contracaecum* sp. ($\times 40$) (Originale, 2022).

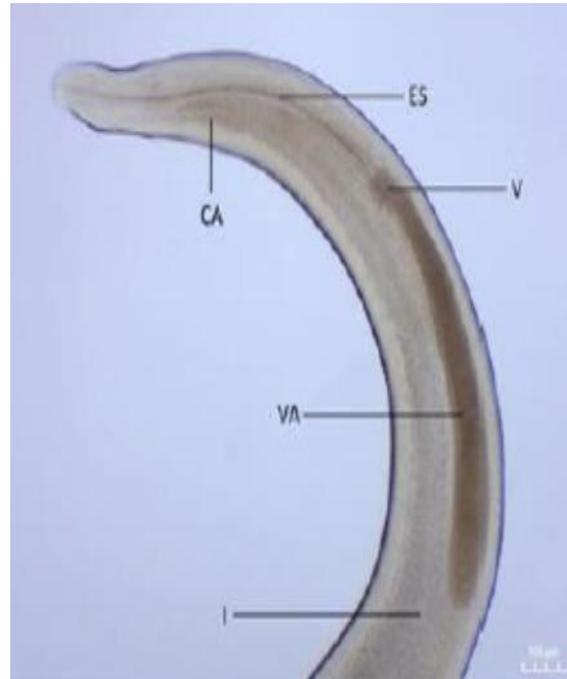


Figure 46 : *Contracaecum* sp. (Vuic et al., 2022).



Figure 47 : Représentant *Gyrodactylus* ($\times 10$) (Originale, 2022).



Figure 48 : *Gyrodactylus* (Mohamed et al., 2010).

IV.1.7. Résultats de prévalence parasites chez les carpes

IV.1.7.1. Prévalence globale

Selon notre résultat, plus le nombre d'échantillons étudiés n'est élevé, plus la prévalence globale (Tab. 9).

Prévalence = Nombre échantillons infecté / nombre total.

Tableau 9 : Résultats de la prévalence globale.

Échantillons	N° des poissons infecté	Prévalence globale
5	4	80%

IV.1.7.2. Prévalence selon le sexe

Selon notre résultat, le sexe des poissons affecte le taux de prévalence, car il a été observé que les femelles sont plus sensibles aux parasites (Tab. 10).

Tableau 10 : Résultats de prévalence des échantillons selon le sexe.

Sexe	N° échantillons	Prévalence selon sexe
Male	2	40%
Femelle	3	60%
Total	5	100%

IV.1.7.3. Prévalence selon le poids

Selon notre résultat, le poids du poisson affecte le taux de prévalence, plus le poids du poisson est important, plus le taux de prévalence est élevé (Tab. 11).

Tableau 11 : Résultats de prévalence des échantillons selon le poids.

Classe	N° échantillons	Prévalence selon le poids
Classe 1 (male)	2	>20
Classe 2 (femelle)	3	<20

IV.1.7.4. Fréquence des parasites isolés

Le tableau suivant résume les parasites présents dans chaque échantillon, et il a été noté que les proportions sont similaires entre les parasites (Tab. 12).

Tableau 12 : Fréquence des parasites.

N° échantillons	Parasites	Résultats
01	<i>Trichuris</i> sp. <i>Sanguinicolid trématodes</i>	1
02	<i>Costia</i> <i>Contracaecum</i> sp.	1
03	<i>Gyrodactylus</i> v species	1
04	<i>Myxobolus</i> sp. <i>Ichthyophirius multifiliis</i>	1
05	/	0

IV.2. Discussion

En raison de manque de poissons carpes surtout en été , selon les condition climatiques dans l'état de Djelfa barrage ,ce qui a entrainé un manque d'échantillons et par conséquent un manque de parasites internes et externes, nous avons étudié les parasites présents chez la carpe , ou nous avons obtenu un taux d'infection qui sera comparé à certaines études menées soit en Algérie , soit dans d'autres pays.

IV.2.1. Taux d'infestation globale par les parasites chez les carpes

Au cours de notre étude 5 carpe ont été examinés pour la présence des parasite infectantes ces examen a permet d'emergistrer un taux de prévalence 80% (4/5) dans station Rosse laayone de wilaya Djelfa.

Dans la région d'Pendjab (Inde) Ishtitaq et Harpreet, (2018) dans leur étude ont isolé 600 carpe par les parasite parmi 321 ce que cirres pand taux d'infestation de 54%. La prévalence montrée par cette étude dans la région d'Inde apparait inferieur en comparaison avec notre prévalence.

Une étude qui a été menée Boucenna et *al.*, (2015) le taux d'infestation indique dans cette étude était 60% de région Foug el khanga (Souk –Ahras). La prévalence montrée par cette étude dans la région de « Souk ahras » apparaît inférieure en comparaison avec notre prévalence.

En Guilan (Iran) des carpes qui ont été vous obtenez au du pays (Asgharnia et Ghasemi, 2021) ont trouvé que l'effectif des parasites 40 parasites avec un taux d'infestation de 43%. La prévalence montrée par cette étude dans la région d'Iran apparaît inférieure en comparaison avec notre prévalence.

Au barrage Tahali lac (Izmir) Karakisi et Demir, (2012) ont indiqué que sur 47 examens ont été infestés par 37 avec taux de prévalence 79%. La prévalence montrée par cette étude dans la région d'Izmir apparaît égale en comparaison avec notre prévalence.

Amare et *al.*, (2014) au cours de leur étude 412 infection par les 197 parasites on taux de prévalence de 48% de région lac de lugo (nord-est de Ethiopie). La prévalence montrée par cette étude dans la région de nord-est d'Ethiopie apparaît inférieure en comparaison avec notre prévalence.

Lac sakadas (Croatie) Vuic et *al.*, (2022) au cours de leur étude de 199 ont été infestés par les 20 parasites avec un taux de prévalence de 10%. La prévalence montrée par cette étude dans la région de Croatie apparaît plus inférieure en comparaison avec notre prévalence.

IV.2.2. Taux d'infestations par les parasites chez les carpes en fonction de sexe

Concernant l'étude des parasites selon sexe des carpes, notre enquête a indiqué que le taux d'infestation global chez les femelles est plus élevée que celui chez les mâles avec un taux de prévalence de 60% chez les femelles contre 40% chez les mâles. Ces cotations sont variables d'une région à une autre (d'un site à un autre):

- Dans la région d'Guilan (Iran) Asgharnia et Ghasemi, (2021) ont obtenu une prévalence d'infestation de 27,6% et 14,89% chez les femelles et les mâles respectivement, alors les résultats de notre étude sont presque similaires avec cette étude.
- D'autres enquêtes Allalguia et *al.*, (2015) ont obtenu une prévalence d'infestation de 45,83% femelles et 54,16% mâles de région Algérie en remarque nos résultats sont avec similaires cette étude.

- Dans l'étude de Daghigh et *al.*, (2014) ont obtenu une prévalence d'infestation de 85,55% femelles et 8,88% male de région Iran, alors les résultats de notre étude sont presque similaires avec cette étude ou les carpes femelles étaient plus infectées que les carpes males.
- Bie et Akoredeg, (2013) ont obtenu une prévalence d'infestation de 44% femelles et 56% males, en remarque nos résultats de notre étude sont différents avec cette étude.
- Dans la région de Croatie Vuic et *al.*, (2022) ont obtenu une prévalence d'infestation de 6,53% femelles et 3,51% males, alors les résultats de notre étude sont presque similaires avec cette étude ou les carpes femelles étaient plus infectées que les carpes males.

IV.2.3. Taux fréquence des parasites isolés chez les carpes

A travers notre étude d'un échantillon de carpe, nous avons obtenu différents parasites internes et externes dans des proportions similaires 20% *Contracaecum* sp. 20% *Muxobulus* sp. 20% *Ichthyophthirius multifiliis* sp. 20% *Trichuris* sp. Ces résultats différent d'une région à l'autre (d'un site à l'autre) ou:

- Au lac du barrage de Tahtail (Izmir) Karakisi et Demir, (2012) le taux de fréquence été observé 17% *Contracaecum* sp.
- Lac sakadas (Croatie) Vuic et *al.*, (2022) en étudiant les parasites, ils obtiennent 17,4% *Contracaecum* sp. Alors les résultats de notre étude son supérieur avec cette étude.
- D'autres enquêtes Golam et Fahad, (2015) ils ont trouvé taux fréquence 25% *Myxobolus* sp. Dans région Bangladesh, on remarque que le taux fréquence dans notre étude est inferieur par rapport à celui d'étude en régions Bangladesh.
- Borji et *al.*, (2012) ont obtenu un taux fréquence de *Ichthyophthirius multifiliis* 10%, alors les résultats de notre étude son plus supérieur avec cette étude.
- Dans l'étude de Daghigh et *al.*, (2014) le taux de fréquence été observé *Ichthyophthirius multifiliis* 11% ,31 dans la région Iran, les résultats de notre étude son plus supérieur avec cette étude.
- Dans la région de Guilan (Iran) Asgharnia et Ghasemi, (2021) ont obtenu le taux de fréquence *Ichthyophthirius multifiliis* 4,25%, on remarque que le taux fréquence dans notre étude est plus supérieur par rapport à celui d'étude en régions Guilan (Iran).

Conclusion



Conclusion

Dans ce travail de recherche, nous avons essayé de présenter un dossier d'étude pour connaître l'infection parasitaire des poissons d'eau douce dans l'état de Djelfa, afin de pouvoir connaître la répartition de ces parasites sur leurs familles et mieux connaître certains des aspects liés à la vie aquatique ,l'étude étudie également la carpe qui l'affecte, notamment la connaissance des aspects liés à la biologie (morphologie, croissance) et l'effet de ces parasites sur le métabolisme biochimique du poisson hôte.

Dans ce travail, nous avons traité des parasites qui infectent les carpes et de la relation entre ces parasites et les variables (poids, longueur), le travail a été réalisé sur cinq poissons appartenant à la famille *Cyprinidae* *Cyprinus carpio*, a été détecté 9 parasites internes appartenant à l'espèce *Myxopulus* , *Ichthyophthirius* , *Anisakis* , *Dactylogurus*, évaluation des indicateurs parasitaires chez la famille *Cyprinidae* le sexe, le poids et la taille indiquent que les poissons les plus âgés sont plus infectés en raison du temps nécessaire au parasite pour se fixer à son hôte.

Les femelles sont plus touchées que les mâles car elles sont plus sensibles à l'infection les poissons de grande taille en longueur totale sont plus infectés, et aussi les poissons sont l'une des catégories les plus répandues d'obésité pour étudier l'effet des parasites sur les poissons mieux qu'il n'est nécessaire d'élargir la taille de l'échantillon étudié, prolonger la période d'étude car les parasites sont affectés par des facteurs, les conditions climatiques et leur cycle de vie.

Référence bibliographique



1. **A.F.E.P.M., 2014** – Association française des enseignants de parasitologie et mycologie.
2. **Abdel-Azeem S., Abdel-Baki. and Saleh A., 2014** - First Record of *Chilodonella* spp. (*Ciliophora: Chilodonellidae*) in cultured Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in the Central Region of Saudi Arabia. *Pakistan J. Zool*, 4:2-3.
3. **Ahmad F., Azili k., Sofi O., Sheikh B. and Sofi T., 2018** – Distribution and pathology caused by *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934 (*Cestoda: Bothriocephalidae*): a review. Provided by revistas unne. *Universidad nacional del nordest Argentina*, 8: 4.
4. **Akoll P., Konecny R., Mwanja W., Nattabi J., Agoe C. and Schiemer F., 2012** - Parasite fauna of farmed Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) and African catfish (*Clarias gariepinus*) in Uganda. *Parasitology Research*, 110: 315-323.
5. **Allalgua A., Guerfi S., Kaouachi N., Boualleg C., Boucenna I., Barour C., Menasria A. et Bensouilah M., 2015** – Linfestation de *Cyprinus carpio* (*Cyprinides*) peuplant le barrage Foum el khanga (Souk Ahras, Algérie) par les monogènes parasites. *Bull.Soc.Zool.fr*, 16:5.
6. **Amare A., Alemayehu A. and Aylate A., 2014** – Prevalence of internal parasitic helminthes infected oreochromis niloticus (Nile tilapia) clarias gariepinus (African catfish) and *Cyprinus carpio* (Commun carp) in Lake Lugo (Hayke), Northeast Ethiopia. *Aquaculture research et development*, 7: 4.
7. **Andai G., 1933** -Über *Costia necatrix*. *Archiv fuer protistenkunde*, 79: 283-297.
8. **Andrew M., 2004** – *Bothriocephalosis*. *Agricultural research service*, 7: 1.
9. **Asgharnia M. and Ghasemi M., 2021** – A comparative study of ectoparasites occurrence between grass carp and silver carp in Guilan province culture ponds, Iran. *J.Fish pathol*, 8: 3.
10. **Awatef T., 2011** - *Effet intra-ponte du moment d'éclosion sur la morphologie, lacroissance et l'effcience métabolique des larves de brochet esoxlucius et de carpe commune Cyprinus carpio*. These de Doctorat, Univ. de Sfax faculte des sciences de Sfax, Sfax, 173p.
11. **Ballintijn M., 1985** - The respiratory function of gill filament muscles in the carp. *Resp. Physiol*, 60: 59-74.

12. **Balon E., 1974** - Origin and domestication of the wild carp, *Cyprinus carpio*: from Roman gourmets to the swimming flowers. *Aquaculture*, 129: 3-48.
13. **Bauer O., 1959** - Parasites of freshwater fish and the biological basis for their control. *Bulletin of the state scientific research institue of lake and river fisheries*, 49:15-18.
14. **Ben Hebireche R. et Gaamour M., 2010** - *Évolution saisonnière des ectoparasites branchiaux chez tilapia nilotica dans la région d'Ouargla*. Mémoire de fin d'étude en vue de l'obtention du Diplôme d'ingénieur d'état en aquaculture, Univ. Kasdi Merbah ,Ouargla, 38p.
15. **Bie A., Akoredeg J., 2013** – Prevalence of endoparasites of clarias gariepinus (burchell 1822) in maiduguri,nigeria,niegerian. *journal of fisheries and aquaculture*, 7 :1.
16. **Bielecki A., Joanna M., Janusz T. and Andrzej W., 2011** – The Invasion of the leech *Piscicola respirans (Hirudinea: Piscicolidae)* on the fins of European grayling *Thymallus Thymallus*. *Versita*, 5: 4.
17. **Borji H., Naghibi A., Nasiri N. and Ahmadi A., 2012** – Identification of *Dactylogyrus* spp. And other parasites of commun carp in northeast of Iran. *J parasite dis*, 5:1.
18. **Boucenna I., Boualleg C., Kaouachi N., Allalgua A., Menasria A., Maazi M., Barour C. et Bensouilah M., 2015** – L'infestation de la population de *Cyprinus carpio* (Linnaeus, 1758) par les copépodes parasites dans le barrage Foum el khanga (Souk-Ahras, Algérie). *Bull soc zoul*, 17: 2.
19. **Breton B. et Gérard T., 1999** -Tous les poissons d'eau douce leur peche et leur gestion. *Editions Jean-Paul Gisserot. France*, 128p: 62.
20. **Brussle J. et Quignard P., 2001** – Biologie des poissons d'eau douce européens, éditions Tec & Doc. *Lavoisier Paris*, 625 p.
21. **Brussle J. et Quignard P., 2013** – Biologie des poissons d'eau douce européens. *Édition Lavoisier Paris*, 740p.
22. **Cavallero S., Montalbano M., Mori E., Iviano A., Claudio L., Sforzi A., D'Amelio A. and Berrilli F., 2021** - Morphological and molecular characterization of *Trichuris* sp.(*Nematoda: Trichuridae*) in crested porcupines (*Hystrix Cristata; Rodentia: Hystricidae*) from Italy. *Diversity*, 11: 4-5.
23. **Chaabouni M., Dhaouadi R. et Fekih O., 2011**– Les parasites des produits de la mer. *Volet Santé Publique Vétérinaire*, 18:5-8.

24. **Clutton-Brock J., 1987-** A natural history of domesticated mammals. *Cambridge Univ.Press.*
25. **Daghigh R., Sattari M., Nezamabadi H. and Ghorbanpour N., 2014** – Occurrence and intensity of parasites in prussian carp, *carassius gibelio* from anzali wetland,southwest casepian sea. *Iranian Journal of fisheries sciences*, 13: 4.
26. **Diouf J. et Toguebaye B ., 1996** – *Eimeria spari* sp. (*Apicomplexa, Eimeriidae*) parasite de *sparus caeruleostictus* (Valenciennes, 1830) (poisson, *Sparidae*) des côtes sénégalaises. *Article available*, 5: 2.
27. **Djili M., 2018** - *Contribution à l'étude de l'âge et de la croissance de la carpe commune (Cyprinus carpio Linnaeus, 1758) de la région de Mascara : cas du barrage Ouizert.* Mém .Univ. Djilali Bounaama, Khemis Meliana, 66p.
28. **Eann M., Harry H., Rebecca M., Mark F., Angela A. and Richard H., 2018** – Two *Diplostomum* species associated with eye damage in rainbow trout (*Oncorhynchus Mykiss*). *Farms In Scotland*, 11: 3-4 .
29. **Eer A., Schie T. et Hilbrands A., 2004** -*La pisciculture en eau douce à petite échelle.* Agrodok15, 85p.
30. **F.A.O., 2006** – Food and agriculture organization, 17p.
31. **Falaise p., 2017** - *les parasites de poisson, agents de zoonoses.* These de Doctorat, Univ. de Toulouse, Toulouse, 251p.
32. **Filippi J., 2013** – *Etude parasitologique d'Anguilla anguilla dans deux lagunes de corse et étude ultrastructurale du tégument de trois digènes parasites de cette anguille.* Thèse en sciences agricoles, Université Pascal paoli, 156p.
33. **Firman M., Agung B., Nur F., Syamsul R., Mohd nor S., Martin W and Zainal A., 2022** – *Lernaea Cyprinacea* Linnaeus, 1758 (*Copepoda: Lernaeidae*) infection on betta rubra perugia, 1893 (*Anabantiformes: Osphronemidae*) from aceh province, Indonesia. *Brazilian Journal of Veterinary parasitology*, 9: 3-4.
34. **Gerard J., 1976** – Sur les parasitoses externs ou ectoparasitoses a l'exception des mycoses. *Bulletin français de pisciculture*, 4: 3-4.
35. **Golam M. and Fahad A., 2015** – Prévalence of ectoparasites in carp fry and fingerlings of ragshahi district,Bangladesh.*Gross Marke*, 4 :2 .

36. **Hajlaoui W., 2006** – *Contribution à l'étude éco biologique de la carpe commune Cyprinus carpio (Linnaeus, 1758) dans la retenue de barrage de Sidi Saâd*. Diplôme de mastère en limnologie et ressources en milieux continentaux. INAT, 83p.
37. **Hemmer H., 1990-** Domestication: the decline of environmental appreciation. *Cambridge University Press*.
38. **Henneguy L., 1883-** Sur un infusoire flagellé ectoparasite des poissons. *C R Hebd Séances Acad Sci*, 96:658–660.
39. **Hoglund J., 1999** - Larves de *Diylostomum spathaceum* (Diplostornose) chez le poisson. 4:2-3.
40. **Horde P., 2016** – Parasites – Définition, *Journal des Femmes Santé*.
41. **Horvath T et Coche., 1985** – La carpe commune. Production massive des oeufs et larves. *Collection Formation*, 87p.
42. **Isaksen T., 2013** – *Ichthyobodo infections on farmed and wild fish*. Thèse de Doctorat d'état Univ. Bergen, 77p.
43. **Ishtiyag A. and Harpreet K., 2018** – Prévalence site and tissue preference of *Myxozoan* parasites infecting gills of cultured fingerlings of Indian major carps in district fatehgarh sahib Punjab (Indian). *Cross Mark*, 11:4.
44. **Jacques E. et Leguay R., 2004** – *Pathologie d'Argulus foliaceus (linne) chez oncorhynchus mykiss (walbaum)*. Thèse de doctorat d'état. *Ecole nationale veterinaire de nantes*, 116p.
45. **Joyon L. et Lom J.,1969** - Étude cytologique, systématique et pathologique d'*Ichthyobodo necator* (Henneguy, 1883) Pinto, 1928 (Zooflagelle). *Journal of Protozoology*
46. **Juan C., Fabian R., Nydia E., Vicente V., Patricia B., Rafael G., Norma L., Celene S. and Andrea P., 2020** - Genera and species of the *Anisakidae* family and their geographical distribution. *Animals*, 23: 2-4.
47. **Karakisi H. and Demrir S., 2012** – Metazoan parasites of the common carp (*Cyprinus carpio* 1, 1758) from Tahtali dam lake (Izmir). *Original investigation/ozgun Arastirma*, 4: 2.
48. **Keith P. et Allardi J., 2001**– Atlas des poissons d'eau douce de France. Patrimoines naturels, 47: 387 p.
49. **Kent M., Andree K., Bartholomew J., El-Matbouli M., Desser S., Devlin R., Feist S., Hedrick R., Hoffmann R., Khattra J., Hallet S., Lester J., Long- shaw M., Palenzeula**

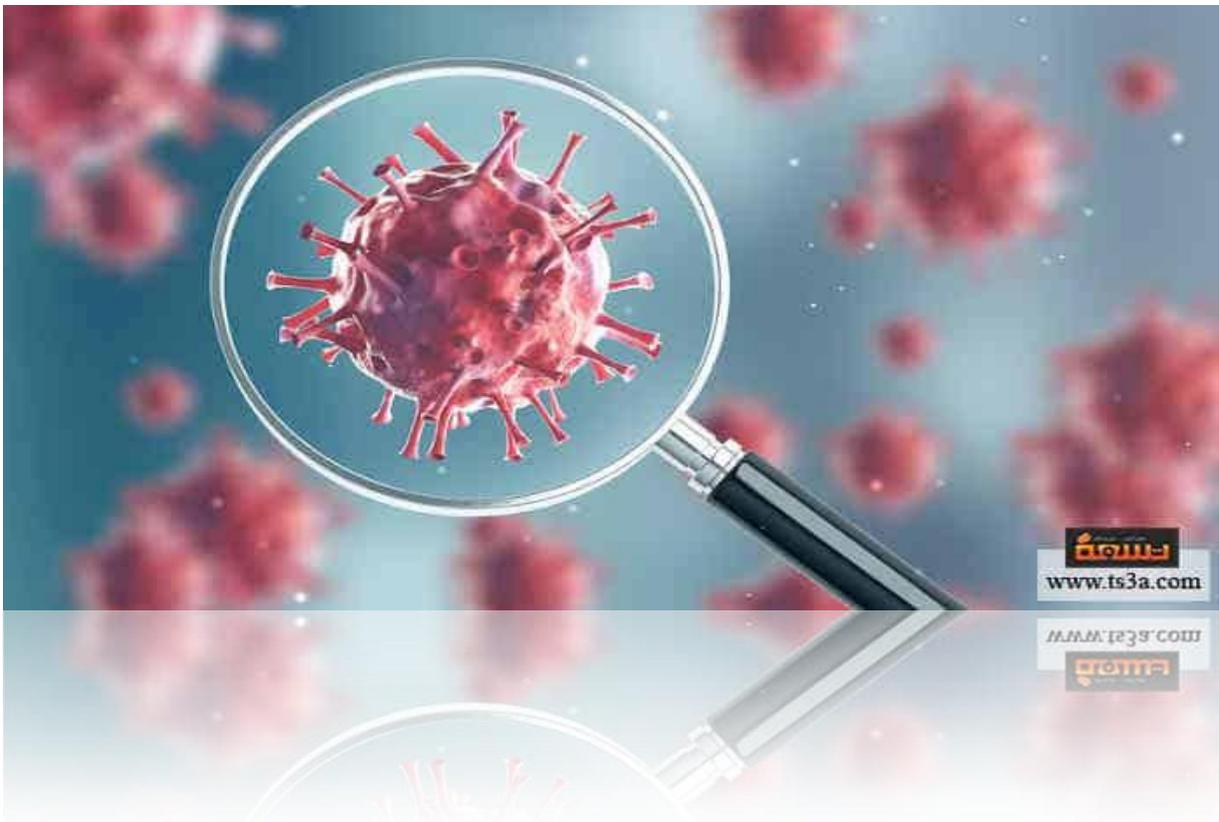
- O., Siddall M. and Xiao C., 2001-** Recent advances in our knowledge of the *Myxozoa*. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 48: 395-413.
50. **Kiener A., 1963** - Poissons, pêche et pisciculture à Madagascar. Nogent sur marne :centre technique forestier tropical, 166 p.
51. **Kinkelin P. et Gerard J., 1972** – Connaissances de base sur la pathologie des poissons. *Bulletin français de pisciculture*, 32: 52-53.
52. **Kudo R., 1966** -Taxonomy and special biology. In protozoology, vol. 5 (ed. Kudo, R.).Charles C. Thomas, Springfield, Illinois (USA), p 439-441
53. **Lamri L., 2012** – *Contribution a letude de la carpe, Cyprinus carpio (Linnaeus, 1758): la systématique et quelques aspects de sa biologie*. Mém. Master en biologie. Univ. Houari Boumedienne, Algérie, 102p.
54. **Larsen A., Bresciani J. et Buchmann K., 2005** - Pathogenicity of *Diplostomum* cercariae in rainbow trout, and alternative measures to prevent diplostomosis in fish farms. *Bull. Eur. Ass. Fish Pathol*, 8:1-2.
55. **Lincoln L., Paulo S. and Marcos T., 2019** - An outbreak of *Ichthyophthirius multifiliis* (Ciliophora:Ichthyophthiriidae) in wild endemic fish fauna *Steindachneridium parahybae* (Siluriformes: Pimelodiidae) in Brazil. *Annals of parasitology*, 421:417-419.
56. **Lom J. and Dyková I., 1992-** Protozoan parasites of fishes. Development in aquaculture and fisheries sciences 26, elsevier publishers, Amsterdam, 315 p
57. **Measures L., 2014** – Anisakiosis and pseudoterranovosis. *National wildlife health center*, 44: 1-2.
58. **Megan G., Andrea S., Timothy H., Tomas S. and David G., 2007** - First record of *Bothriocephalus acheilognathi* in the rio grande with comparative analysis of its2 and v4-18S rrna gene sequences. *Journal of aquatic animal health*, 8: 3.
59. **Michael B., 2014** - An outbreak of *Ichthyophthirius multifiliis* in the klamath and trinity rivers in 2014, 53:1-3.
60. **Mohamed M., Mona M., Amany M. and Omima A., 2010** - Impact of experimental infection with *Gyrodactylus* species on the density of skin mucus in fries of catfish(*clarias gariepinus*) with emphasis on the pathological changes. *Global veterinaria*, 7: 69- 70.
61. **Montacq L., 2020** - *Etude du virus responsable de la maladie du sommeil de la carpe: analyses epidemiologiques et moleculaires*. These de Doctorat, Univ. Paul-sabatier de Toulouse, 145p.

62. **Moravec F., Scholz T., Kuchta R. and Grygier M., 2008** – Female morphology of *Philometra parasiluri* (Nématoda Philometridae) an acunar parasite of the amur catfish silurus asotus in japane. *Versita*, 5: 3.
63. **Moreira D., Lopez G. and Vickerman K., 2004** - An updated view of kinetoplastid phylogeny using environmental sequences and a closer outgroup: proposal for a new classification of the class *Kinetoplastea*. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*, 54: 1861-1875.
64. **Morlot E., 2011** – *Parasitoses zoonotiques a incidence dermatologique chez l’homme*. Thèse de docteur en pharmacie non publié, Univ. Henri Poincare- Nancy I, France, 150p.
65. **Nelson J., 1994** – *Fishes of the world*. 3rd ed. John wiley and sons, New York, 600 pp.
66. **Nikolsky G., 1963**- *The ecology of fishes*, (translated by I. Birkett). Academic press, London, 352 pp.
67. **O.A.D.A., 1995** - Organisation arabe pour le développement agricole.
68. **Oie I., 2018** – *Comparison of eyfluke (Diplostomum spp.) infections of polymorphic whitefish (Coregonus lavaretus l.) populations in two sub-Arctic Norwegian lakes*. Thèse de Doctorat, Univ. Norway, 50p.
69. **Okba M. et Adjroud S., 2020** - *Impact de la charge parasitaire sur quelques paramètres démographiques de la carpe commune (Cyprinus carpio) dans la région de Sétif*. Mém. Master en parasitology. Univ. Mohamed Khider, Biskra, 69p.
70. **Omeji S., Solomon S. and Idoga E., 2011** - A Comparative study of the common protozoan parasites of clarias gariepinus from the wild and cultured environments in benue state, Nigeria. *Journal of parasitology research*, 8p.
71. **Omeji S., Solomon S. and Obanda, R., 2010** - A comparative study of the common protozoan parasites of heterobranchus longifilis from the wild and cultured environments in benue state. *Pakistan Journal of nutrition*, 9:865-872.
72. **Padrós F., Zarza C. and Crespo S., 2001** - Histopathology of cultured sea bream sparus aurata infected with *Sanguinicolid* trematodes. *Diseases of aquatic organisms dis aquat org*, 6:2.
73. **pérez-dem-olmo A., Simona G. and Aneta K., 2014** – Molecular and morphological evidence for three species of *Diplostomum* (Digenea: Diplostomidae) parasites of fishes and fish-eating birds in Spain, 15:2-11.

74. **Radkhah A., 2017** - Introduction to some species of *Argulus* (crustacea: branchiura), parasitic infections in the freshwater fishes. *Jasemissn*, 4: 2.
75. **Raja F., 2020** - *Bothriocephalus acheilognathi* - Asian tapeworm. *Parasitology*, 13: 1-4.
76. **Rakotomandimby F., 2008** - *Comparaison de l'efficacité de nouveaux aliments sur la croissance des larves de Cyprinus carpio lors des premières phases de développements*. Mém. Univ. Mahajanga, Madagascar, 53P.
77. **Robert M., Andrew M. and David C., 1998** - Ich (white spot disease). *Srac publication*, 6:2.
78. **Robertson D., 1985** - A review of *Ichthyobodo necator* (Henneguy, 1883), an important and damaging fish parasite. *Recent adv aquac*, 2:1-30.
79. **Roubal F. and Bullock A., 1987** -Differences between the host-parasite interface of *Ichthyobodo necator* (Henneguy, 1883) on the skin and gills of salmonids. *Journal of fish diseases*, 10:237-240.
80. **Rushton-mellor S. and Boxshall G., 1994** - The developmental sequence of *Argulus foliaceus* (Crustacea, Branchiura). *Journal of natural history*, 28:763-785.
81. **Ruth F. and Peggy R., 2012** - *Ichthyophthirius multifiliis* (white spot) infections in fish1, 4:2-3.
82. **Sba B. et Benrima A., 2017** - Biodiversité acridienne et floristique en milieux stéppiques naturels et reboisés dans la région de Moudjbara-Djelfa (Algérie). *Revue agrobiologia*, 13:322-323.
83. **Schaperclaus M., 1961** - Les maladies des poissons. *Bulletin français de pisciculture*, 17:49-50.
84. **Schlumberger O. et Elie P., 2008-** Poissons des lacs naturels français: ecologie des espèces et évolution des peuplements. *Edition quae, Paris*, 212:104.
85. **Scholz T., Šimková A., Rasamy J. and Kuchta R., 2018** - The first record of the invasive asian fi sh tapeworm (*schyzocotyle acheilognathi*) from an endemic cichlid fi sh in Madagascar. *Institute of parasitology*, 87: 84.
86. **Schubert G., 1966** - Zur ultracytologie von *Costia necatrix* leclerq. Unter besonderer berücksichtigung des kinetoplast mitochonrions. *Zeitschrift fur parasitenkunde*, 27:271-286.
87. **Shariff M., Richards R. and Sommerville C., 1980** - The histopathology of acute and chronic infections of rainbow trout salrno gairdneri richardson with eye flukes, *Diplostomum* spp. *J fish dis*, 3:455-465

88. **Sylvie G., 2013** - *Risques d'infection parasitaire par le poisson cru cas de l'anisakidose et de la bothriocephalose*. Thèse de doctorat d'état Univ. Limoges, 124p.
89. **Terofal F., 1987**- *Les Poissons d'eau douce*. Edition Solar Paris, 287 p.
90. **Todal J., Karlsbakk E., Isaksen T., Plarre H., Urawa S., Mouton A., Hoel E., Koren C. and Nylund A., 2004** - *Ichthyobodo necator (Kinetoplastida)* - A complex of sibling species. *Diseases of aquatic organisms*, 58: 9-16.
91. **Tomáš S., Daniel B. and Mikuláš O., 2018** - The occurrence of the non-native tapeworm *Khawia japonensis* (yamaguti, 1934) (cestoda) in cultured common carp in the czech republic confirms its recent expansion in Europe. *BioInvasions records*, 6:3.
92. **Untergasser D., 1999** - *Maladies des poissons d'aquarium. Diagnostic et traitement*. Primaris edizioni.
93. **Vickerman K., 1976** - The diversity of the kinetoplasid flagellates. In biology of the *Kinetoplastida*, vol. 1 (eds. Lumsden, W. H. R., and evans, D. A.). Academic press, London, 1-34.
94. **Vuic N., Turkovic C., Vlaic evic B., Stojkovic P. and Dubravka C., 2022** - The influence of *Contracaecum* larvae (nematode, anisakidae) parasitism on the population of prussian carp(carassius gibelio) in Lake Sakadaš, Croatia. *Pathogens*, 13: 2-3.
95. **Woo P., 1994** -Flagellate parasites of fish. In: Kreier JP, Baker JR (eds) parasitic protozoa, vol 8. Academic press, San Diego, p 1–80.
96. **Yuriy K., Nataliya M., Anna B. and Markéta O., 2018** - Aquaculture as a possible vector in the spread of *Posthodiplostomum centrarchi* (Hoffman, 1958) (*Digenea: Diplostomidae*) in Europe. The author (s). *Journal compilation reabic*, 6: 428-429.
97. https://encryptedtbn0.gstatic.com/images?q=tbn:ANd9GcSRdK_IbMYG81jKTN3DYKUwEV56v5uRw8pHfA&usqp=CA.

Annexes



Annexe 3. Photographies des ectoparasites du carpe.



Figure 1 : *Trichodina* sp.
(Daghigh et al., 2014).

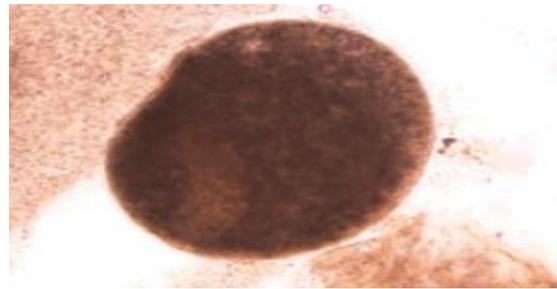


Figure 2 : *Ichthyophthirius multifiliis*
(Daghigh et al., 2014).



Figure 3 : *Copepodid*
(Daghigh et al., 2014).



Figure 4 : *Gyrodactylus kobayashii*
(Daghigh et al., 2014).



Figure 5 : *Dactylogyrus arquatus*
(Daghigh et al., 2014).



Figure 6 : *Dactylogyrus formosue*
(Daghigh et al., 2014).

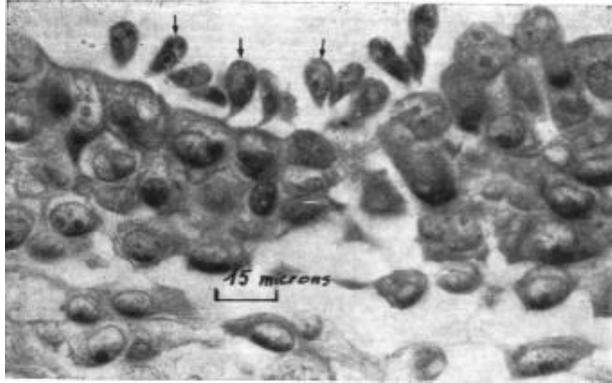


Figure 7 : *Costia*
(Kinkelin et Gerard, 1972).



Figure 8 : *Chilodonella piscicola*
(Abdel -Azeem et al., 2014).



Figure 9 : *Gyrodactylus* species
(Mohamed et al., 2010).

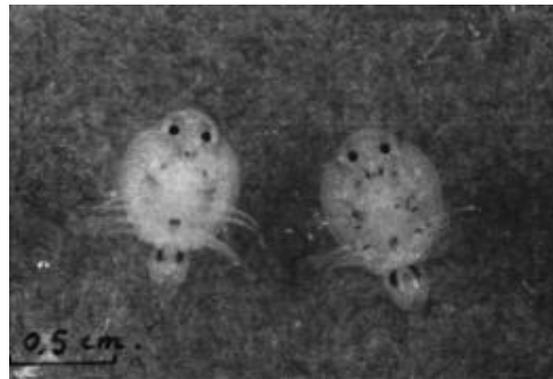


Figure 10 : *Argulus*
(Kinkelin et Gerard, 1972).

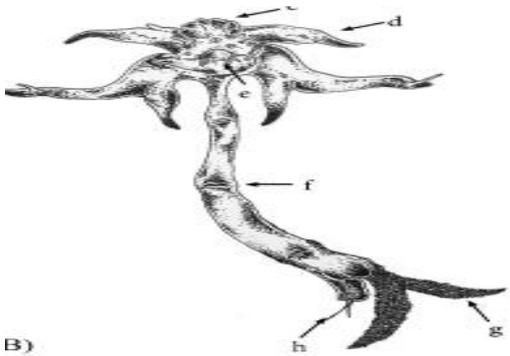


Figure 11 : *Lernaea cyprinacea*
(Firman et al., 2022).

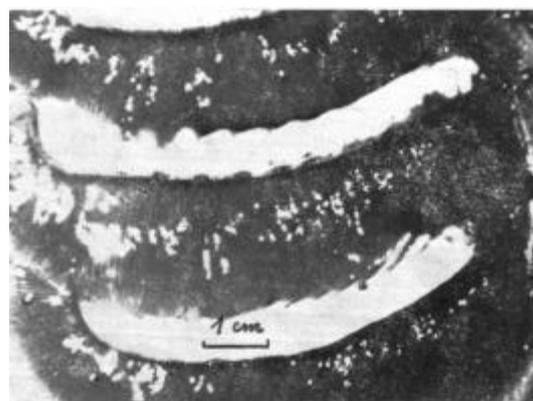


Figure 12 : *Ergasilus*
(Kinkelin et Gerard, 1972).

Annexe 4. Photographies des parasites digestifs du carpe.



Figure 1 : *Diplostomum sphaecum*
(Daghigh et al., 2014).



Figure 2 : *Myxobolus* sp.
(Okba et Adjroud , 2020).

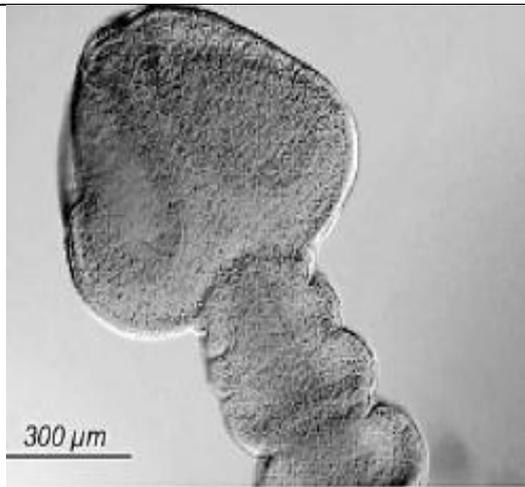


Figure 3 : *Bothriocephalus acheilognatha*
(Raja, 2020).

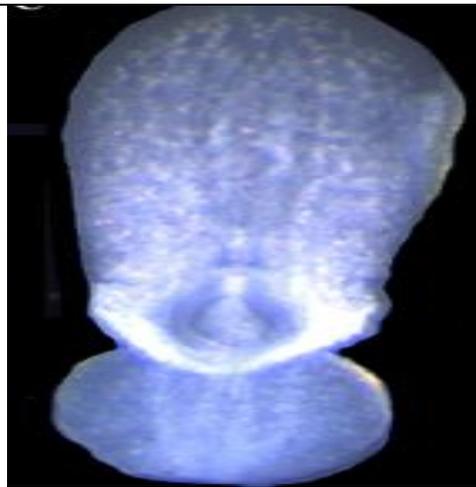


Figure 4 : *Posthodiplostomum*
(Yuriy et al., 2018).



Figure 5 : *Ligulus*
(Kinkelin et Gerard, 1972).

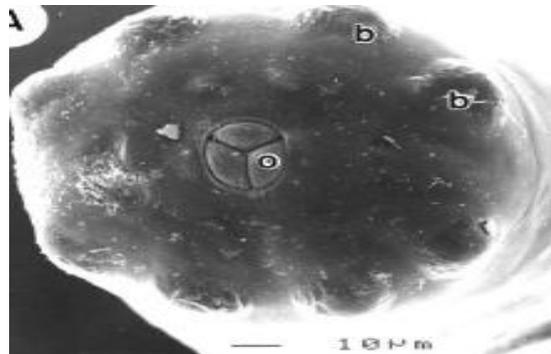


Figure 6 : *Philometra parasiluri*
(Moravec et al., 2008).

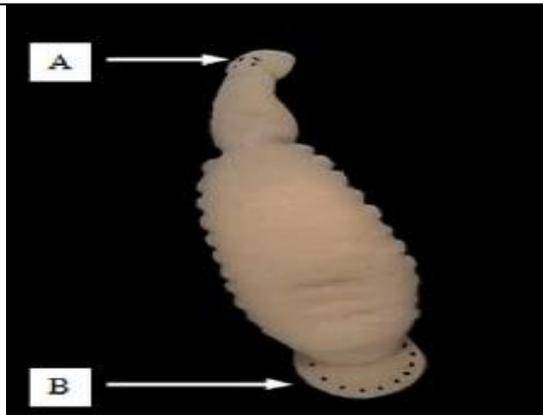


Figure 7 : *Piscicola respirans*
(Bielecki et al., 2011).



Figure 8: *Anisakis* sp.
(Sylvie, 2013).

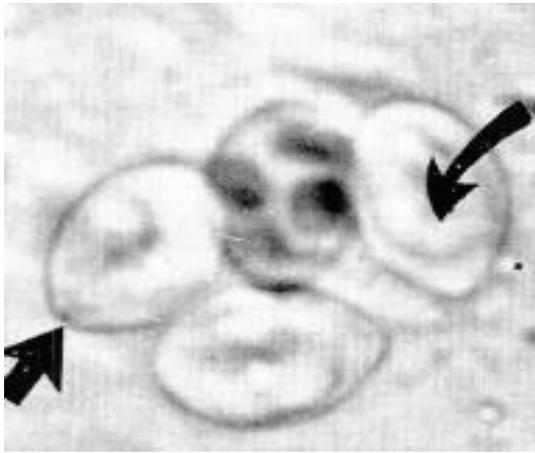


Figure 9 : *Eimeria spar*
(Diouf et Toguebaye, 1996).

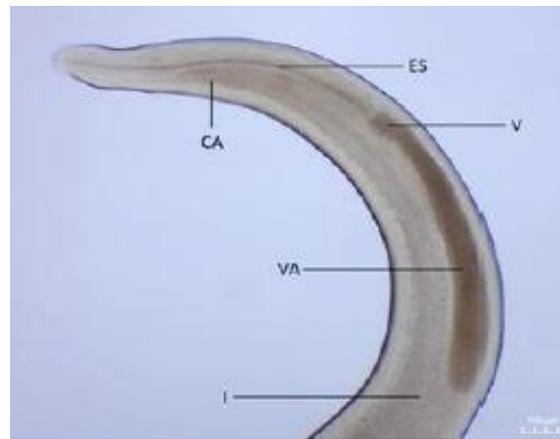


Figure 10 : *Contracaecum* sp.
(Vuic et al., 2022).

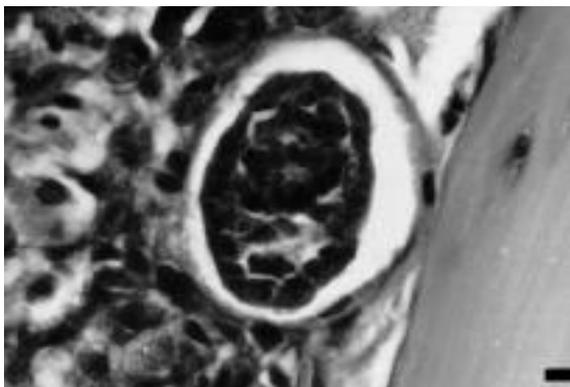


Figure 11 : *Sanguinicolid* trematodes
(Padros et al., 2001).

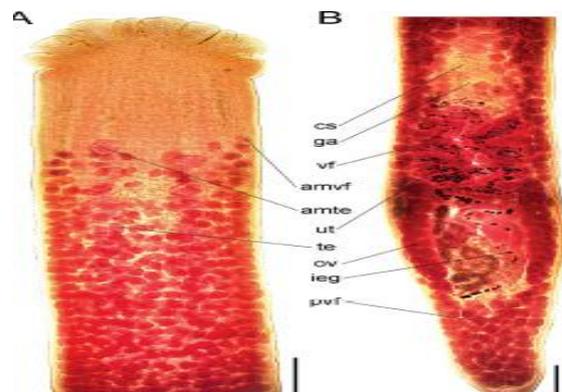


Figure 12 : *Khawia japonensis*
(Tomáš et al., 2018).

- Parasites qui infectent les poissons d'eau douce (Gerard, 1976).

PARASITES VISIBLES A L'ŒIL NU		GENRE	LOCALISATION PARTICULARITES	INTERVENTION
		CRUSTACES	 <p><i>ERGASILUS</i> sp. (1.3 à 1.7 mm)</p>	Fixé dans les branchies
 <p><i>LERNAEA</i> sp. (1 à 10 mm)</p>	Fixé dans la peau			
 <p><i>TRACHELIASTES</i> (5 à 10 mm)</p>	Fixé dans les nageoires			
 <p><i>ARGULUS</i> sp. (L. 4 à 5 mm) (l. 3 à 4 mm)</p>	Libres sur la peau			
VERS	 <p><i>GEOMETRA</i> (Sangsue) (30 mm)</p>	Libres sur la peau	Masoten N.T. n° 09	
	 <p><i>ICHTYOPHTIRIUS</i> sp. (0.05 à 1 mm)</p>	Implanté sous l'épiderme - Point blanc	Formol N.T. n° 5 Vert de Malachite N.T. n° 3	

PARASITES INVISIBLES A L'ŒIL NU		GENRE	LOCALISATION PARTICULARITES	INTERVENTION
		VERS	 <i>GYRODACTYLUS</i> sp. (0.7 mm)	Se déplacent dans le mucus cutané
 <i>DACTYLOGYRUS</i> sp. (0.7 mm)	Sur les branchies			
 <i>DIPLOZOON</i> sp. (1 mm)	Fixé sur les lamelles branchiales			
 <i>COSTIA</i> (0.005 à 0.01 mm)	Peau et branchies		Formol N.T. n° 5	
PROTISTES	 <i>OODINIUM</i> (L. 0.015 à 0.15 mm) (l. 0.015 à 0.07 mm)	Peau; fixé dans l'épiderme. La peau prend une couleur « rouille »		
	 <i>CHILODONELLA</i> (0.06 mm)	Peau		
	 <i>TRICHODINA</i> sp. (0.05 mm)	Peau; irritation augmentée par la rotation permanente du parasite		

دراسة بعض طفيليات المبروك بمنطقة الجلفة

ملخص

اهتمت هذه الدراسة بالبحث عن الطفيليات الداخلية و الخارجية لسمك الشبوط الشائع في ولاية الجلفة في منطقة روس لعيون تم تقييم انتشار الاصابة الطفيلية في الفترة ما بين شهر ماي- اوت تم تنفيذ العمل على خمس عينات تنتمي الى فصيلة

Cyprinus carpio

حيث كانت نسبة الاصابة 80 بالمئة (4 من 5) اظهرت الدراسة التي اجريت ان الاناث اكثر حساسية للطفيليات و ذلك بعد ملاحظة معدل الاصابة الاجمالي لدى الاناث يقدر ب 60 بالمئة مقابل 40 بالمئة من الذكور مكنتنا هذه الدراسة من التعرف على الطفيليات الداخلية من عائلات مختلفة منها

Trichuris sp. Trématodes *Sanguinicolidés*, *Costia*, *Contracaecun* sp. *Myxobulus* sp. و الخارجية منها

Ichthyophirius multifilius

ولاحظنا التشابه في نسب الاصابة هذه الطفيليات للمضيف التي تقدر 20 بالمئة.

Etude de quelques parasites des carpes dans la région de Djelfa

Résumé

Cette étude a porté sur la recherche des parasites internes et externes de la carpe commune dans la wilayat de Djelfa dans la région de Ross laâyoune le travail a été réalisé sur 5 échantillons appartenant à la famille des *Cyprinus carpio* la propagation de l'infestation parasitaire a été évaluée dans la période entre Mai - Août, où le taux d'infection était de 80% (4 /5), l'étude qui a été menée a montré que les femelles sont plus sensibles aux parasites, après avoir observé le taux d'infection total chez les femelles estimé à 60% contre 40% chez les mâles, cette étude nous a permis d'identifier des parasites internes de différentes familles, dont *Trichuris* sp. Trématodes *Sanguinicolidés*, *Costia*, *Contracaecun* sp. *Myxobulus* sp.

Et exogènes, dont *Ichthyophirius multifilius*, et nous n'avons aucune similitude dans le taux d'infection de ces parasites à l'hôte, qui est estimé à 20%.

Study of some carp parasites in the Djelfa region

Abstract

This study focused on the search for internal and external parasites of common carp in the wilayat of Djelfa in the Ross laâyoune region, the work was carried out on 5 samples belonging to the family of *Cyprinus carpio*, the spread of the infestation parasite was evaluated in the period between May - August, where the infection rate was 80% (4/5), the study that was conducted showed that females are more susceptible to parasites, after observing the rate total infection in females estimated at 60% against 40% in males, this study allowed us to identify internal parasites from different families, including *Trichuris* sp. Trématodes *Sanguinicolidés*, *Costia*, *Contracaecun* sp. *Myxobulus* sp. And exogenous, including *Ichthyophirius multifilius*, and we have no similarity in the infection rate of these parasites to the host, which is estimated at 20%.