

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

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biologie Physico-chimique
Filière : Sciences Biologiques
Option : Biochimie Physiopathologique



Réf :.....

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

MASTER

Thème

**Aspects anatomo-histopathologiques
de quelques espèces de poissons
pêchées dans le golfe de Bejaia**

Présenté par :

Gasmi Ahlem & Ouari Karima

Soutenu le : **18 Juin 2017**

Devant le jury composé de :

M^{me} MOUHOUB-SAYAH C.

MCA

Présidente

M^{me} DJOUDAD-KADJI H.

MCA

Encadreur

M^r RAMDANE Z .

professeur

Examineur

Année universitaire : 2016 / 2017

Remerciements

Tout d'abord, louange à « ALLAH » : le tout puissant, le très miséricordieux qui nous a donné la santé, la force, le courage et l'opportunité de mener ce travail à terme.

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à **M^{me} KADJI** d'avoir accepté d'être promotrice de ce mémoire. Nous la remercions pour son encadrement de qualité, sa disponibilité, et pour la confiance qu'elle nous a accordé tout en nous laissant libre dans notre choix. Nous la remercions ainsi pour ses pertinents conseils, ses orientations et pour les efforts qu'elle avait consentis avec beaucoup de sympathie et de patience, ce qui nous a permis de mener à terme ce projet.*

*Nos Remerciements vont également à **M^{me} MOUHOU-B-SAYAH** pour l'honneur qu'elle nous fait en acceptant de présider le jury qui va juger ce travail.*

*Nous adressons nos remerciements **Mr RAMDANE** pour avoir accepté d'examiner ce travail.*

Nous nous sauront remercier ici les personnes dont la collaboration a été essentielle pour la réalisation de certaines étapes de ce travail, qu'ils trouvent ici notre profonde gratitude.

***M^{me} ICHALAL**, qui n'a laissé aucun effort pour venir à nous aider.*

*Ainsi **Dr SAKLAB**, qui nous a accueilli au sein de son bureau, et nous a facilité la tâche pour la réalisation des coups histologique.*

*Aussi **laboratoire de la faculté de Médecine**, qui nous a permis de réaliser les photos d'Histologie.*

*Merci aux doctorantes de laboratoire **LZA***

*Nous ne pouvons oublier de remercier l'ensemble des enseignants, et des dirigeants de **département de Biologie Physico-Chimique**.*

Et à tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation de ce travail et dont les noms ne sont pas cités.

Je Dédie ce travail :

A l'âme de mon père

A ma mère, Pour ton amour, tes encouragements, tes prières...

Je ne peux te remercier jamais maman.

A mes adorables sœurs, mes beaux frères,

*A mon très cher époux **ALI** et sa famille ...*

*A tout mes amis, en particulier mon ami **DIDAOUS**...*

*Je cite particulièrement mon cher binôme : **OUARI KARIMA***

Ahlem

Je dédie ce modeste travail,

A mes chers parents

Mon Père, Ouari Farid. Aujourd'hui plus que jamais, j'apprécie la valeur de tes efforts, la justesse de ton éducation et le caractère précieux de tes conseils.

Papa tu resteras pour moi un exemple ; mieux je dirai que tout enfant souhaitera t'avoir comme père. Recevez ici Papa toute ma reconnaissance et tout mon respect.

Ma Mère, Ikhlef Rahima. J'ai du mal à avoir les mots nécessaires pour parler de toi. Ce travail est le fruit de tes nombreux sacrifices, de tes multiples souffrances pour mon éducation mais aussi un fruit de tes bénédictions. Maman je te dois tout dans cette vie,

trouve ici tout l'amour et l'admiration que j'ai pour.

Mes frères Iskander et Djamel El-Dine

Nulle dédicace ne saurait exprimer mon estime et mon profond amour.

Vos sacrifices inoubliables, votre encouragement tout au long de mes études m'ont permis de concrétiser mes objectifs.

A ma sœur Imane

Ne vois pas en moi un exemple à suivre mais à dépasser

Puissions-nous rester toujours aussi unis dans la tendresse, solidaires dans la vie et fidèles à l'éducation que nos chers parents ont su nous inculquer.

Tous mes vœux de réussite et de bonheur!

*A ma grand père « **DJado Saïd** » ;*

*A mon mari **Omar** ainsi que toute ma belle famille ;*

A mes très chers amies que j'aime beaucoup, exceptionnellement Sima, Nora et Chafiâa, merci d'avoir été toujours à mes côtés et de m'avoir soutenue ;

*A mon binôme **Ahlem** et toute sa famille;*

A tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

Liste des abréviations	
Liste des tableaux	
Liste des figures	
Introduction	1

PARTIE I : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I.1. Les anomalies macroscopiques chez les poissons.....	3
I.1.1. Déformation du corps.....	3
I.1.2. Altération de la couleur.....	3
I.1.3. Les lésions.....	4
I.1.4. Hémorragies.....	4
I.1.5. Opacité oculaire	5
I.1.6. Exophtalmie.....	6
I.1.7. Anomalies hépatiques	6
I.1.8. Anomalies gonadiques	7
I.2. Les anomalies microscopiques chez les poissons.....	9
I.2.1. Histopathologie du foie.....	9
I.2.2. Histopathologie des gonades.....	11
I.2.3. Histopathologie de l'œil.....	12

PARTIE II : MATERIEL ET METHODES

II.1. Zone d'étude.....	16
II.2. Les poissons examinés.....	16
II.3. Travail au laboratoire.....	16
II.3.1. Identification.....	16
II.3.2. Présentation des espèces.....	16
II.3.3. Examen macroscopique.....	18
II.3.4. Examen microscopique.....	20

PARTIE III : RESULTATS ET DISCUSSIONS

III.1.	Examen macroscopique.....	22
III.1.1.	Déformation de corps.....	22
III.1.2.	Lésions.....	22
III.1.3.	Altération de la couleur.....	23
III.1.4.	Hémorragie du corps.....	24
III.1.5.	Hémorragie oculaire.....	25
III.1.6.	Exophtalmie.....	26
III.1.7.	Opacité oculaire.....	26
III.1.8.	Les anomalies au niveau du foie.....	27
III.1.9.	Les anomalies au niveau des gonades.....	28
III.2.	Examen microscopique.....	29
III.2.1.	Histopathologie du foie.....	30
III.2.2.	Histopathologie des yeux.....	32
III.2.3.	Histopathologie des gonades	34
Conclusion et perspectives.....		35
Bibliographie.....		37

Annexe

HSI : Index Hepatosomatique

Ni : Nickel

PAHs : Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques

ROS : Espèce Réactive de l'Oxygène

UDN : nécrose cutanée ulcéralive

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
I	Les effectifs des poissons pêchés dans le golfe de Bejaia.	16

Figure	Titre	page
1	Déformation de colonne vertébrale chez <i>Brevoortia tyrannus</i> .	3
2	Altération de la couleur chez <i>Salvelinus fontinalis</i> .	3
3	a) Hyperplasie chez <i>Brevoortia tyrannus</i> ; b) Erosions des nageoires caudales; c) Ulcération abdominale chez une anguille jaune.	4
4	a) : Hémorragie de la nageoire pectorale et de son pédoncule chez une anguille jaune ; b) : Hémorragie abdominale chez une anguille jaune.	5
5	a) : Zones hémorragiques sous la cornée ; b) Zones hémorragiques dans la chambre antérieure de l'œil.	5
6	Opacité cornéenne.	5
7	Exophtalmie chez <i>Moronea mericana</i> .	6
8	a) Foie gras de couleur crème ou bronzer ; b) Foie avec décoloration totale ; c) Décoloration focale du foie ; d) Foie vert.	6
9	Nodules dans le foie.	7
10	<i>Anisakis</i> sp. a) <i>Anisakis</i> sp. au niveau du foie ; b) Aspect générale sur le quel est trouvé le genre <i>Anisakis</i> sp.	7
11	Différences de couleurs et des formes irrégulières observées chez les mullets.	8
12	Gonades de <i>Barbus callensis</i> identifiées comme intersex ; a) Présence d'un ovaire et d'un testicule ; b) Deux ovaires et deux testicules associés ; c) Deux testicules entièrement liés à deux ovaires.	8
13	Gonades montrant l'atrophie.	8
14	Coupes histologiques de foie montrant le tissu hépatique avec des changements pathologiques ; a) Vacuolisation cytoplasmique des hépatocytes ; a et b) Tissu nécrotique de foie; b et d) Centre de melanomacrophage. c et d) Vacuolation de lipide et rupture structurale.	9

15	<p>Micrographes d'histopathologie de foie ; a) Zone discret de la nécrose de foie(*), enveloppé par réponse inflammatoire de lymphocytes/monocytes (flèche). L'infiltration lymphocytaire et monocyttaire (inflammation) a été souvent observée chez <i>A.thalassinus</i> dispersé entre les hépatocytes dans une proportion de poissons relativement grande à tous les emplacements et a été rarement vue former les foyers discrets ; b) Zone étendu de la nécrose montrant la perte de structure architecturale normale (*) et infiltration marquée de lymphocyte/monocyte (flèche) ; c) La couleur comme brun dans le cytoplasme des hépatocytes (flèches) a suggéré la cholastase hépatique putatif ; d) Basophiles dans le foyer d'altération cellulaire (flèche) ; e) Eosinophiles dans le foyer d'altération cellulaire (flèche) ; f) Apoptos hépatocellulaire (flèches) à côté de grand vaisseau sanguin et la présence du rétrécissement cellulaire et fragmentation d'ADN.</p>	10
16	<p>Section du foie du tilapia <i>Oreochromis</i> spp. infecté par <i>Streptococcus agalactiae</i> ; a) La congestion du vaisseau sanguin (flèche épaisse), la thrombose du vaisseau sanguin portique (flèche principale), et l'infiltration inflammatoire de cellules (flèche mince) ; b) La congestion des sinusoides et la perte de hépatocytes (flèche mince), et dégénération vacuolaire des hépatocytes (flèche principale).</p>	10
17	<p>Changements pathologiques observés chez les poissons Zèbre traités avec 17-éthinyloestradiol (EE2) ; a) Les mâles ; b et c) Les femelles.</p>	11
18	<p>Ovotestis montrant des amas de spermatocytes dans le tissu ovarien</p>	12
19	<p>Observations microscopique de gonades mâles ; a) Témoin ; b) Exposés à 20 µg/l ; c) Exposés à 250 µg/l.</p>	12
20	<p>La rétine de l'œil de <i>M. cephalus</i> exposée à la des concentrations différentes de (Ni) (mg/l) pendant 30 jours ; a) Arrangement normal ; b) La rétine de l'œil de poissons exposé à 3 mg/l de Ni ; c) La rétine de poisson exposée à 4.8 mg/l de Ni ; d) A 7.8 mg/l de Ni ; e) A 13.8 mg/l de Ni ; f) A 22.6 mg/l de Ni.</p>	13

21	Zone de l'œil du tilapia hybride <i>Oreochromis</i> spp. naturellement infecté par <i>Streptococcus agalactiae</i> ; a) Des dommages de la lentille (flèche) ; b) L'œdème choroïdal (flèche épaisse), choroïde hyperémique (flèche mince), et l'hémorragie (tête de flèche) ; c) L'hyperplasie de rétine (tête de flèche), l'hémorragie choroïdale (flèche mince), et l'œdème choroïdal (flèche épaisse) ; d) L'hyperplasie de la rétine (tête de flèche), l'œdème de la rétine (flèche épaisse), l'hémorragie choroïdale (flèche mince), et l'œdème choroïdal (astérisque) avec l'infiltration cellulaire inflammatoire.	14
22	Zone d'étude.	16
23	Etapes de prélèvement des organes de poisson : le Foie, les yeux, les gonades.	19
24	Etapes de réalisation des coupes histologiques.	20
25	Déformation de la colonne vertébrale chez la saupe (<i>Sarpa salpa</i>) pêchée dans le golfe de Bejaia.	22
26	Lésions externes chez les poissons pêchés dans le golfe de Bejaia ; a) Nageoire caudale normale chez la Saupe (<i>S. salpa</i>) ; b) Erosions dans les nageoires anale et caudale chez le Merlu (<i>M. merluccius</i>) ; c) Dépouillements des écailles chez la Saupe (<i>S. salpa</i>) ; d) Ulcères au niveau de la tête de Chinchard à queue jaune (<i>T. mediterraneus</i>).	23
27	a) Anomalies pigmentaires chez le chinchard à queue jaune <i>T. mediterraneus</i> ; b) Absence des écaille chez la bogue <i>B. boops</i> .	24
28	a) Hémorragie de la tête et nageoires pelvienne chez le Chinchard à queue jaune <i>T. mediterraneus</i> ; b) Tâche hémorragique à coté de nageoire pectorale chez le Mulet <i>L. aurata</i> ; c) Anus et nageoire anale hémorragique chez le <i>Merluccius merluccius</i> .	24
29	Hémorragie oculaire chez les poissons pêchés dans le golfe de Bejaia ; a) œil de la Saupe <i>S. salpa</i> macroscopiquement normale ; b) Œil hémorragique chez la Saupe <i>S. salpa</i> ; c) Hémorragies dans la chambre intérieure de l'œil chez le bogue <i>B. boops</i> ; d) Hémorragies sous la cornée d'œil chez le Merlu <i>M. merluccius</i> .	25
30	Un œil exophtalmique chez le chinchard à queue jaune <i>T. mediterraneus</i> pêché dans le golfe de Bejaia. a) œil physiologiquement normale (flèche épaisse blanche) ; l'œil physiologiquement exophtalmique (flèche mince noir), b) Différence de la forme entre l'œil normale et l'œil exophtalmique (la flèche noir épaisse).	26

31	Opacité détectée chez le gobie noir <i>G. niger</i> pêché dans le golfe de Bejaia ; a) Des yeux normaux ; b) Un œil opaque.	26
32	Anomalies au niveau du foie. a) Infestation légère par <i>Anisakis</i> sp. chez Merlu <i>M. merluccius</i> b) Infection sévère <i>Anisakis</i> sp. Chez le Merlu <i>M. merluccius</i> . c) Perte partielle de couleur du foie chez le Gobi noir <i>G. niger</i> .	27
33	Anomalies macroscopiques au niveau des ovaires du Merlu <i>M. merluccius</i> ; a) Mal développement associé à une infestation parasitaire par les nématodes du genre <i>Anisakis</i> ; b) Coloration anormale des ovaires associée à la présence des tâchesverdâtres à runes.	28
34	Anomalies macroscopiques au niveau des testicules ; a) Mal développement associe à une hypertrophie cheze le Bogue <i>B. boops</i> (cercle) ; b) Infestation parasitaire chez <i>T. mediterraneus</i> (flèches) ; c) Des constriction chez <i>T. mediterraneus</i> .	29
35	coupes histologiques du foie du Merlu <i>M. merluccius</i> ; a) Thrombose de vaisseau sanguin (la tête de flèche) ; Congestion des vaisseaux sanguins (flèche dense) ; Infiltration des cellules inflammatoires (flèche mince) ; b) Zoom de la zone d'infiltration lymphocytaire ; c/d/g) Infestation parasitaire par les nématodes du genre <i>Anisakis</i> (flèche noir) ; Désagrégation (nécrose) du tissu hépatique (étoiles) ; e/f) Coups histologiques des nématodes de genre <i>Anisakis</i> sp (Rudolphi, 1809).	31
36	Coupes histologiques des yeux de gobie noir <i>G. niger</i> ; a) Un œil témoin une couche d'épithélium de colorant ; b,c,d) Un œil morphologiquement normal (x4) ; e) Un œil manifestant une opacité oculaire (x10) ; f) Un œil manifestant une opacité oculaire (x4).	32
37	Coupes histologiques des yeux de <i>T. mediterraneus</i> ; a, b, c, d) Un œil morphologiquement normal (x4) ; e) Un œil présentant une exophtalmie (x4) ; f) Un œil présentant une exophtalmie (x10) : Dommages cellulaires au niveau de la lentille de l'œil (bulles) ; désorganisation des couches rétiniennes (flèches) ; détachement entre les couches de la rétine (étoile).	33
38	Coupes histologiques des yeux de <i>S. salpa</i> ; a, b, c) Un œil morphologiquement normal manifestant une désorganisation des couches cellulaires des l'œil (x4), d, e) Un œil hémorragique manifestant une désorganisation des couches cellulaires des l'œil (x4) ; f) Un œil hémorragique (x10) : dommages cellulaires au niveau de la lentille de l'œil (bulles) ; détachement entre les couches rétiniennes (étoile) ; evahissement de sang (flèches).	33

39	Coupes histologiques de gonades infestées par les parasites ; a) Envahissement des ovocytes par la <i>granulosa</i> au 3 ^{ème} stade de développement ovocytaire (flèche fine) ; a, b, c) Nématodes.	34
-----------	---	-----------

INTRODUCTION

Le progrès socioéconomique enregistré dans le monde a engendré de graves problèmes de pollution portant atteinte à la santé humaine et à l'équilibre écologique, ainsi les eaux douce et océanique sont devenu le réceptacle de pollution multiple et d'origine variée (Koller, 2004).

Par conséquent, les déversements polluants peuvent modifier profondément les composants physicochimiques des milieux aquatiques récepteurs ainsi que les biocénoses peuplant ces milieux (Pesson, 1980).

Il est à noter alors que la pollution des écosystèmes aquatiques est un problème sérieux et croissant. Le nombre et la quantité de produits chimiques industriels, agricoles et commerciaux déchargés dans l'environnement aquatique ont mené à de divers effets délétères sur les organisations aquatiques (McGlashan et Hughies, 2001).

Dans la littérature, les réponses biologiques ont été étudiées via l'utilisation d'espèces sentinelles de la qualité du milieu aquatique. Ces espèces bioaccumulatrices, sont utilisées en considérant que les bioconcentrations en polluants et les effets biologiques mesurés sont représentatifs de la contamination de leur milieu environnant (Lucas, 2015).

De ce fait, différents organismes aquatiques sont utilisés pour étudier les effets de contaminations tels que les mollusques (Cossa, 1995; Hiss et *al.*, 1999), les échinodermes (Fernandez et Beiras, 2001), les crustacés (Clason et *al.*, 2003), les oiseaux (Jenssen, 1994; Bradbury et Kirby, 2006), les mammifères marins (Aguilar et *al.*, 2002) ou encore les poissons (Van der Oost et *al.*, 2003, Milinkovitch et *al.*, 2012).

Les poissons représentent des espèces d'intérêt de part leur forte diversité et leur valeur commerciale. Les zones littorales ou estuariennes constituent des zones de reproduction, de nurseries et de croissance pour les poissons qui sont donc susceptibles de subir les effets des contaminations (Beck et *al.*, 2001; Cabral et *al.*, 2007).

Ainsi, dans le but de préserver cette ressource, une meilleure connaissance de leurs réponses biologiques face aux polluants paraît indispensable pour évaluer leur état de santé. De part leur cycle de vie, leur distribution dans les écosystèmes aquatiques ou encore leur comportement, les poissons jouent un rôle important dans la structuration et le fonctionnement des réseaux trophiques aquatiques et peuvent donc être considérés comme des éléments intégrateurs du milieu (Cabral et *al.*, 2007),

Le poisson est de plus en plus utilisé comme sentinelle de l'environnement car il se révèle un excellent indicateur de la qualité des milieux aquatiques et, aujourd'hui, de nombreuses méthodes font appel à lui. Parmi ces différents indicateurs, l'état

sanitaire apparaît comme un indicateur pertinent de l'environnement, mais il reste peu usité et n'est qu'exceptionnellement intégré dans les programmes de surveillance des milieux aquatiques. Or, s'intéresser à la santé des écosystèmes sans prendre en compte la santé des poissons est difficilement concevable (Allardi, 1984).

C'est dans cette logique que s'inscrit ce travail qui vise à évaluer l'état des poissons du golfe de Bejaia, par l'utilisation de deux approches ; l'une est macroscopique (anatomique) par l'analyse des malformations et anomalies caractérisant le corps et les organes et une approche microscopique (histologique) qui vise à la mise en place des éventuelles anomalies histopathologiques qui peuvent être traduites par les tissus et les cellules. Dans cette étude il a été porté un intérêt particulier aux yeux, foies et gonades de huit espèces de poissons marins pêchées dans le golfe de Bejaia, à savoir : **(1)** Le Merlu, *Merluccius merluccius* (Linné, 1758) ; **(2)** Le Mulet doré, *Liza aurata* (Risso, 1810) ; **(3)** Le Mulet-porc, *Liza ramada* (Risso, 1826) ; **(4)** La Saup, *Sarpa salpa* (Linné, 1758) ; **(5)** La Bogue, *Boops boops* (Linné, 1758) ; **(6)** Le Pageat acarné, *Pagellus acarne* (Risso, 1826) ; **(7)** Le Gobi noir, *Gobius niger* (Linné, 1758) ; **(8)** Le Chinchard à queue jaune, *Trachurus mediterraneus* (Steindachner, 1868).

Le manuscrit est subdivisé en trois parties : **(1)** Le premier synthétise les différents résultats des travaux antérieurs sur les principales malformations macroscopiques et microscopiques détectées chez les poissons ; **(2)** La deuxième partie récapitule la démarche expérimentale suivie au laboratoire. **(3)** La dernière partie expose les résultats obtenus et leurs discussions.

PARTIE I :
REVUE
BIBLIOGRAPHIQUE

I.1. Les anomalies macroscopiques chez les poissons

Les anomalies morphologiques des bioindicateurs peuvent être de bons signes de changements environnementaux. Ces anomalies peuvent être des effets secondaires indésirables, ou des adaptations afin d'augmenter les chances de survie dans le nouvel environnement (Dauvin, 2007). Certains auteurs considèrent que le comportement d'un bioindicateur peut également être un facteur à étudier (Wedemeyer et al., 1984). Dans les cas extrêmes, la mort du bioindicateur, causée par des changements physiologiques non viables, pourrait être aussi un critère d'évaluation (Pesson, 1980). Ci-après, les anomalies les plus documentées sur les poissons.

I.1.1. Déformation du corps

Les déformations corporelles peuvent affecter : la tête, les rayons des nageoires, les mandibules, les opercules, la colonne vertébrale,...etc (Fig. 1) (Kane, 2005).



Figure 1: Déformation de colonne vertébrale chez *Brevoortia tyrannus* (Kane, 2005).

Selon Richard et al. (2016), ces anomalies peuvent être causées par de nombreux agents, dont :

- ✓ Les biphényles polychlorés et les pesticides organochlorés ;
- ✓ Les insecticides (organophosphates) et les métaux (cadmium, zinc, mercure, plomb) qui peuvent agir sur le métabolisme des os et modifier leur minéralisation ;
- ✓ Les traumatismes, les infections virales, bactériennes et parasitaires ainsi que les algues toxiques qui peuvent également occasionner des déformations.

I.1.2. Altération de la couleur

Il s'agit d'une modification partielle ou totale du patron normal de la pigmentation des tissus. Deux états sont à considérer : (1) Coloration anormale, (2) Décoloration ou coloration terne référence (Fig. 2) (Girard et Elie, 2007).



Figure 2: Altération de la couleur chez *Salvelinus fontinalis* (Girard et Elie, 2007).

D'après Girard et Elie, (2007), les causes sont principalement.

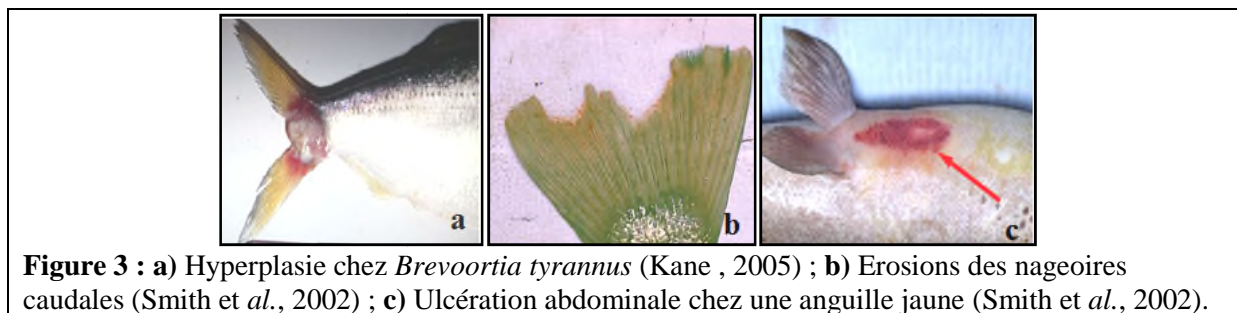
- ✓ **Biologiques** : infections virales, bactériennes, parasitaires ;

-
- ✓ **Physiques** : hypoxie, excès de CO₂, sursaturation gazeuse, minéralisation insuffisante de l'eau ;
 - ✓ **Accidentelles** : hémorragies, traumatismes, irritations, cécité ;
 - ✓ **Nutritionnelles** : carences vitaminiques.
-

I.1.3. Les lésions

Elles sont représentées par :

- **Des hyperplasies épithéliales** qui sont aux augmentations de la taille d'un organe due à l'augmentation du nombre de ses cellules (Fig. 3a) (Ferguson, 1989) ;
- **Des érosions** qui sont des destructions agressives aiguës ou chroniques des muqueuses ou des tissus au niveau des branchies et des nageoires (Fig. 3b) (Richard *et al.*, 2016) ;
- **Des ulcères** qui sont des lésions irréversibles des cellules ou des organes, de forme et de taille variables (Fig. 3c) (Bullock et Roberts, 1975).



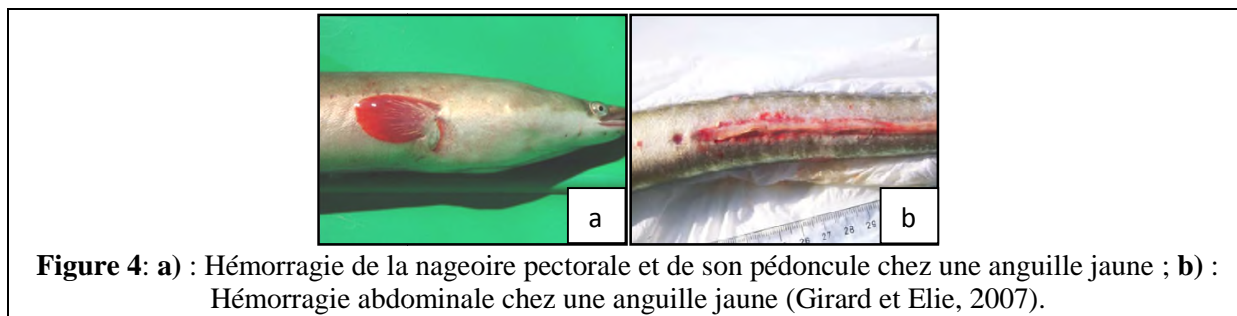
Ces lésions sont caractéristiques de processus dégénératifs, prolifératifs ou infectieux, provoqués par le séjour prolongé des poissons dans des milieux pollués ou par des bioagresseurs :

-
- ✓ **Des parasites trématodes** dans le cas de cataractes et des bactéries - type *Flavobacterium sp.* dans le cas d'atteintes cutanées (Ghittino, 1966 ; Ramade, 1989 ; Boge *et al.*, 1991).
 - ✓ Le cadmium dans le cas des nécroses dermiques et érosions des nageoires (Gony *et al.*, 1988 ; Cossa et Lassus, 1989) ;
 - ✓ Le chrome, le pétrole et ses dérivés dans le cas des ulcérations tégumentaires (Nounou *et al.*, 1980).
-

I.1.4. Hémorragies

A. Hémorragie du corps

Effusion ou extravasation de sang hors des vaisseaux sanguins (appareil circulatoire) consécutive à un traumatisme ou à une lésion de ceux-ci (Fig. 4) (Richard *et al.*, 2016).

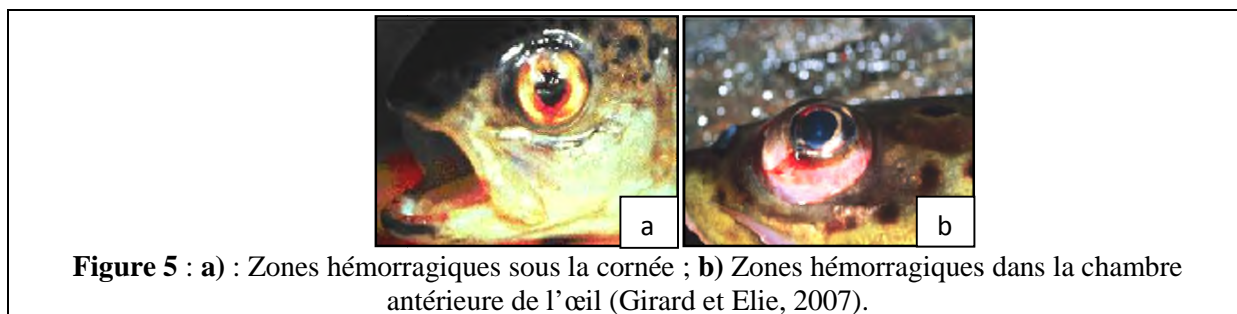


D'après Girard et Elie, (2007) et Maharajan, (2016), les hémorragies sont causées principalement par :

- ✓ Des attaques virales, bactériennes et parasitaires ;
- ✓ Traumatismes et irritations ;
- ✓ Carence en vitamine A ;
- ✓ Exposition aux concentrations élevées du cuivre.

B. Hémorragie oculaire

Effusion de sang à l'intérieur de l'œil. Des zones hémorragiques, diffuses ou non, sont visibles dans ou autour de la chambre antérieure de l'œil. Ce type d'anomalie est causé par les maladies infectieuses et parasitaires (Fig. 5) (Girard et Elie, 2007).



I.1.5. Opacité

Il s'agit de la destruction du cristallin et des autres structures oculaires. L'opacité peut être due à un déséquilibre nutritionnel, infection parasitaire, et d'autres facteurs génétiques. Un poisson infecté aura les yeux agrandis et nuageux. Le poisson deviendra généralement aveugle de l'œil infecté (Fig. 6) (Richard et *al.*, 2016).



Figure 6 : Opacité cornéenne (Smith et *al.*, 2002).

I.1.6. Exophtalmie

L'exophtalmie est un gonflement anormal de l'œil hors de son orbite, causée par l'accumulation de liquide dans le globe oculaire. Les exophtalmies peuvent être uni- ou bilatérales et plus ou moins prononcées (Fig. 7) (Girard et Elie, 2007). Les causes sont :

- ✓ Les septicémies virales et bactériennes, parasitisme oculaire (Dukes, 1975) ;
- ✓ Désordres métaboliques, néphrocalcinose, sursaturations gazeuses ou d'eau (Bouck, 1980) ;
- ✓ Traumatismes (Millemann et Knapp, 1970).



Figure 7 : Exophtalmie chez *Morone americana* (Karr, 1991).

I.1.7. Anomalies hépatiques

Le foie est également un organe cible pour différentes anomalies et pathologies, les plus documentées sont :

A. Atteintes de la couleur

- **Foie gras de couleur crème ou bronzer** (Fig. 8a) ;
- **Décoloration totale** (Fig. 8b) ;
- **Décoloration focale** : changement de la couleur en partie du foie, lui donnant un aspect chiné (Fig. 8c).
- **Le foie vert** : cette coloration témoigne des affections hépatiques avec l'hépatomégalie; et une dégénération granulaire, manifeste également des vésicules vides différents des hépatocytes (Fig. 8d) (Wang et al., 2016). Cela est lié principalement à la carence en vitamine E (Wang et al., 2016).

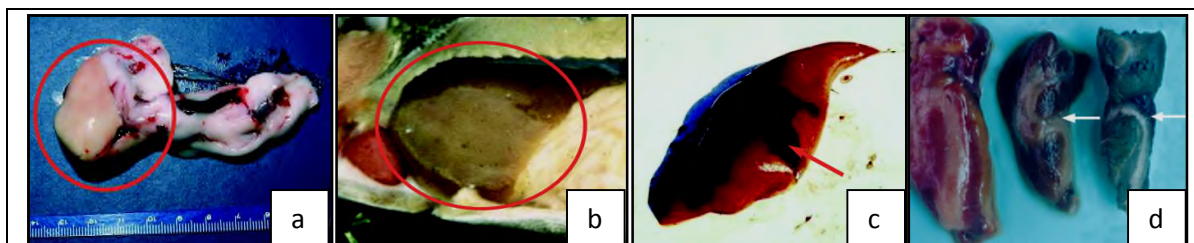


Figure 8 : **a)** Foie gras de couleur crème ou bronzer (Smith et al., 2002). **b)** Foie avec décoloration totale (Smith et al., 2002). **c)** Décoloration focale du foie (Smith et al., 2002). **d)** Foie vert (Wang et al., 2016).

B. Présence de nodules

Des petits granulomes, enkystés dans un tissu fibreux, présentent une forme arrondie ; leur couleur est blanchâtre et leur taille variable (quelques mm), s'observent sur la surface du foie des poissons et plus souvent chez les individus âgés (Fig. 9) (Boorman et *al.*, 1997). Les nodules hépatiques chez les poissons ont été liés :

- ✓ A la présence de protozoaires tels que *Amoeba sp* (Voelker et *al.*, 1977) ;
- ✓ Contamination par des substances chimiques ou des métaux lourds (Vandorpe et Smigielski, 1978).

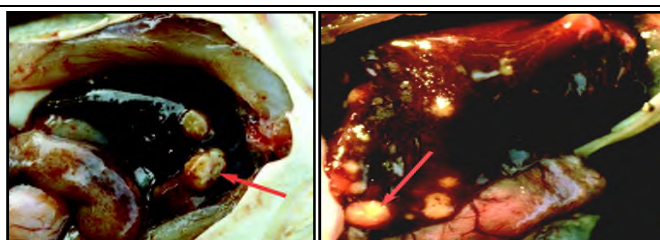


Figure 9 : Nodules dans le foie (Smith et *al.*, 2002).

C. Infection par les parasites

Les parasites les plus cités comme étant agents infectieux du foie sont les nématodes du genre *Anisakis* (Huss, 1996). Le corps de ces « vers ronds » est cylindrique ou filiforme, protégé par une cuticule résistants aussi bien pour la structure que pour la nutrition (Fig. 10) (Maizel et *al.*, 1993).

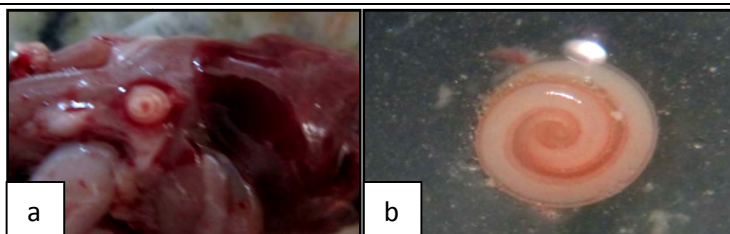


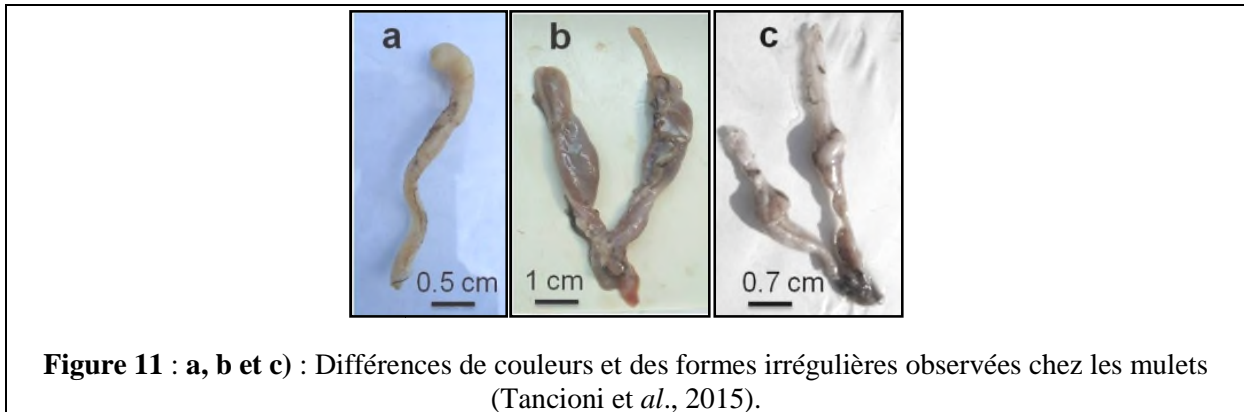
Figure 10 : *Anisakis sp.* (Dujardin, 1845). **a**) *Anisakis sp.* au niveau du foie ; **b**) Aspect générale sur lequel est trouvé le genre *Anisakis sp.* (Lablack, 2014).

I.1.8. Anomalies gonadiques

A. Changements morphologiques et de couleurs

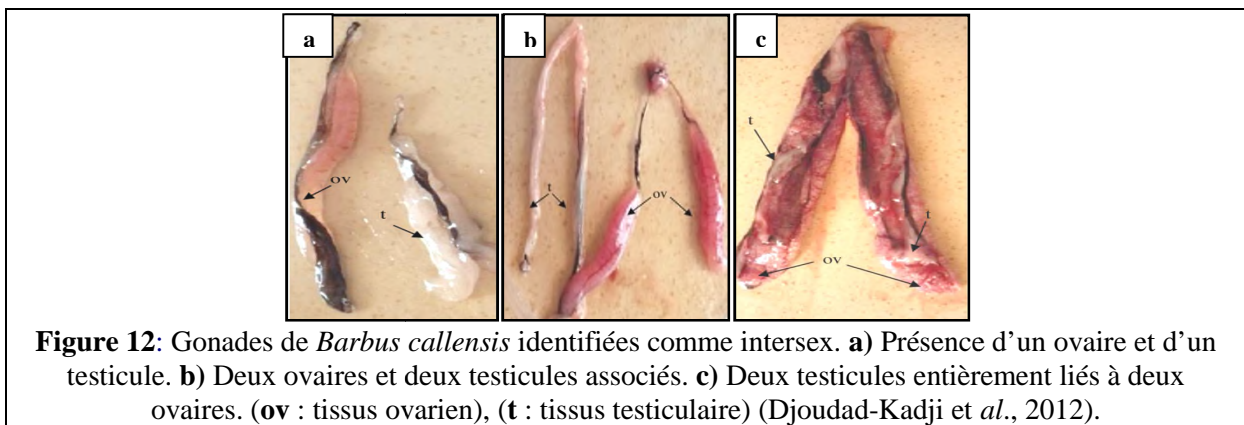
Les changements morphologiques des gonades des poissons sont des bioindicateurs de pollution environnementale (Ortiz-Zarragoitia et *al.*, 2014). Le développement réduit et les changements morphologiques des gonades, y compris l'intersex, ont été décrits chez plusieurs espèces de poissons vivants dans les systèmes pollués de l'eau (Puzzi et *al.*, 2005 ; Snyder et *al.*, 2004 ; Djoudad-Kadji et *al.*, 2012). Tancioni et *al.* (2015) ont montré la forme irrégulière des ovaires chez trois individus de poissons de *Liza ramada* (Risso, 1827) qui semblent à des

fibrotiques enveloppés par une capsule épaisse dure. La couleur s'est étendue de la coque blond à brun et noir foncés (Figs. 11a, b et c).



B. Intersex

L'incidence d'intersex chez les poissons a été largement démontré chez beaucoup d'espèces de poissons de part le monde, dont l'agent causal principal était les perturbateurs endocriniens. Une étude sur le barbeau de la Soummam avait signalé des complexes gonadiques anormaux classés comme intersex chez l'espèce *Barbus callensis* (Figs. 12a, b et c) (Djoudad-Kadji et *al.*, 2012).



C. Atrophie

Wang et *al.* (2016) ont rapporté l'apparition d'atrophie au niveau des gonades en raison d'une déficience en Vitamine E (Fig. 13).



Figure 13 : Gonades montrant l'atrophie (→), poisson normal ci-dessus (Wang et *al.*, 2016).

I.2. Les anomalies microscopiques chez les poissons

Les changements histopathologiques, peuvent être considérés comme biomarqueurs dans l'estimation de l'état de santé des poissons exposés aux différents types de contaminants (Pinkney et al., 2004; Blazer et al., 2007).

I.2.1. Histopathologie du foie

Une évaluation histopathologique a été menée par Ben Amour et al. (2012) sur les hépatocytes des poissons exposés aux contaminants environnementaux; ces auteurs ont constaté (Fig. 14):

- ✓ Une vacuolisation étendue, correspondant à un contenu relativement plus élevé de glycogène et/ou de lipide ;
- ✓ De changement de la taille des hépatocytes ;
- ✓ De désintégration hépatocellulaire de la membrane ;
- ✓ De plages de nécroses ;
- ✓ Les centres de Melanomacrophages ;
- ✓ De l'apoptose.

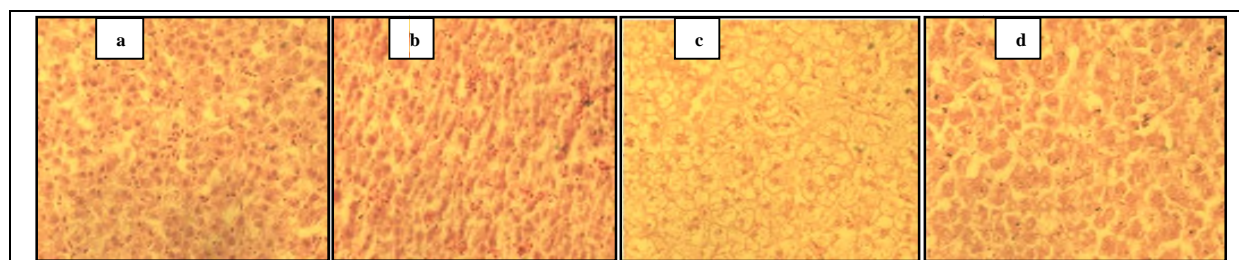


Figure 14 : Coupes histologiques de foie montrant le tissu hépatique avec des changements pathologiques. **a)** Vacuolisation cytoplasmique des hépatocytes. **a et b)** Tissu nécrotique de foie; **b et d)** Centre de melanomacrophage. **c et d)** Vacuolisation de lipide et rupture structurale. HE x 200. (Ben Amour et al., 2012).

Une autre analyse histologique a été faite par Al-Zaidan et al. (2015) utilisant la photomicroscopie a indiqué plusieurs lésions chez *Arius thalassinus* et *Pelates quadrilineatus*, (Fig. 15). L'examen de foie des échantillons du poisson réalisée par Laith et al. (2017) a prouvé :

- ✓ L'existence de la congestion qui induit l'écoulement réduit de sang, la thrombose vasculaire accompagnée avec les sinusoides hépatiques et de changement vacuolaire marqué de dégénération des hépatocytes ;
- ✓ Des plages focales de l'infiltration de cellules inflammatoire ont été notées dans le tissu hépatique des poissons. dû à l'incapacité du foie de détoxifier le corps étranger et ayant pour résultat le dysfonctionnement et par la suite la mort de foie.

La cause principale selon Laith et al. (2017) est l'infection par *Streptococcus agalactiae* (Fig. 16).

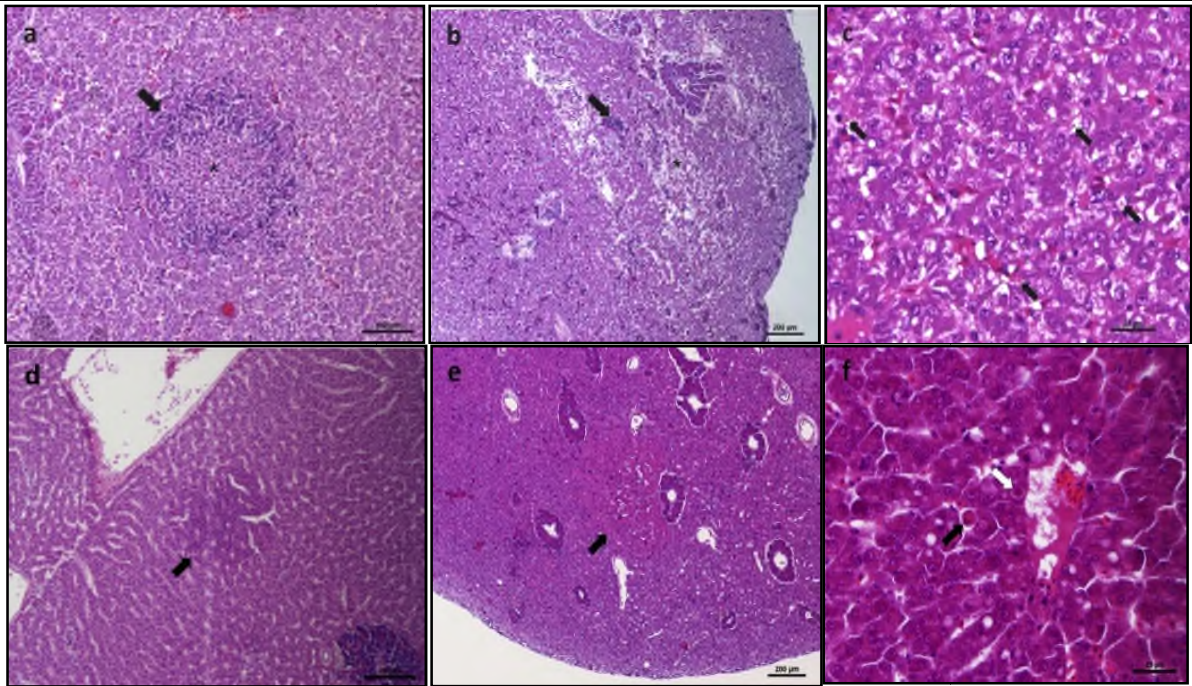


Figure 15 : Micrographes d'histopathologie de foie (Al-Zaidan et al., 2015).

- a)** Zone discret de la nécrose de foie(*), enveloppé par réponse inflammatoire de lymphocytes/monocytes (flèche). L'infiltration lymphocytaire et monocytaire (inflammation) a été souvent observée chez *A.thalassinus* dispersé entre les hépatocytes dans une proportion de poissons relativement grande à tous les emplacements et a été rarement vue former les foyers discrets.
- b)** Zone étendu de la nécrose montrant la perte de structure architecturale normale (*) et infiltration marquée de lymphocyte/monocyte (flèche).
- c)** La couleur comme brun dans le cytoplasme des hépatocytes (flèches) a suggéré la cholastase hépatique putatif.
- d)** Basophiles dans le foyer d'altération cellulaire (flèche).
- e)** Eosinophiles dans le foyer d'altération cellulaire (flèche)
- f)** Apoptos hépatocellulaire (flèches) à côté de grand vaisseau sanguin et la présence du rétrécissement cellulaire et fragmentation d'ADN (karyorrhexis) (flèche noire).

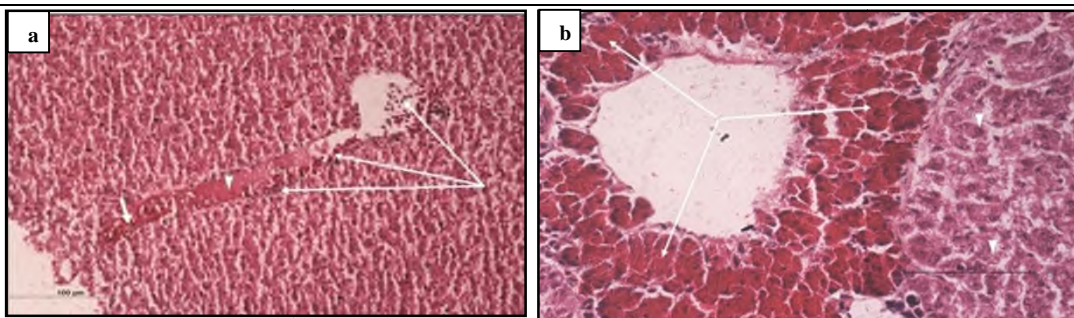


Figure 16: Section du foie du tilapia *Oreochromis spp.* infecté par *Streptococcus agalactiae* (flèche mince) (Laith et al., 2017).

- a)** La congestion du vaisseau sanguin (flèche épaisse), la thrombose du vaisseau sanguin portique (flèche principale), et l'infiltration inflammatoire de cellules (flèche mince).
- b)** La congestion des sinusoides et la perte de hépatocytes (flèche mince), et dégénération (grasse) vacuolaire des hépatocytes (flèche principale).

I.2.2. Histopathologie des gonades

Les gonades font partie des organes d'intérêt pour la reproduction (Van der Ven *et al.*, 2003). Les composés chimiques peuvent perturber l'activité et les fonctions normales du système endocrinien des animaux. Ces substances sont répandues dans tous les écosystèmes aquatiques et leurs effets et modes d'action ont été documentés (Depledge *et Billingham*, 1999; Porte *et al.*, 2006; Segner *et al.*, 2003).

Plusieurs études suggèrent que l'exposition aux xéno-œstrogènes puisse causer l'inhibition de la gamétogenèse chez le poissons mâles et femelles (Blázquez *et al.*, 1998; Christiansen *et al.*, 1998; Weber *et al.*, 2003).

Silva *et al.* (2012) ont rapporté que les xéno-œstrogènes causent une variété d'effets dans la reproduction de poisson telle que :

-
- ✓ Le changement des concentrations hormonales dans plasma ;
 - ✓ Développement des gonades intersexuées;
 - ✓ Induction de la vitellogénine.
-

La présence du fluide protéinique interstitiel était le changement pathologique observé dans les testicules de 50% des mâles traités par Silvia *et al.* (2012), en plus de la fibrose interstitielle (Fig. 17a) et les ovaires de toutes les femelles des poissons (Fig. 17 b et c) qui ont été exposées à l'Ethinylestradiol (Silva *et al.*, 2012).

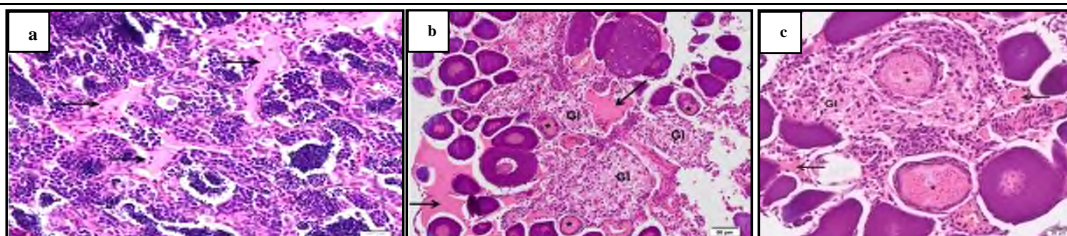


Figure 17 : Changements pathologiques observés chez les poissons Zèbre traités avec 17-Ethinylestradiol (EE2) (Silva *et al.*, 2012).

a) Les mâles (flèches : fluide protéinique)

b et c) Les femelles : l'ovaire se compose principalement par des follicules aux premiers stades du développement. Dans le tissu interstitiel il est possible d'observer dans le tissu fibrotique l'existence d'un fluide protéinique rose (flèches), d'inflammation granulomateuse (GI) et les structures suggestif minéralisées (astérisque).

Feist *et al.* (2015) ont signalé que les perturbations dans la morphogénèse des gonades ont comme conséquence l'intersex. A l'échelle histologique, la présence des oocytes dans les testicules ou le tissu testiculaire dans les ovaires est le type de lésion le plus rencontré (Allen *et al.*, 1999 ; Bateman *et al.*, 2004 ; Stentiford *et Feist*, 2005). La même étude montre que

chez un poisson macroscopiquement identifié en tant que femelle, la gonade présente un mélange des oocytes principalement primaires entremêlés avec le tissu testiculaire comprenant des spermatoocytes (Fig. 18) (Feist et *al.*, 2015).

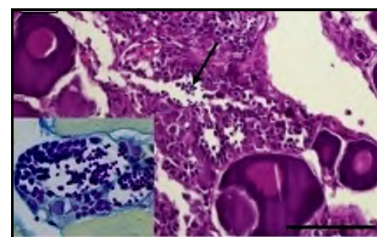


Figure 18 : Ovotestis montrant des amas de spermatoocytes (flèche) dans le tissu ovarien (Feist et *al.*, 2015).

Chez les vertébrés aquatiques comme le poisson zèbre, les mâles exposés à l'uranium ont montré des altérations des cellules germinales (apparition de vacuoles dans les noyaux, dans la tête des spermatozoïdes, irrégularité dans la forme des têtes spermatisques et apparition de cellules plus petites) (Fig. 19) (Adam et *al.*, 2008). Cette sensibilité pouvant conduire à une diminution des capacités de reproduction (Bourrachot, 2009).

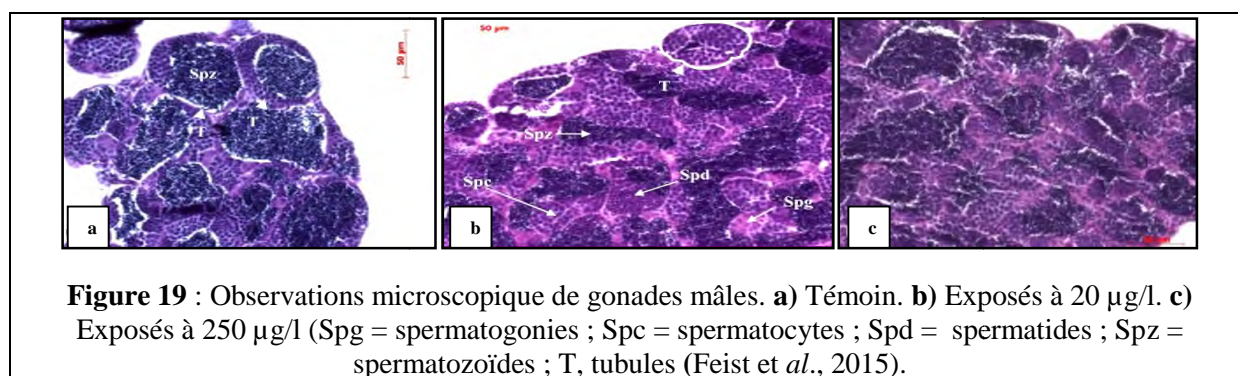


Figure 19 : Observations microscopique de gonades mâles. **a)** Témoin. **b)** Exposés à 20 µg/l. **c)** Exposés à 250 µg/l (Spg = spermatogonies ; Spc = spermatoocytes ; Spd = spermatisques ; Spz = spermatozoïdes ; T, tubules (Feist et *al.*, 2015).

I.2.3. Histopathologie de l'œil

L'étude qui a été réalisée par Nagarjuna et Mohan, (2016), afin de déterminer les conséquences de la toxicité aiguë ou chronique de nickel (Ni) sur *Mugil cephalus*, avait démontré divers changements histopathologiques de l'œil, après l'exposition des poissons à différentes concentrations de Ni (mg/l) pendant 30 jours tels expliqués par la figure ci-dessous :

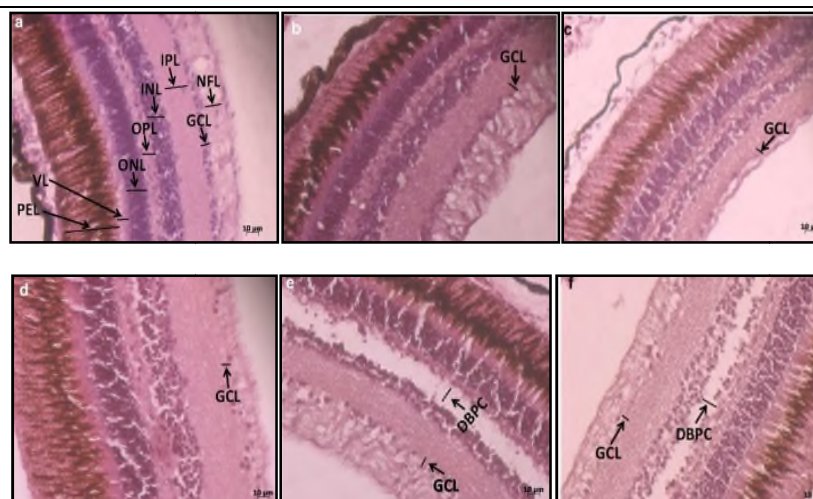


Figure 20 : La rétine de l'œil de *M. cephalus* exposée à des concentrations différentes de Ni (mg/l) pendant 30 jours (Nagarjuna et Mohan, 2016).

a) Arrangement normal d'une : Couche Epithéliale Pigmentaire (PEL) ; Couche visuelle (VL) ; Couche Nucléaire Externe (ONL) ; Couche de Plexiforme Externe (OPL) ; Couche Nucléaire Interne (INL) ; Couche de Plexiforme Interne (IPL) ; Couche de Cellules Ganglionnaires (GCL) ; Couche de Fibre Nerveuse (NFL).

b) La rétine de l'œil de poissons exposé à 3 mg/l de Ni montrant l'arrangement normal de huit couches spécifiques.

c) La rétine de poisson exposée à 4.8 mg/l de Ni, l'aspect de l'œil montre la réduction du nombre de cellules sphériques granulaires dans la couche de cellules de ganglion (GL).

d) A 7.8 mg/l de Ni l'aspect de la rétine d'œil de poisson a présenté une réduction du nombre de cellules sphériques granulaires dans la couche de cellules de ganglion (GL).

e) A 13.8 mg/l de Ni il s'observe une réduction du nombre de cellules sphériques granulaires dans la couche de cellules de ganglion et détachement des cellules bipolaires des cellules de photorécepteur.

f) A 22.6 mg/l de Ni : une réduction du nombre de cellules sphériques granulaires dans la couche de cellules de ganglion et détachement des cellules bipolaires des cellules de photorécepteur.

Le détachement des cellules bipolaires des cellules de photorécepteurs dans la rétine de l'œil de poissons a été induit par l'exposition à long terme à Ni sous l'effet chronique, qui simule la fonction primaire de la rétine en convertissant l'énergie légère en impulsions de nerf qui sont transférées au cerveau par l'intermédiaire des nerfs optiques donnant une perte de vision ou une vision faible (Nagarjuna et Mohan, 2016).

Choudhury et al. (2015) ont rapporté que l'accumulation du sélénium dans l'objectif d'œil peut être la cause des affaiblissements oculaires chez les poissons.

Les anomalies cellulaires se manifestent par :

- ✓ Des hypertrophies épithéliales ;
- ✓ La nécrose des lamelles secondaires ;
- ✓ Le gonflement lamellaire dans les branchies ;
- ✓ Le détachement des cellules bipolaires des cellules de photorécepteurs dans la rétine.

Ces changements sont conditionnés par les perturbations physiologiques et biochimiques défavorables à l'intérieur des cellules de l'organisme (Nagarjuna et Mohan, 2016).

De plus, l'exposition des poissons au Ni induit en particulier un certain nombre de changements biochimiques impliquant le déséquilibre des paramètres antioxydants qui mènent au début de l'effort oxydant (Nagarjuna et Mohan, 2016). Où est défini comme le déséquilibre entre la génération et la neutralisation de l'espèce réactive de l'oxygène (ROS) par des antioxydants dans l'organisme (Davies, 1995).

Le nickel (Ni) est considéré comme un oligoméтал nutritionnellement essentiel chez les animaux, microorganismes et a été un constituant des enzymes et les protéines et donc des symptômes de toxicité ou déficience peuvent se produire quand trop ou trop peu de Ni est assimilé (Ridgway et Shimmiel, 2002).

Les études sur l'histologie des organismes marines exposées aux métaux lourds ont suggéré que les concentrations accrues d'exposition aient produit les effets significatifs comme la mortalité, alors que les concentrations inférieures exprimaient l'effort physiologique pendant l'exposition chronique (Adil et al., 2011).

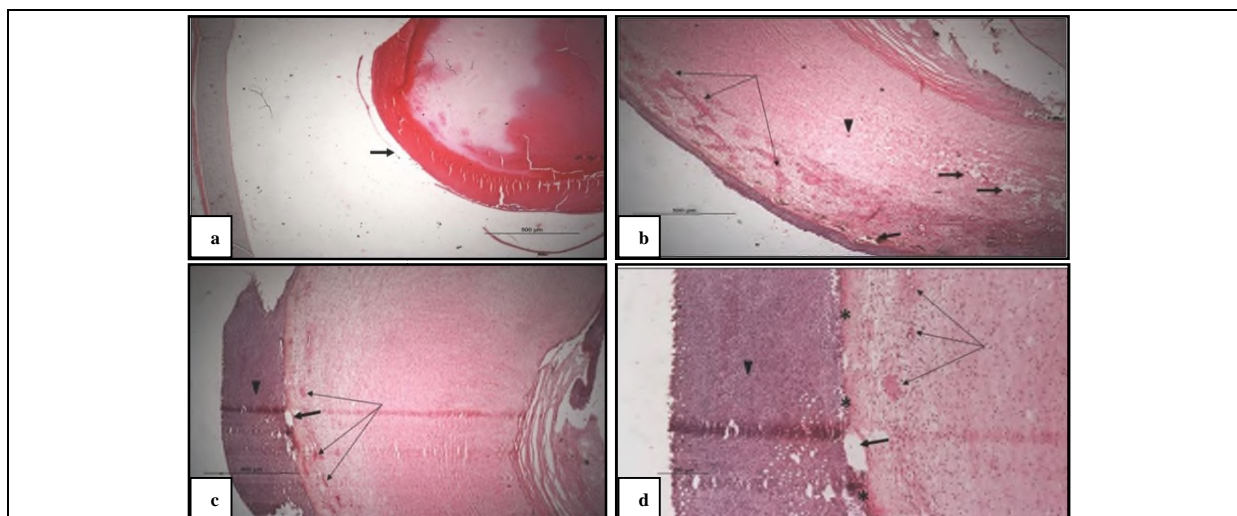


Figure 21: Zone de l'œil du tilapia hybride *Oreochromis spp.* naturellement infecté par *Streptococcus agalactiae* (Laith et al., 2017).

a) Des dommages de la lentille (flèche).

b) L'œdème choroïdal (flèche épaisse), choroïde hyperémique (flèche mince), et l'hémorragie (tête de flèche).

c) L'hyperplasie de rétine (tête de flèche), l'hémorragie choroïdale (flèche mince), et l'œdème choroïdal (flèche épaisse).

d) L'hyperplasie de la rétine (tête de flèche), l'œdème de la rétine (flèche épaisse), l'hémorragie choroïdale (flèche mince), et l'œdème choroïdal (astérisque) avec l'infiltration cellulaire inflammatoire.

D'après l'étude réalisée par Laith et *al.* (2017) qui a été dans le but d'examiner histopathologiquement et l'identification moléculaire du *Streptococcus agalactiae* dans les infections de tilapia hybride *Oreochromis niloticus* ; les lésions de l'œil ont été caractérisées par des dommages de capsule d'objectif (lentille) et de cavité aqueuse. En plus de l'hyperplasie dans la rétine, infiltration cellulaire a été observée dans la tisseu choroïde avec les lésions et l'inflammation. L'œdème de priorbital a été accompagné d'infiltration et de thrombose cellulaires inflammatoires (Fig. 21).

Streptococcus agalactiae est considéré comme l'agent étiologique principal des maladies cliniques dans le poisson sain, est un microbe pathogène d'intérêt à plusieurs chercheurs dont les travaux tous saisir la pathogénicité des *S. agalactiae* en causant la maladie chez les poissons (Zamri-Saad et *al.*, 2010).

PARTIE II :
MATERIEL ET
METHODES

II.1. Zone d'étude

L'étude anatomo-histopathologique a concerné huit espèces de poissons marins récupérés au niveau du port de pêche de Bejaia (Fig. 22), durant la période s'étalant entre Février et Avril 2017.



Figure 22 : Zone d'étude (le point rouge indique le port de pêche de Bejaia) (Google Map).

II.2. Les poissons examinés

Un total de 37 individus a été récupéré appartenant à huit espèces de poissons différentes (Tableau I). A chaque campagne d'échantillonnage les spécimens de poissons sont transférés dans une glacière directement du port de pêche vers le Laboratoire de Zoologie Appliquée et d'Ecophysiologie Animale de l'Université de Bejaia.

Tableau I : Les effectifs des poissons pêchés dans le golfe de Bejaia.

Espèces	<i>Boops boops</i>	<i>Gobius niger</i>	<i>Liza aurata</i>	<i>Liza ramada</i>	<i>Merluccius merluccius</i>	<i>Pagellus acarne</i>	<i>Sarpa salpa</i>	<i>Trachurus mediterraneus</i>
Effectifs	10	2	2	1	8	4	4	5

II.3. Travail au laboratoire

II.3.1. Identification

Une fois au laboratoire, les poissons sont déposés sur un plateau du travail en vue de leur détermination en se référant à site d'identification (www.Fishe-species.com).

II.3.2. Présentation des espèces

La liste des espèces établie est la suivante :

A. Merlu *Merluccius merluccius* (Linné, 1758)

Caractériser par : 1^{er} nageoire dorsale ; 2^e nageoire dorsale et nageoire anale longues, avec une partie plus développée à l'arrière ; maxillaire inférieur légèrement



prognathe ; bouche et orifices branchiaux noirs ; absence de barbillon au menton chez les adultes ; dent fortes et pointues (Muus et *al.*, 2011).

B. Mulet-porc *Liza ramada* (Risso, 1826)

Lèvre supérieure plus fine que diamètre de la pupille et sans papilles cornées : souvent, une tache noire à la base des nageoires pectorales (Muus et *al.*, 2011).



C. Mulet doré *Liza aurata* (Risso, 1810)

Diffère du Melet-porc par ses nageoires pectorales plus longues, l'absence de tache dorée qu'il porte sur les opercules (Muus et *al.*, 2011).



D. Saupe *Sarpa salpa* (Linné, 1758)

De corps ovale, allongé modérément comprimé, est marqué de 9-10 raies longitudinales jaune vif qui donnent à la saupe sa teinte générale, avec de beaux reflets dorés, plus intenses chez les jeunes. Les mâchoires ne sont pas pauvres que de petites incisives (Harmelin et Ruitton, 2013).



E. Bogue *Boops boops* (Linné, 1758)

Les corps est fusiforme, de couleur argentée sur le ventre, beige sur le dos, avec des lignes dorées. La tête est relativement petite, avec de grands yeux proches du bout du museau et une petite bouche terminale et oblique. Les mâchoires ne portent qu'une rangée d'incisive. Les nageoires pectorales sont relativement petites et la caudale est nettement fourchue (Harmelin et Ruitton, 2013).



F. Pageat acarné *Pagellus acarne* (Risso, 1826)

Corps très haut et dépourvu de bandes, mais portant une tache noire à la base des nageoires pectorales ; museau plus long que le diamètre des yeux ; nageoire



dorsale pourvue de 12 ou 13 rayons épineux et de 10 ou 12 rayons mous ; nageoire anale à 3 rayons épineux et 9 ou 10 rayon mous (Muus et *al.*, 2011). Il y a une tache brun rougeâtre à la base de la pectorale (Harmelin et Ruitton, 2013).

G. Gobi noir *Gobius niger* (Linné, 1758)

Pédoncule caudale court et haut ; tache foncée sur chaque nageoire dorsale, écailles sur la nuque ; corps foncé chez les adultes (Muus et *al.*, 2011).



H. Chinchard à queue jaune *Trachurus mediterraneus* (Steindachner, 1868)

Le corps allongé est argenté avec le dos gris-bleu sombre. La tête est grande avec une tache noire allongée en haut de l'opercule, la bouche est protractile, le bord postérieur de la mâchoire supérieure atteint le niveau du bord antérieur de l'œil. Les yeux sont grands, avec paupière adipeuse. La nageoire caudale est plus ou moins jaunâtre, la dorsale est double, la postérieure étant symétrique et de même forme que l'anale, qui a deux fortes épines antérieures séparées. La ligne latérale, très visible et formée de grandes écailles (Scutelles) présente un décrochement très marqué au niveau de la première dorsale (Harmelin et Ruitton, 2013).



II.3.3. Examen macroscopique

A. Examen anatomique externe

Un examen préliminaire des anomalies externes s'effectue déjà sur le milieu au moment de la campagne, telles que : la couleur du corps, l'exophtalmie, les écailles, présence ou non d'hémorragie, les lésions...etc. toutes traces d'anomalies est inscrites sur une fiche technique menée d'un code pour chaque poissons. En parallèle, des photographies de chaque cas d'anomalies ont été prises à l'aide d'un appareil photo de type Lumix et d'une lentille Leica avec une résolution de 10 méga pixels.

Cette opération est indispensable pour éviter les processus inflammatoires qui rendent le diagnostique incertain ou impossible.

Une fois arrivée au laboratoire, un deuxième examen des anomalies citées plus haut se réalise afin de s'assurer des notes prises et de l'état réel des individus transportés. Cependant, comme le port de pêche n'est pas loin de l'université, alors aucun changement d'état n'a été enregistré durant la période d'étude.

Un ensemble de mensurations morphométriques sont également effectué en vue d'une description de tous les spécimens examinés (La fiche est donnée en Annexe 1).

B. Examen anatomique interne

Ce type d'examen nécessite la dissection des poissons afin de pouvoir analyser des éventuelles anomalies et détecter davantage des pathologies pouvant toucher les différents organes notamment le foie, les gonades et les yeux.

La dissection des poissons se réalise ainsi :

- ✓ Placer le poisson sur le plateau du travail,
- ✓ Ouvrir le poisson de l'anus jusqu'à la tête avec une paire de ciseau bien pointue et aiguisée (on fait attention de ne pas perforer les intestins) ;
- ✓ Prélever à l'aide d'une pince les organes internes (foie, gonades et yeux) ;
- ✓ Déposer dans des boîtes de pétri ;
- ✓ Effectuer des pesées a l'aide d'une balance de précision à 0,01g ;
- ✓ Ranger chaque organe dans un flacon contenant du Formol à 10% en vue d'une fixation pour un examen microscopique.

La figure ci-après illustre les différentes étapes de la dissection.

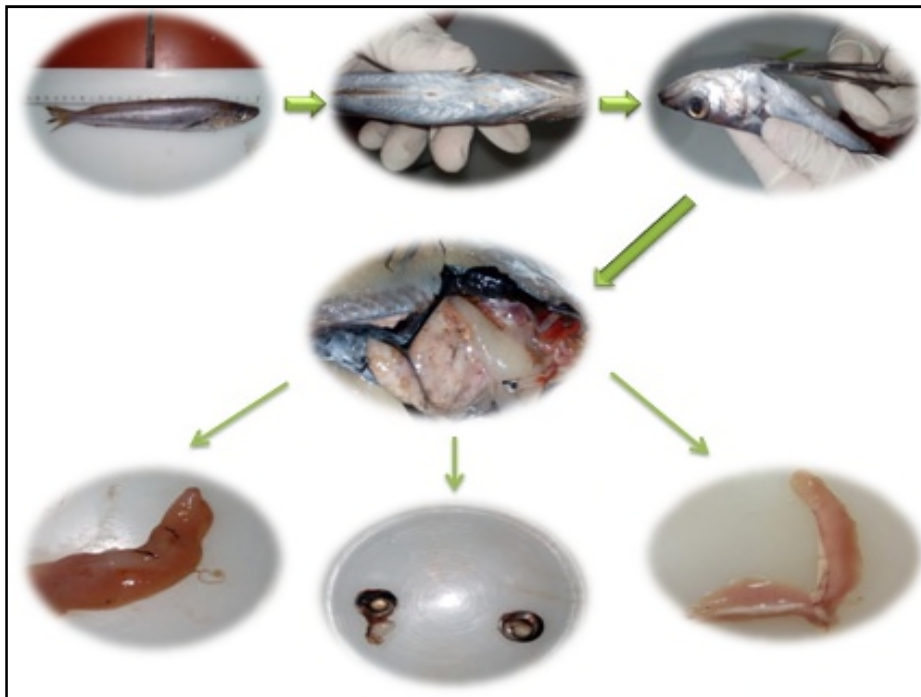


Figure 23: Etapes de prélèvement des organes de poisson : le Foie, les yeux, les gonades.

II.3.3. Examen microscopique

- A. Fixation :** La fixation des organes a été faite au formol 10%, les organes ont été conservés dans des boites bien fermées avec un code spécifique pour chaque organe. La fixation a pour but d'immobiliser les structures des échantillons en respectant dans la mesure du possible la morphologie des structures.
- B. Déshydratation :** Après fixation, les organes ont subi une déshydratation dans des bains d'éthanol de concentration croissante (70 %, 95 %, 100 %).
- C. Clarification et imprégnation :** les pièces ont suivi une clarification dans le xylène, une imprégnation puis une inclusion dans la paraffine (point de fusion: 55-57 °C).

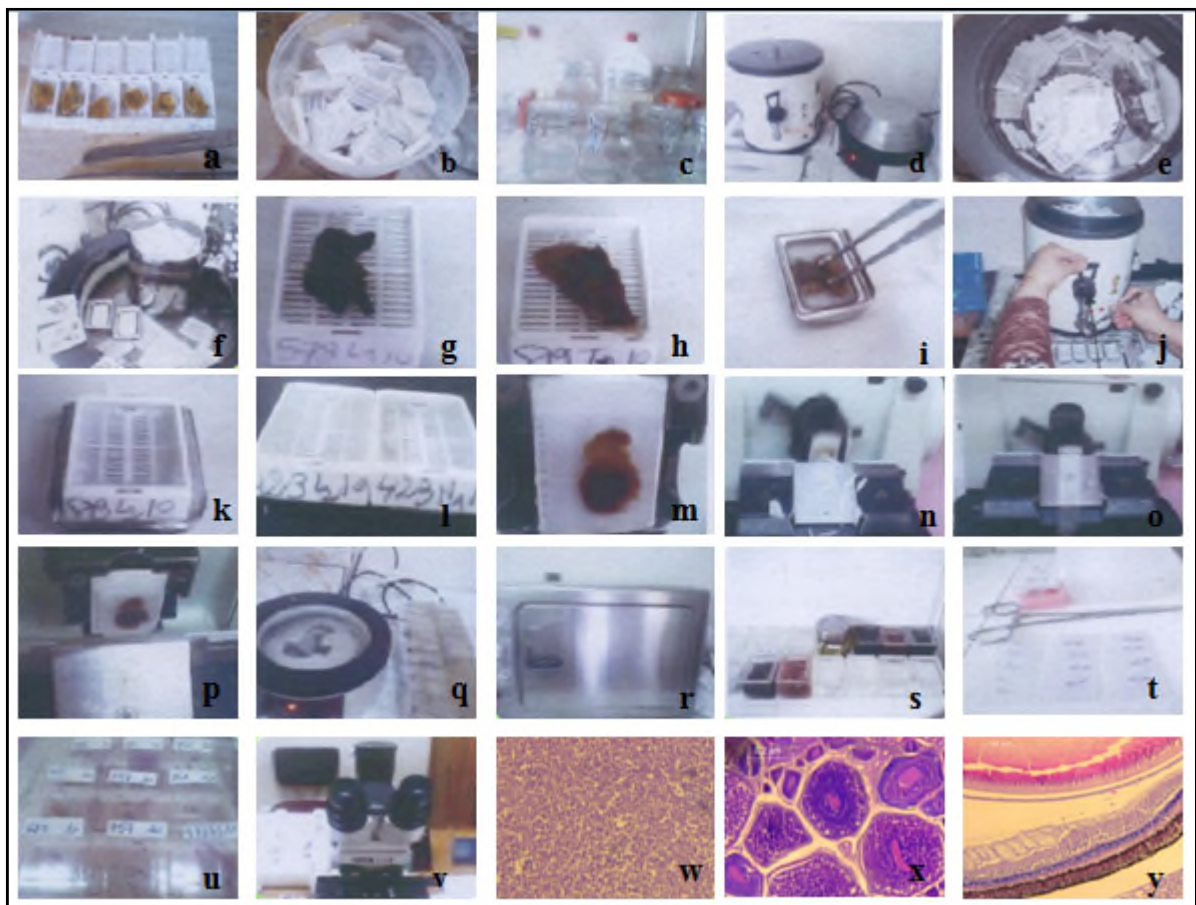


Figure 24: Etapes de la réalisation des coupes histologiques.

a) Les prélèvements histologiques ; **b)** Un récipient contient des cassettes immatriculées ; **c)** La circulation: déshydratation ; **d)** L'inclusion ; **e)** L'imprégnation (1^{er} bain) ; **f)** L'imprégnation (2^{ème} bain) ; **g)** et **h)** Les fragments histologiques après l'imprégnation ; **i)** Un moule à confectionner ; **j)** L'enrobage: distributeur de la paraffine ; **k)** Bloc confectionné dans un moule ; **l)** Blocs de la paraffine ; **m)** Bloc placé sur le microtome ; **n)** Le dégrossissement ; **o)** La coupe1 ; **p)** La coupe2 ; **q)** L'étalement des rubans ; **r)** Séjour des rubans dans une étuve ; **s)** La coloration ; **t)** Le montage ; **u)** L'étiquetage ; **v)** La lecture microscopique ; **w)** Image histologique de foie ; **x)** Image histologique de gonade ; **y)** Image histologique de l'œil de poisson.

- D. Coupes :** Les blocs ont été débités au moyen d'un microtome de type Leica RM2025, l'épaisseur des coupes était de 3 μm . Les coupes réalisées ont été déposées sur des plateaux puis collées sur lames de verre avec de l'eau albumineuse en opérant sur une platine chauffante.
- E. Hydratation :** L'hydratation a été effectuée dans trois bains d'éthanol de degrés décroissants (100 %, 90 % et 70 %) suivis d'un lavage à l'eau distillée.
- F. Coloration des coupes :** les coupes ont été colorées à l'hématoxyline/éosine : hématoxyline : 5 min ; eau courante : rincer ; éosine 1% : 7 min ; eau courante : rincer.
- G. Déshydrations et montage :** Juste après coloration les lames sont trempées dans trois bains d'éthanol absolu puis dans deux bains de xylène. Le montage a été réalisé entre lame et lamelle à l'Eukit.
- H. Lecture et prise de photos :** La lecture des lames a été faite après observation au microscopique optique, alors que les prises de photos ont été assurées par un analyseur d'image de type Leica au niveau du laboratoire de Médecine de l'Université de Bejaia.

PARTIE III :
RESULTATS ET
DISCUSSIONS

III.1. Examen macroscopique

Les spécimens de poissons récupérés au niveau du port de pêche de Bejaia ont présentés diverses anomalies. En fonction de chaque catégorie d'anomalie, les résultats obtenus sont les suivants :

III.1.1. Déformation de corps

Il a été constaté lors de l'examen du corps de la Saupe (*Sarpa salpa*) (Longueur = 20,5 cm; Poids = 106,8 g) une déformation de la colonne vertébrale (Fig. 25).



Figure 25 : Déformation de la colonne vertébrale chez la saupe (*Sarpa salpa*) pêchée dans le golfe de Bejaia.

Il se trouve dans la littérature plusieurs origines pour ce type d'anomalie. Selon Boge et *al.* (1991), la contamination du milieu par des métaux lourds peut être à l'origine d'une déformation de la colonne vertébrale chez les poissons. Alors que, Labat et *al.* (1977) ont déjà lié cette expression à une alimentation inadaptée et aux carences vitaminiques. Par ailleurs, des phénomènes héréditaires ont été supposés d'être à l'origine (Brusle, 1995). Cependant, Mellinger, (1995) signale que des déficits thermiques ou une pollution chimique peuvent causer des déformations de ce type.

III.1.2. Lésions

Différents types de lésions ont été détectés lors de l'examen macroscopique des nageoires, la tête et le corps. Il a été mis en évidence des érosions au niveau des nageoires anale et caudale chez le Merlu (*Merluccius merluccius*) (Longueur = 26 cm; Poids = 111 g) (Fig. 26b) ; un dépouillements des écailles chez la Saupe (*Sarpa salpa*) (Longueur = 18,5 cm; Poids = 81,1g) (Fig. 26c) ; des ulcères au niveau de la tête de Chinchard à queue jaune (*Trachurus mediterraneus*) (Longueur = 15,5 cm; Poids = 39,1g) (Fig. 26d).



Figure 26: Lésions externes chez les poissons pêchés dans le golfe de Bejaia.

- a) Nageoire caudale normale chez la Saup (*S. salpa*).
 b) Erosions dans les nageoires anale et caudale chez le Merlu (*M. merluccius*).
 c) Dépouillements des écailles chez la Saup (*S. salpa*).
 d) Ulcères au niveau de la tête de Chinchard à queue jaune (*T. mediterraneus*).

Nounou et *al.* (1980) ont rapporté que la pollution de l'eau par le chrome, le pétrole et ses dérivés causent principalement les ulcérations tégumentaires. Par ailleurs, Cossa, (1989) a démontré que le cadmium approuve les nécroses dermiques et les érosions des nageoires. D'autres auteurs suggèrent des attaques virales ou bactériennes comme agent causal (Ghittino, 1966 ; Ramade, 1989; Boge et *al.*, 1991). Il est à noter à ce sujet, que le port de pêche de Bejaia n'est pas loin d'être un réceptacle pour des composantes polluantes de diverses origines entre autre le port pétrolier, cela devant le manque d'informations et de données officielles sur la qualité des eaux du golfe de Bejaia.

III.1.3. Altération de la couleur

Il a été constaté au cour cette analyse des altérations cutanées dans une partie du corps chez certains individus de poisson, caractérisées notamment par une hétérogénéité de couleur de derme (coloration anormale) révélée chez le chinchard à queue jaune *T. mediterraneus* (Taille = 15 cm; Poids = 33.8 g) ou bien absence des écailles constatée chez la bogue *B. boops* (Taille = 15,5 cm; Poids = 38.9 g) (Fig. 27).

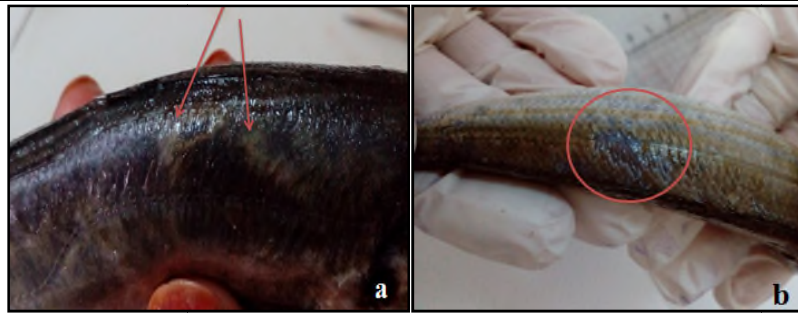


Figure 27: a) Anomalies pigmentaires chez le chinchard à queue jaune *T. mediterraneus* . b) Absence des écailles chez la bogue *B. boops*.

D'après Schàperclaus, (1962) et Girard et Elie, (2007), les altérations de la couleur chez les poissons peuvent être liées à plusieurs facteurs tels que : les hémorragies accidentelle ; les infections bactériennes, parasitaires et virales ; les irritations ; les carences vitaminiques ainsi que les maladies héréditaires.

III.1.4. Hémorragie du corps

Les zones hémorragiques ont été observées chez quelques individus au niveau de trois zones différentes. Une hémorragie de la tête et au niveau de la nageoire pelvienne a été révélée chez le Chinchard à queue jaune *T. mediterraneus* (Taille = 16,5 cm; Poids = 49,2g). Il a été également observé une tâche hémorragique à coté de la nageoire pectorale chez le Mulet doré *L. aurata* (Taille = 26 cm; Poids = 164,8 g) et au niveau de l'anus et la nageoire anale chez le Merlu *M. merluccius* (Taille = 21 cm; Poids = 74.9 g) (Fig. 28).

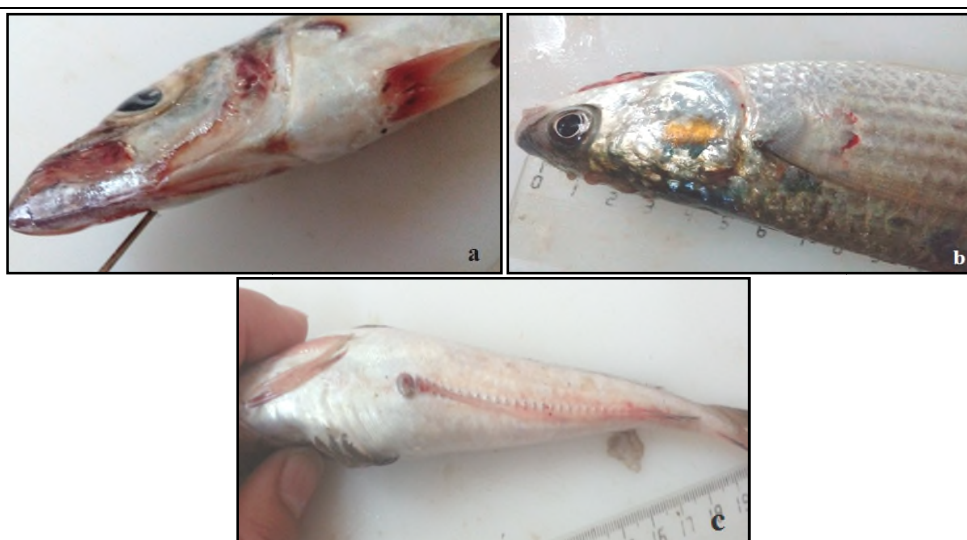


Figure 28 : a) Hémorragie de la tête et nageoires pelvienne chez le Chinchard à queue jaune *T. mediterraneus*. b) Tâche hémorragique à coté de nageoire pectorale chez le Mulet *L. aurata*. c) Anus et nageoire anale hémorragique chez le Merlu *M. merluccius*.

Girard et Elie, (2007) et Richard et *al.* (2016) ont lié l'effusion du sang sur le corps ou l'inflammation à diverses causes telles que : les maladies infectieuses, les carences vitaminique ou ingestion d'un corps solide.

III.1.5. Hémorragie oculaire

Cette anomalie est facile a identifié, elle a touché 39,7 % des poissons examinés. On a discerné deux types de zones hémorragiques ; un dans la chambre antérieure de l'œil, un autre sous la cornée. En terme de diamètre et du poids, il a été constaté une différence nette entre l'œil normal (Taille = 1.2 cm ; Poids = 0.45 g) et l'œil hémorragique à raison de d'un cm de diamètre et 0.65 g de poids (Fig. 29).



Figure 29: Hémorragie oculaire chez les poissons pêchés dans le golf de Bejaia.

- a)** œil de la Saupé *S. salpa* macroscopiquement normale. **b)** Œil hémorragique chez la Saupé *S. salpa*.
c) Hémorragies dans la chambre intérieure de l'œil chez la bogue *B. boops*.
d) Hémorragies sous la cornée d'œil chez le Merlu *M. merluccius*.

Ces observations concordent avec les descriptions signalées à ce sujet par Girard et Elie, (2007), Ces auteurs relient ce type d'anomalie aux maladies infectieuses d'origines bactériennes, virales et/ou parasitaires. Il est possible également qu'une compétition excessive entre les poissons mènent à une confrontation sévère induisant des hémorragies oculaires.

III.1.6. Exophtalmie

L'examen des yeux a révélé la présence d'un cas exophtalmique chez le chinchard à queue jaune (*T. mediterraneus*) dont le diamètre orbitaire et le poids oculaire étaient un peu grand en faveur de l'œil affecté à raison d'1.5 cm de diamètre et 0.8 g de poids contre 1,4 cm de diamètre et 0.7 g de poids dans le cas de l'œil normal (Fig. 30).

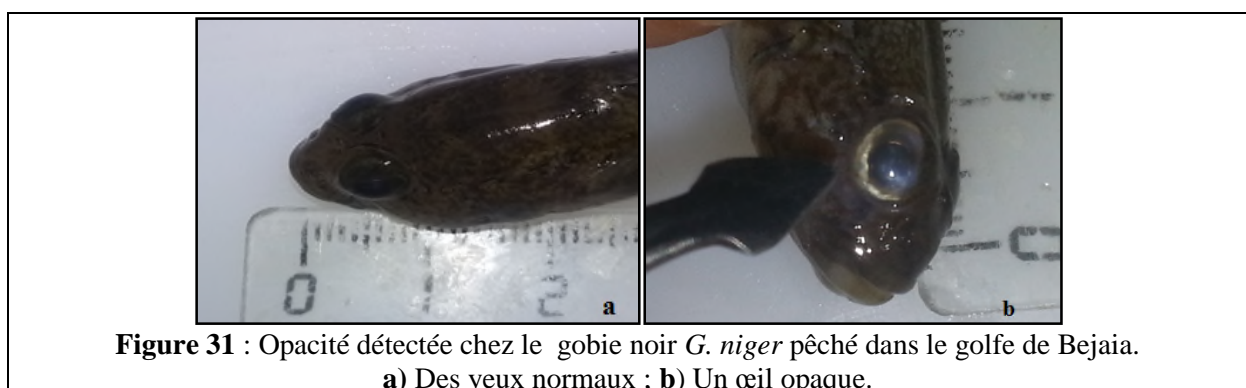


L'exophtalmie est liée à plusieurs facteurs :

- ✓ Des septicémies virales et bactériennes ainsi qu'au parasitisme oculaire (Dukes et Lawler, 1975) ;
- ✓ Désordre métaboliques néphrocalcinose et aux sursaturationx gazeuses ou d'eau (Buck, 1980) ;
- ✓ Traumatismes (Millemann et Knapp, 1970).

III.1.7. Opacité

Cet examen avait également compté un individu de poisson touché par la pathologie d'opacité, il s'agit du Gobi noir (*Gobius niger*) ayant un œil opaque de 0,5 cm comme diamètre oculaire et un poids de 0,09 g, dont l'œil sain est caractérisé par un diamètre de 0,5 cm et un poids de 0,09 g (Fig. 31).



Il a été noté des yeux opaques à cause de la perte de la transparence de la cornée, cette anomalie peut touchée un seul œil ou les deux (Richard et *al.*, 2016 ; Girard et Elie, 2007).

La lésions oculaire est causés par des bio-agresseurs parasite (Dukes, 1975) ; infection bactérienne (De Kinkelin et Gerard, 1972) ; désordre métabolique et septicémie (Girard et Elie, 2007).

III.1.8. Les anomalies au niveau du foie

L'examen macroscopique du foie des poissons étudiés a révélé principalement une infestation parasite par un nématode du genre *Anisakis* dont une légère infestation a été révélée chez le Merlu *M. merluccius* (Taille = 21 cm ; Poids = 74,9 g ; Poids du foie = 1,85 g), alors qu'une sévère infestation par le même nématode a été constatée chez le Merlu *M. merluccius* (Taille = 22,5 cm ; Poids = 70,9 g ; Poids du foie = 2,2 g). Il a été également notée une perte partielle de la couleur du foie chez le gobie noir *G. niger* (Taille = 8,5 cm ; Poids = 8,2g ; Poids du foie = 0,35 g), ce foie est caractérisée par une inflammation (Fig. 32).



Figure 32 : Anomalies au niveau du foie. **a)** Infestation légère par *Anisakis* sp. chez Merlu *M. merluccius* **b)** Infection sévère *Anisakis* sp. chez le Merlu *M. merluccius*. **c)** Perte partielle de couleur du foie chez le Gobi noir *G. niger*.

Selon Bergmann et Motta, (2004), les trois critères : âge, taille et poids conditionnent l'infestation parasite. Il semble que souvent plus la taille du poisson augmente, plus l'infestation par les *Anisakis* augmente. Par ailleurs, Strømnes et Andersen,

(1998) ont rapporté que la forte teneur en lipides des muscles des poissons est favorable à l'installation des *Anisakidis*. Cependant, la survie des larves dans les poissons dépend du système immunitaire de ce dernier (Levsen et Midthun, 2007). La saisonnalité a été reconnue comme influençant la distribution des parasites par certains auteurs (Smith, 1983; Farjallah et al., 2008).

III.1.9. Les anomalies au niveau des gonades

Lors de l'analyse des gonades, il a été remarqué comme dans le foie une infestation parasitaire au niveau des ovaires du Merlu *M. merluccius* (Taille = 22,5 cm ; Poids = 70,9 g ; Poids des gonades = 1,5 g) par les nématodes du genre *Anisakis*, cette infestation a été associée à un développement anormal des gonades dont un ovaire est plus développé que l'autre (Fig. 33a).

Un autre individu de la même espèce a manifesté une couleur anormale de l'ovaire associée à la présence des taches verdâtres à brunes sur sa surface (Taille = 21,5 cm ; Poids = 54 g ; Poids des gonades = 5,3 g) (Fig. 33b).

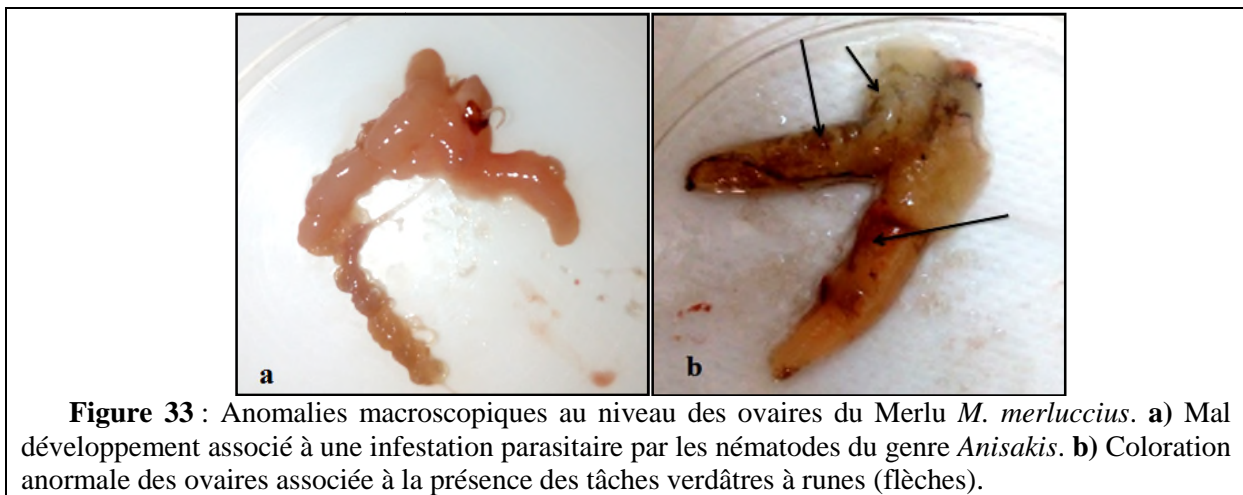
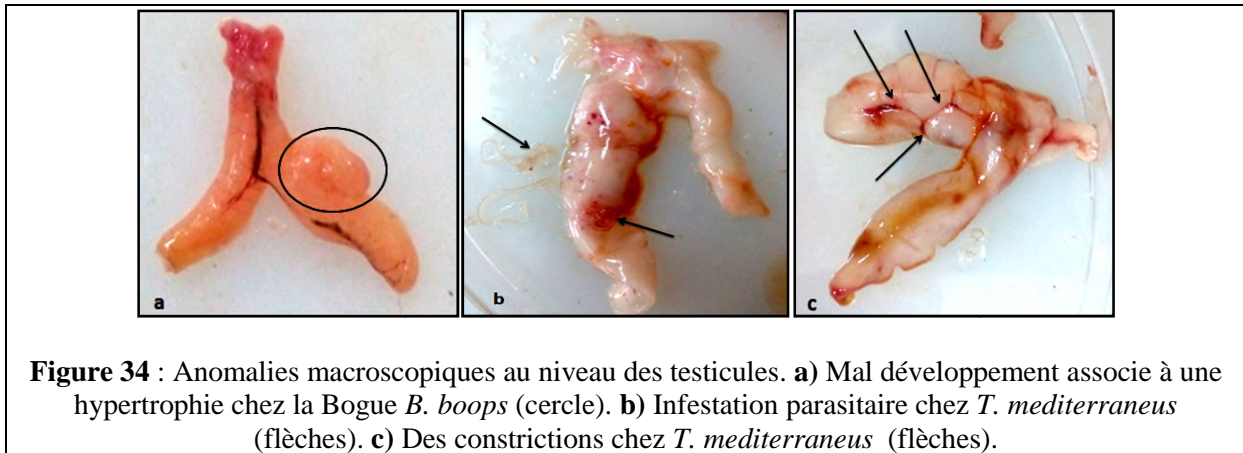


Figure 33 : Anomalies macroscopiques au niveau des ovaires du Merlu *M. merluccius*. **a)** Mal développement associé à une infestation parasitaire par les nématodes du genre *Anisakis*. **b)** Coloration anormale des ovaires associée à la présence des taches verdâtres à brunes (flèches).

L'examen des testicules avait enregistré d'autres types d'anomalies chez différentes espèces de poissons étudiées. Il a été constaté un développement anormal des testicules associé à une hypertrophie dans une partie d'organe chez le Bogue *B. boops* (Taille = 15 cm ; Poids = 30,1g ; Poids des gonades = 0,4g) (Fig. 34a) ; une infestation parasitaire a été observée chez le Chinchard à queue jaune *T. mediterraneus* (Taille = 16,5 cm ; Poids = 42,7g ; Poids des gonades = 0,9 g) (Fig.34b); des constriction des gonades à plusieurs niveau chez le Chinchard à queue jaune *T. mediterraneus* (Taille = 16,5cm ; Poids = 42,7g ; Poids des gonades = 0,9g) (Fig. 34c).



Le parasitisme exerce une pression évolutive et une pression de sélection sur l'hôte agit sur la vitalité, la croissance, les capacités de reproduction et peut conduire à la mort de l'hôte (De Kinkeline et Gerard, 1972).

Selon les auteurs, l'infestation parasitaire est un indicateur de stress environnemental où sa présence a été liée directement à la pollution marine (Sindermann, 1979 ; Jacobson et *al.*, 2008).

La coloration anormale des gonades est en cause d'une contamination de diverses origines (rejets industriels, agricoles ou urbains) (Gaye Diop, 2012).

La constriction des gonades aussi est un signe d'une contamination environnemental (Djoudad-Kadji et *al.*, 2012). Has-Schön et *al.* (2008) ont signalé que ces anomalies sont associées à des contaminations environnementales par les métaux lourds.

III.2. Examen microscopique

Cet examen s'est basé sur une lecture des pièces histologiques réalisées pour les trois organes d'intérêt : le foie, les yeux et les gonades qui ont présenté les différentes anomalies évoquées plus haut. Il est à noter que des pièces histologiques témoins ont été également réalisées à partir des organes sains, afin d'assurer une comparaison et de dépister les différentes situations histopathologiques éventuelles au niveau tissulaire et cellulaire.

III.2.1. Histopathologie du foie

L'examen des coupes histologiques de foie du Merlu *M. merluccius* a révélé la présence de plusieurs signes de thrombose de vaisseau sanguin ; la congestion des vaisseaux sanguins (Fig. 35a) et une infiltration des cellules inflammatoires (Fig. 35b).

Chez un autre individu de la même espèce, il a été constaté la présence d'une infestation parasitaire par les nématodes du genre *Anisakis* déjà révélés à l'échelle macroscopique (Figs. 35b, c et g), cette infestation a été associée à une désagrégation de tissu hépatique.

Le thrombose vasculaire et l'infiltration lymphocytaire ont été déjà signalés chez *Squalius vardarensis* (Karaman, 1928) (Sorensen et al., 1984; Schmidt et al., 1999; Liebel et al., 2013; Javed et Usmani, 2013).

Ces pathologies ont été liées à la contaminations par des pesticides (Myers et al., 1992; Rousseaux et al., 1995; Hinck et al., 2007; Liebel et al., 2017) et aux infections par les *Streptococcus agalactiae* (Zamri-Saad et al., 2010 ; Laith et al., 2017).

Selon Bergmann et Motta, (2004), les trois critères : âge, taille et poids conditionnent l'infestation parasitaire. Il semble que souvent plus la taille du poisson augmente, plus l'infestation par les *Anisakidis* augmente.

Par ailleurs, Strømnes et Andersen, (1998) ont rapporté que la forte teneur en lipides des muscles des poissons est favorable à l'installation des *Anisakis*.

Cependant, la survie des larves dans les poissons dépend du système immunitaire de ce dernier (Levsen et Midthun, 2007).

La saisonnalité a été reconnue comme influençant la distribution des parasites par certains auteurs (Smith, 1983; Farjallah et al., 2006).

La répartition géographique aussi a un effet, où chez le merlan bleu *Micromesistius poutassou*, la prévalence en *Anisakidis* est plus élevée dans l'océan Atlantique Nord-Est qu'en mer Méditerranée (Abollo et al., 2001).

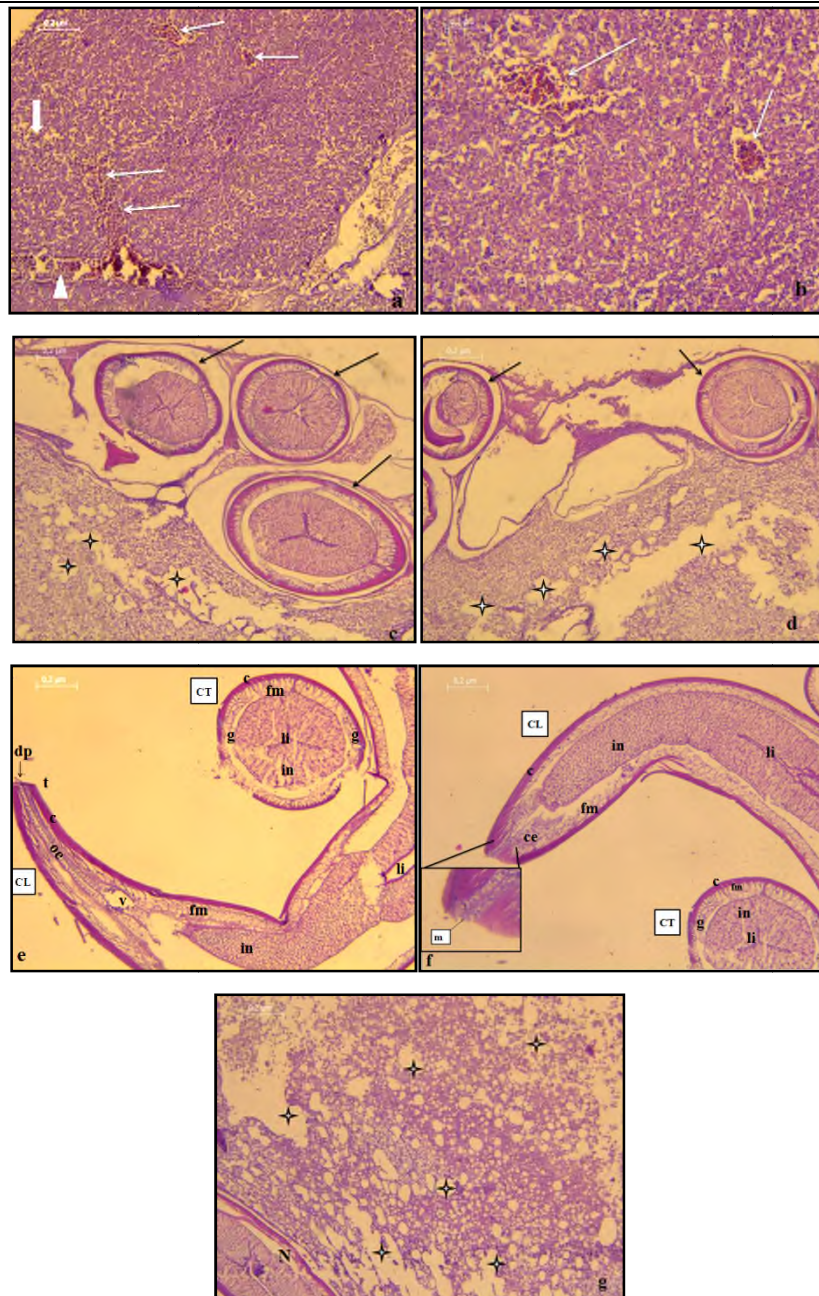


Figure 35 : Coupes histologiques du foie du Merlu *M. merluccius*.

a) Thrombose de vaisseau sanguin (la tête de flèche) ; Congestion des vaisseaux sanguins (flèche dense) ; Infiltration des cellules inflammatoires (flèche mince) (x4).

b) Zoom de la zone d'infiltration lymphocytaire (x10).

c/d/g) Infestation parasitaire par les nématodes du genre *Anisakis* (flèche noir) ; Désagrégation (nécrose) du tissu hépatique (étoiles).

e/f) Coupes histologiques des nématodes de genre *Anisakis* sp (Rudolphi, 1809). **c** : Cuticule ; **ce** : Conduit Excréteur ; **dp** : Dents de Pénétration ; **fm** : Fibres Musculaire ; **g** : Ganglions ; **i** : Intestin ; **li** : lumière Intestinale ; **m** : Mucron ; **N** : Nématode ; **oe** : Œsophage ; **t** : Tête ; **v** : Ventricule ; **CT** : Coupe Transversale ; **CL** : Coupe Longitudinale.

III.2.2. Histopathologie des yeux

Il a été réalisé des coupes histologiques sur les yeux de gobie noir *G. niger* qui a manifesté une opacité oculaire unilatérale.

Au niveau de l'œil morphologiquement normal (Figs. 36b, c et d) il a été observé un nombre réduit de cellules ganglionnaire de la rétine ; un détachement des couches cellulaires de la rétine et des lésions au niveau de lentille. Les mêmes anomalies ont été remarquées au niveau d'œil affecté (opaque) (Figs. 36e et f).

Une organisation anormale des couches rétinienne, lésions de la lentille et détachement entre les couches cellulaires ont été observés sur les coupes histologiques de l'individu présentant de l'exophtalmie (*T. mediterraneus*) (Fig. 37) ainsi que chez le poisson qui a présenté une hémorragie oculaire (*S. salpa*) avec un envahissement par du sang (Fig. 38).

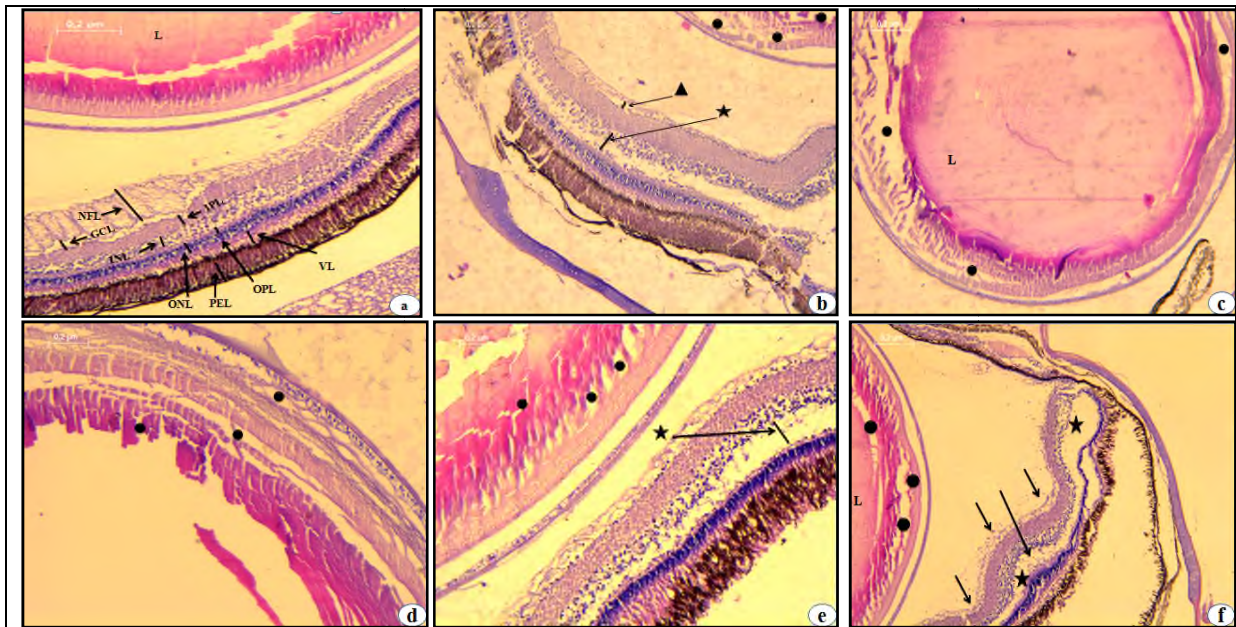


Figure 36 : Coupes histologiques des yeux de gobie noir *G. niger*.

a) Un œil témoin une couche d'épithélium de colorant (PEL), couche visuelle (VL), couche nucléaire externe (ONL), couche externe de plexiform (OPL), couche nucléaire intérieure (INL), couche intérieure de plexiform (chargement initial), couche de cellules de ganglion (GCL) et couche de fibre de nerf (NFL).

b,c,d) Un œil morphologiquement normal (x4).

e) Un œil manifestant une opacité oculaire (x10).

f) Un œil manifestant une opacité oculaire (x4) : Dommages cellulaires au niveau de la lentille de l'œil (bulles); diminution des cellules ganglionnaire (triangle); détachement des couches cellulaires (étoile).

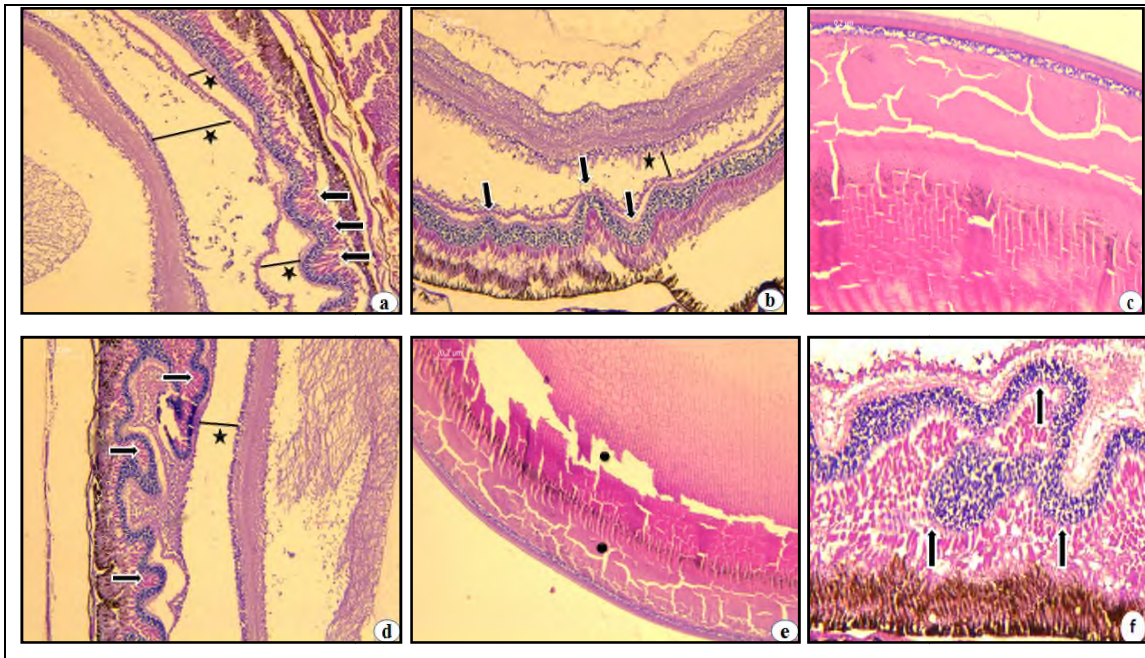


Figure 37 : Coupes histologiques des yeux de *T. mediterraneus*.

a, b, c, d Un œil morphologiquement normal (x4).

e Un œil présentant une exophtalmie (x4).

f Un œil présentant une exophtalmie (x10) : Dommages cellulaires au niveau de la lentille de l'œil (bulles) ; désorganisation des couches rétiniennes (flèches) ; détachement entre les couches de la rétine (étoile).

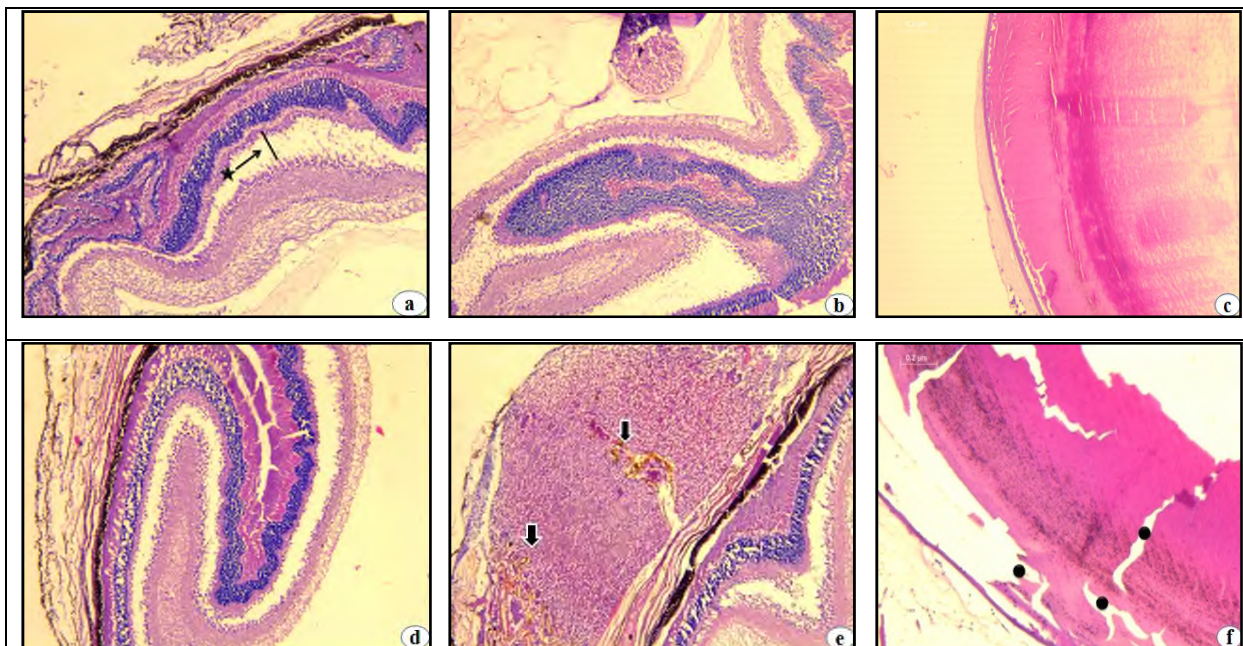


Figure 38 : Coupes histologiques des yeux de *S. salpa*.

a, b, c Un œil morphologiquement normal manifestant une désorganisation des couches cellulaires des l'œil (x4).

d, e Un œil hémorragique manifestant une désorganisation des couches cellulaires des l'œil (x4).

f Un œil hémorragique (x10) : dommages cellulaires au niveau de la lentille de l'œil (bulles) ; détachement entre les couches rétiniennes (étoile) ; évahissement de sang (flèches).

Ces anomalies ont été décrites dans les travaux antérieurs portant sur quelques espèces de poissons, la cause principale avancée était relative à la contamination de milieu marin. A ce sujet, Nagarjuna et Mohan, (2016) ont argumenté par l'exposition à une toxicité aigue ou chronique par le Nickel (Ni) suite à une étude réalisée sur le Mulet *Mugilus cephalus*. Par ailleurs, des études ont signalé un ensemble d'anomalies microscopiques sur les yeux de Tilapia hybrid *Oreochromis niloticus* après sont infection par l'agent pathogène *Streptococcus agalactiae* (Filho et al., 2009 ; Laith et al., 2017).

III.2.3. Histopathologie des gonades

L'étude des coupes histologiques réalisées sur des gonades du Merlu *M. merluccius* infestées par les nématodes du genre *Anisakis*, a révélé un envahissement des ovocytes par la *granulosa* au 3^{ème} stade de développement ovocytaire (Fig. 39a), cet état est considéré comme l'une des formes atrétiques qui entravent le processus d'accumulation de réserves énergétiques (Djoudad-Kadji, 2014). Il a été également constaté lors de l'observation des coupes la présence de structures arrondies relatives aux nématodes en plusieurs emplacements de la gonade (Fig. 39).

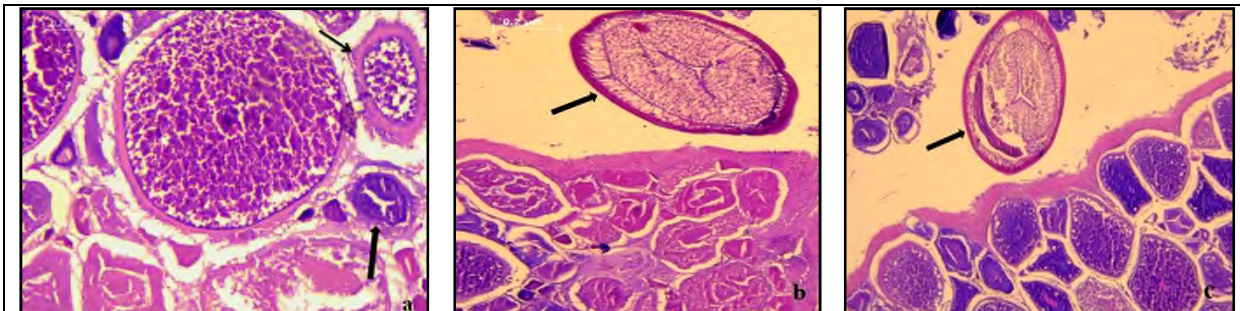


Figure 39 : Coupes histologiques de gonades infestées par les parasites. **a)** Envahissement des ovocytes par la *granulosa* au 3^{ème} stade de développement ovocytaire (flèche fine). **a, b, c)** Nématodes (flèche épaisse).

L'apparition de follicules atrétiques est un phénomène commun chez les poissons, Elle peut être induite par plusieurs facteurs comme le stress, le jeûne, les biocides, la température, ou des taux d'hormones anormaux (Weber et al., 2003). L'atrésie est un processus de dégénérescence dans lequel intervient un grand nombre de facteur (hormonaux notamment) par lequel l'ovocyte perd son intégrité et est éliminé avant l'ovulation (Janz, 2000). Selon Weber et al. (2003), l'atrésie des follicules ovariens pourrait être une cause déterminante pour une baisse du succès reproducteur.

Quant à l'infestation parasitaire, elle a été liée aux facteurs de l'environnement et possiblement liée au comportement de l'hôte (Smith, 1983).

CONCLUSION
ET
PERSPECTIVES

La présente étude a été consacrée à une analyse anatomo-histopathologique de huit espèces de poissons : *Merluccius merluccius* ; *Liza ramada* ; *Liza aurata* ; *Sarpa salpa* ; *Boops boops* ; *Pagellus acarne* ; *Gobius niger* ; *Trachurus mediterraneus* récupérées au niveau du port de pêche de Bejaia.

L'objectif était de déterminer l'impact du stress environnemental sur l'état de santé des poissons par la mise en évidence d'anomalies et de changements morphologiques par l'utilisation d'une approche macroscopique et des altérations et désorganisations à l'échelle tissulaire et cellulaire par l'application d'une approche histologique.

Lors de ce travail, un intérêt particulier a été porté à trois organes principaux qui sont : le foie, les yeux et les gonades, connus comme des sièges de la régulation des différentes fonctions biologiques.

L'examen macroscopique de tous les spécimens de poissons a permis d'identifier diverses anomalies anatomiques révélées au niveau de toutes les parties du corps et des organes. En effet, il a été constaté des lésions hémorragiques et déformations au niveau du corps et nageoires ainsi que des altérations de la couleur et dépouillement d'écailles. Au niveau des yeux, des cas d'opacité, d'exophtalmie et d'hémorragie oculaire ont été notées chez certains poissons. Il a été également enregistré des malformations au niveau du foie et des gonades accompagnées d'infestations parasitaires légères à sévères par les nématodes du genre *Anisakis*.

Par ailleurs, l'examen microscopique des coupes histologiques réalisées sur des parties altérées détectées en macroscopie, a permis de déceler un ensemble de perturbations du système tissulaire et cellulaire des organes. Au niveau du foie, il a été retrouvé des infestations parasitaires internes très prononcées au tour des lobules hépatiques, à cela s'ajoutent des infiltrations lymphocytaires, la thrombose et la congestion des vaisseaux sanguins ainsi que des nécroses. Alors qu'au niveau des yeux, il a été constaté des lésions à l'échelle de la lentille associées à des détachements et enroulements des couches rétiniennes. Quant aux gonades, diverses formes atrétiques ont été notées associées à des infestations parasitaires par *Anisakis sp* localisé à l'intérieur et à la périphérie des lames ovariennes.

Compte tenu de toutes ces anomalies déterminées tant à l'échelle macroscopique que microscopique et par référence aux études antérieures en rapport avec ce sujet de part le monde, il est judicieux d'émettre une hypothèse relative à la propagation de la pollution au niveau du port de pêche de Bejaia, car tous les agents et facteurs qui sont responsables des

changements morphologiques et physiologiques des espèces de poissons se convergent dans la grande occupation mondiale actuelle qui est la « *pollution de l'environnement* ».

A cet effet et devant le manque de données sur le golf et le port de pêche de Bejaia, il serait intéressant de multiplier les efforts initialement pour l'évaluation de la qualité de cet écosystème qui constitue une source importante en poissons pour l'alimentation de la population locale et voisine.

Il est également important de s'intéresser dans les études futures à d'autres approches complémentaires pour comprendre ces différentes perturbations et d'établir des biomarqueurs efficaces pour l'évaluation de la qualité des habitats, à savoir :

- ✓ *Les approches histochimiques* pour suivre l'effet de la pollution sur les réserves énergétiques des cellules ;
- ✓ *Des approches immun-histochimiques et enzymatiques* afin de déterminer la classes hormonales et enzymatiques susceptibles d'être altérées par les polluants ;
- ✓ *Une approche physicochimique et biologique* pour l'évaluation de la qualité des eaux.

REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

- Abollo, E., Gestal, C. and Pascual, S. (2001).** *Anisakis* infestation in marine fish and cephalopods from Galician waters : an updated perspective. *Parasitol. Res*, 87: 492-499.
- Adam, C., Floriani, M. and Barillet, S. (2008).** Uranium-induced ultrastructured changes in target tissues of the zebrafish: chemical and radiological aspects. *Poster, 6th Congress SEBatMarseille*, 6- 10 July.
- Adil, A.W., Sikdar-Bar, M., Borana, K., Khan, H.A, Andrabi, S.S.M. and Pervaiz, P.A. (2011).** Histopathological alterations induced in gill epithelium of African catfish, *Clarias gariepinus* exposed to copper sulphate. *Asian J Exp Biol Sci*, 2: 278-282.
- Aguilar, A., Borrell, A. and Reijnders, P.J.H. (2002).** Geographical and temporal variation in levels of organochlorine contaminants in marine mammals. *Mar Environ Res*, 53 : 425-452.
- Allardi, J. (1984).** Introduction et acclimatation de poissons d'eau douce en France: historique et bilan. *EIFAC Technical Paper*, 42 (2): 427-435.
- Allen, Y., Scott, A.P., Matthiessen, P., Haworth, S., Thain, J.E. and Feist, S.W. (1999).** Survey of estrogenic activity in United Kingdom estuarine and coastal waters and its effect on gonadal development of the flounder *Platichthys flesus*. *Environ.Toxicol. Chem*, 18 (8): 1791-1800.
- Al-Zaidan, A.S., Al-Sarawi, H.A., Massoud, M.S., Al-Enezi, M., Smith, A.J., Bignell, J.P., Green, M.J., Askem, C., Bolam, T.P.C., Barber, J.L., Bersuder, P. and Lyons, B.P. (2015).** Histopathology and contaminant concentrations in fish from Kuwait's marine environment. *Mar. Pollut. Bull.* (in press).
- Bateman, K.S., Stentiford, G.D. and Feist, S.W. (2004).** A ranking system for the evaluation of intersex condition in European flounder (*Platichthys flesus*). *Environ. Toxicol. Chem*, 23 (12): 2831-2836.
- Beck, M.W., Heck, K.L., Able, K.W., Childers, D.L., Eggleston, D.B., Gillanders, B.M., Halpern, B., Hays, C.G., Hoshino, K. and Minello, T.J. (2001).** The identification, conservation, and management of estuarine and marine nurseries for fish and invertebrates. *BioScience*, 51: 633-641.
- Ben Ameer, W., Lapuente, J., El Megdiche, Y., Barhoumi, B., Trabelsi, S., Camps, L., Serret, J., Ramos-López, D., Gonzalez-Linares, J., Driss, M.R. and Borràs, M. (2012).** Oxidative stress, genotoxicity and histopathology biomarker responses in mullet (*Mugil cephalus*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*) liver from Bizerte Lagoon (Tunisia). *Mar. Pollut. Bull*, 64: 241-251.
- Bergmann, G.T. and Motta, P.J. (2004).** « Infection by anisakid nematodes *Contracaecum* spp. in the Mayan cichlid fish '*Cichlasoma (Nandopsis)*'*urophthalmus* (Günther 1862). » *J. Parasitol*, 90 (2): 405-407.
- Blazer, V.S., Fournie, J.W., Wolf, J.C. and Wolfe, M.J. (2007).** Manual for the diagnostic analysis of proliferative liver and skin lesions in the brown bullhead *Ameiurus nebulosus*. Pennsylvania Sea Grant/USGS Publication.
- Blázquez, M., Zanuy, S., Carrillo, M. and Piferrer, F. (1998).** Structural and functional effects of early exposure to estradiol-17 β and 17 α -ethinyloestradiol on the gonads of the gonochoristic teleost *Dicentrarchus labrax*. *Fish Physiol. Biochem*, 18: 37-47.
- Boge, G., Roche, H. and Houvet, D. (1991).** Les indicateurs physiologiques de toxicité en milieu marin. *Océanis*, 17 (4): 351-365.
- Boorman, G.A., Botts, S., Bunton, T.E. and al. (1997).** Diagnostic criteria for degenerative, inflammatory, proliferative nonneoplastic and neoplastic liver lesions in medaka (*Oryzias latipes*): consensus of a National Toxicology Program pathology working group. *Toxicol Pathol*, 25: 202-210.

- Bouck, G.R. (1980).** Etiology of gas bubble disease. *Transactions of the American Fisheries Society*, 109 : 703-707.
- Bourrachot, S. (2009).** Etude des effets biologiques de l'exposition à l'uranium chez le poisson zèbre (*D. rerio*). *Impact sur les stades de vie*. Thèse de Doctorat de l'Environnement et santé. Université Aix-Marseille I- Université De Provence, Faculté Sciences de l'environnement, France, 106-177p.
- Bradbury, R.B. and Kirby, W.B. (2006).** Farmland birds and resource protection in the UK: crosscutting solutions for multi-functional farming. *Biolog Conse*, 129: 530–542.
- Brusle, J. (1995).** Skeletal abnormalities in fish and their multifactorial aetiology : a review. In *E.A.F.R., seventh international conference «Diseases of fish and shellfish»*. 90p.
- Bullock, A.M. and Boberts, R.J. (1975).** The dermatology of marine teleost fish. The normale integument. *Oceanogr. mar. boil*, 13: 383-411.
- Cabral, N. H., Vasconcelos, R. P., Vinagre, C., Franc, S., Fonseca, V., Maia, A., Reis-Santos, P., Lopes, M., Ruano, M., Campos, J., Freitas, V., Santos, P. and Costa, M. J. (2007).** Relative importance of estuarine flatfish nurseries along the Portuguese coast. *J. Sea. Res*, 57: 209-217.
- Choudhury, S., Thomas, J.K., Sylvain, N.J., Ponomarenko, O., Gordon, R.A., Heald, S.M., Janz, D.M., Krone, P.H., Coulthard, I., George, G.N. and Pickering, I.J.(2015).** Selenium preferentially accumulates in the eye lens following embryonic exposure: a confocal X-ray luorescence imaging study. *Environ Sci Technol*. Doi:10.1021/es503848s.
- Christiansen, T., Korsgaard, B. and Jespersen, A. (1998).** Effects of nonylphenol and 17 β -Oestradiol on vitellogenin synthesis, testicular structure and cytology in male eelpout *Zoarces viviparus*. *J. Exp. Biol*, 201 : 179–192.
- Clason, B., Langston, W. J. and Zauke, G.P. (2003).** Bioaccumulation of trace metals in the amphipod *Chaetogammarus marinus* (Leach, 1815) from the Avon and Tamar estuaries (UK): comparison of two-compartment and hyperbolic toxicokinetic models. *Mar Environ Res*, 57: 171-195.
- Cossa, D. and Lassus, P. (1989).** Le cadmium en milieu marin. Biogéochimie et écotoxicologie. *Ifremer, rapports scientifique technique*, N°16, 111p.
- Cossa, D. (1995).** A review of the use of *Mytilus spp.* as quantitative indicators of cadmium and mercury contamination in coastal waters. *Oceanologica Acta*, 12: 417–432.
- Dauvin, J.C. (2007).** Paradox of estuarine quality: benthic indicators and indices, consensus or debate for the future. *Mar. Pollut. Bull*, 55: 271–281.
- Davies, K.J. (1995).** Oxidative stress: the paradox of aerobic life. *Bio-chem Soc Symp*, 61:1–31
- De kinkelin, P. and Gerard, J.P. (1972).** Connaissances de base sur la pathologie des poissons. *Bulletin français de pisciculture* .N°247 : 48-78p. <http://www.kmae-journal.org>
- Depledge, M.H. and Billingham, Z. (1999).** Ecological significance of endocrine disruption in marine invertebrates. *Mar. Pollut. Bull*, 39; 32–38.
- Djoudad –Kadji, H. (2014).** Caractérisation de la reproduction du poisson d'eau douce barbus *barbus callensis* au niveau de l'Oued Soummam dans la région de Bejaia. Thèse Doctorat des Sciences Biologiques et de l'Environnement. Université Abderrahmane Mira. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Bejaia, Algérie, 164p.
- Djoudad-Kadji, H., Benslimane, S., Chevalier, C., Kadji, B., Exbrayat, J.M. and Iguer-ouada, M. (2012).** First observation of intersex in barbel *Barbus callensis* (Valenciennes, 1842) collected in Soummam River (Algeria). *Cybium*, 36(4): 531-538.

- Dukes T.W. (1975)** . Ophthalmic pathology of fishes. In: *The Pathology of Fishes* (ed. by W. E. Ribelin and G. Migaki), The University of Wisconsin Press, Madison, Wisconsin . 383-398pp.
- Dukes, T.W. and Lawler, A.R. (1975)**. The ocular lesions of naturally occurring lymphocystis in fish. *Can. J. Comp Med*, 39:406-410.
- Farjallah, S., Ben Slimane, B., Busi, M., Paggi, L., Amor, N., Blel, H., Said, K. and D'Amelio, S. (2008)**. Occurrence and molecular identification of *Anisakis spp.* from the North African coasts of Mediterranean Sea. *Parasitol. Res.* 102:371-379.
- Feist, S.W., Stentiford, G.D., Kent, M.L., Ribeiro Santos, A. and Lorange, P. (2015)**. Histopathological assessment of liver and gonad pathology in continental slope fish from the northeast Atlantic Ocean. *Mari Enviro Res*, 106: 42-50.
- Ferguson, H.W. (1989)**. Systemic Pathology of Fish. *Iowa State University Press, Ames*, 263pp.
- Fernandez, N. and Beiras, R. (2001)**. Combined toxicity of dissolved mercury with copper, lead and cadmium on embryogenesis and early larval growth of the Paracentrotus lividus sea-urchin. *Ecotoxicol*, 10: 263-271.
- Filho, C.I., Müller, E.E., Pretto-Giordano, L.G. and Bracarense, F.R.L. (2009)**. Histological findings of experimental *Streptococcus agalactiae* infection in Nile tilapias (*Oreochromis niloticus*). *Braz. J. Vet. Pathol*, 2(1): 12-15.
- Gaye Diop G.P. (2012)**. Mesure de la dépollution des effluents des fabriques de pâtes et papiers par la réponse écologique du milieu. Centre universitaire de formation en environnement université de sherbrooke. Sherbrooke, Québec, Canada. 52p.
- Ghittino, P. (1966)**. Les maladies des poissons et les dommages causés aux poissons en, Italie par des facteurs ambiants défavorables. *Bull. off. Int. Epiz*, 65(5-6) : 583-588.
- Girard, P. and Elie, P. (2007)**. Manuel d'identification des principales lésions Anatomomorphologiques et des principaux parasites externes des Anguilles. Association « Santé Poissons Sauvages » Etude Cemagref n°110 - *Groupement de Bordeaux*. 81p
- Gony, S., Lecomte-Finiger, R., Faguet, D., Biagiatti, S. and Brusle, J. (1988)**. Etude guidance implemented during naval exercises. *Mar. Pollut*, 58 : 465-477.
- Harmelin, J-G. and Ruitton, S. (2013)**. Poisson de Méditerranée. *edisud*, la Massane. 13-167p.
- Has-Schön, E., Bogut, I., Kralik, G., Bogut, S., Horvatié, J. and Cacié, M. (2008)**. Heavy metal concentration in fish tissues inhabiting waters of “Busko Blato” reservoir (bosnia and Herzegovina). *Environ. Monit. Assess*, 144 (1-3): 15-22.
- Hinck, J.E., Blazer, V.S., Denslow, N.D., Echols; K.R., Gross, T.S., May, T.W., Anderson, P.J., Coyle, J.J. and Tillitt, D.E. (2007)**. Chemical contaminants, health indicators, and reproductive biomarker responses in fish from the Colorado River and its tributaries. *Sci. Total Environ*, 378: 376-402.
- Hiss, E., Beiras, R. and Seaman, M.N.L. (1999)**. The assessment of marine pollution-bioassays with bivalve embryos and larvae. In: Southward, A.I., Tyler, P.A., Young, C.M. (Eds.), *Advances in Marine Biology. Academic Press, London*. 1-178 pp.
- Huss, H.H. (1996)**. Assurance de qualité des produits de la mer. *Rome : FAO (CIFA Tech.Pap. ;334)*. 175p.
- Jacobson, K.C., Teel, D., Van Doornik, D.M. and Casillas, E. (2008)**. Parasite associated mortality of juvenile Pacific salmon caused by the trematode Nan-ophyetus salmincola during early marine residence. *Mar Ecol Prog Ser*, 354: 235-244.
- Janz, D.M. (2000)**. Endocrine system. *The Handbook of experimental animals*, The laboratory fish /ed. Gary K. Ostrander, Johns Hopkins University, Baltimore, MD, 189-217p.

- Javed, M. and Usmani, N. (2013).** Assessment of heavy metal (Cu, Ni, Fe, Co, Mn, Cr, Zn) pollution in effluent dominated rivulet water and their effect on glycogen metabolism and histology of *Mastacembelus armatus*. *SpringerPlus* 2, 390, <http://www.springerplus.com/content/2/1/390>.
- Jenssen, B.M. (1994).** Review article: effects of oil pollution, chemically treated oil, and cleaning on the thermal balance of birds. *Environ Pollu*, 86: 207-215.
- Kane, A., (2005).** Descriptive Guide to Observing Fish Lesions. Supported by US Environmental Protection Agency, Office of Wetlands, Oceans and Watershed. *APC Press*, 9p. (<http://aquaticapath.umd.edu>).
- Karr, J.R. (1991).** « Biological integrity: A long-neglected aspect of water resource management ». *Ecolo Appl*, 1(1) : 66-84.
- Koller, E. (2004).** Traitement des pollutions industrielles, eau, air, déchets, sols, boues. *DUnod*. Paris. 412p.
- Labat, R., Roqueplo, C., Ricard, J.M., Lim, P. and Burgat, M. (1977).** Actions écotoxicologiques de certains métaux (Cu, Zn, Pb, Cd) chez les poissons dulçaquicoles de la rivière Lot. *Ann. Limnol*, 13 (2) : 191-207.
- Lablack, L., (2014).** Biodiversité des communautés parasitaires chez les poissons Sparidés, le pagre *Pagrus pagrus* et la dorade rose *Pagellus bogaraveo* des cotes ouest-algériennes unive d'oran. Thèse de Magister de Sciences de Parasitologie Marine. Université d'Oran, Faculté l'Environnement Marine, Algerie, 14-146p.
- Laith, A.A., Ambak, M.A., Hassan, M., Sheriff, S.M., Nadirah, M., Shuhaimi Draman, A., Wahab, W., Ibrahim, W.W., Aznan, A.S., Jabar, A. and Najiah, M. (2017).** Molecular identification and histopathological study of natural *Streptococcus agalactiae* infection in hybrid tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Veterinary World*, EISSN: 2231-0916.
- Levsen, A. and Midthun, E. (2007).** « Occurrence and spatial distribution of *Anisakis sp.* In three commercially important pelagic fish stocks from the NE Atlantic, with comments on the significance to consumer safety. » *Parasitol*, 2: 402-403.
- Liebel, S., Tomatoke, M.E.M. and Oliveira Ribeiro, C.A. (2013).** Fish hystopathology as biomarker to evaluate water quality. *Exotoxicol. Environ. Contam*, 8 (2) : 9-15.
- Lucas, J. (2015).** Intégrité fonctionnelle chez le poisson zèbre, *Danio rerio*, exposé à des concentrations sublétales d'hydrocarbures aromatiques polycycliques. Thèse Doctorat de Physiologie, Biologie des Organismes, Populations, Interactions. Université de la Rochelle, Faculté d'Environnement et Sociétés, France. 133-138p.
- Maharajan, A., Rufus Kitto, M., Paruruckumani, P.S. and Ganapiriya, V. (2016).** Histopathology biomarker responses in Asian sea bass, *Lates calcarifer* (Bloch) exposed to copper. *J. Bas & Appl Zoolo*, 77: 21-30.
- Maizels, R.M., Blasder, M.L. and Selkirk, M.E. (1993).** Forms and functions of nematodes surfaces. *Experim parasitol*, 77(3): 380-384.
- McGlashan, D.J. and Hughies, J.M. (2001).** Genetic evidence for historical continuity between populations of the Australian freshwater fish *Craterocephalus stercusmuscarum* (Atherinidae) east and west of the Great Diving Range. *J. Fish Biol*, 59 : 55-67.
- Mellinger, J. (1995).** Malformations embryonnaires et larvaires dues à la pollution marine. Mise au point bibliographique. *Ichthyophysiol Acta*, 18 : 145-152.
- Milinkovitch, T., Lucas, J., Le Floch, S., Thomas-Guyon, H. and Lefrançois, C. (2012).** Effect of dispersed crude oil exposure upon the aerobic metabolic scope in juvenile golden grey mullet (*Liza aurata*). *Mar. Pollut.*, 64: 1-7.

- Millemann, R.E. and Knapp, S.E. (1970).** Pathogenicity of the "salmon poisoning" trematode, *Nanophyetus salmincola*, to fish. In: *Symposium on Diseases of Fishes and Shellfishes* (ed. by S. F. Snieszko), *American Fisheries Society Special*, 5: 209-217.
- Muus, B.J., Nielsen, J.G., Dahlström, P., Olesen Nyström, B. (2011).** *Delachaux et Niestlé*. Paris.130-232p.
- Myers, M.S., Olson, O.P., Johnson, L.L., Stehr, C.S., Hom, T. and Varanasi, U. (1992).** Hepatic lesions other than neoplasma in subadult flatfish from Puget Sound, Washington: relationships with indices of contaminant exposure. *Mar. Environ.Res*, 34: 45-51.
- Nagarjuna, A. and Mohan, D. (2016).** Biochemical and Histopathological Changes Induced by Nickel in the Striped Mullet, *Mugil cephalus* (Linnaeus 1758). *Bull Environ Contam Toxicol*. DOI 10.1007/s00128-016-1961-x.
- Nounou, P., Martoja, R. and Orcel, L. (1980).** Ulcérations des poissons et mammifères marins pêchés dans les eaux côtières françaises. *Publications du CNEXO*, rapports scientifiques et techniques, 43: 94 p.
- Ortiz-Zarragoitia, M., Bizarro, C., Rojo-Bartolomé, I., Diaz de Cerio, O., Cajaraville, M.P. and Cancio, I. (2014).** Mugilid fish are sentinels of exposure to endocrine disrupting compounds in coastal and estuarine environments. *Mar. Drugs*, 12: 4756-4782.
- Pesson, P. (1980).** Pollution des eaux continentales, incidences sur les biocénoses aquatiques. 2^{ème} Edition Gauthier Villars. Paris. 345p.
- Pinkney, A.E., Harshbarger, J.C., May, E.B., Reichert, W.L. (2004).** Tumor prevalence and biomarkers of exposure and response in brown bullhead (*Ameiurus nebulosus*) from the Anacostia river, Washington, DC and Tuckahoe river, Maryland, USA. *Environ. Toxicol. Chem*, 23 : 638–647.
- Porte, C., Janer, G., Lorusso, L.C., Ortiz-Zarragoitia, M., Cajaraville, M.P., Fossi, M.C. and Canesi, L. (2006).** Endocrine Disruptors in marine organisms: approaches and perspectives. *Comp. Biochem. Physiol. C*, 143: 303-315.
- Puzzi, C., Bottero, S., Cevasco, A., Massari, A., Monteverde, M., Pedemonte, F., Bertolotti, R., Viganò, L. and Mandich, A. (2005).** Fish community characterization in two stretches upstream and downstream of the Lambro River confluence with the Po River. *Ann. N.Y. Acad. Sci*, 1040 : 439-443.
- Ramade, F. (1989).** *Éléments d'écologie : écologie appliquée*. Mac Graw-Hill, 578 p.
- Richard, Y., Baillargeon, J-P. and Massé, H. (2016).** Guide de classification des anomalies externes des poissons d'eau douce du Québec. *Gouvernement du Québec*. Canada.179p.
- Ridgway, J. and Shimmield, G. (2002).** Estuaries as repositories of historical contamination and their impact on shelf Seas. *Estuar Coast Shelf Sci*. Doi:10.1006/ecss. 2002-1035.
- Rousseaux, C.G., Branchaud, A. and Spear, P.A. (1995).** Evaluation of liver histopathology and EROD activity in St. Lawrence lake sturgeon (*Acipenser fulvescens*). *Environ. Toxicol. Chem*, 14 (5) : 843-849.
- Schàperclaus, P.W. (1962).** LES MALADIES DES POISSONS. *bulletin francais de pisciculture*, n°202, juillet-septembre 1961. «<http://www.kmae-journal.org>».
- Schmidt, H., Bernet, D., Wahli, T., Meier, W. and Burkhardt-Holm, P. (1999).** Active biomonitoring with brown trout and rainbow trout in diluted sewage plant effluents. *J. Fish. Biol*, 54: 585-596.
- Segner, H., Caroll, K., Fenske, M., Janssen, C.R., Maack, G., Pascoe, D., Shäfers, C., Vandenberg, G.F., Watts, M. and Wenzel, A. (2003).** Identification of endocrine-disrupting effects in aquatic vertebrates and invertebrates: report from the European IDEA project. *Ecotoxicol. Environ. Saf*, 54: 302-314.

- Silva, P., Rocha, M.J., Cruzeiro, C., Malhão, F., Reis, B., Urbatzka, R., Monteiro, R.A.F. and Rocha, E. (2012).** Testing the effects of ethinylestradiol and of an environmentally relevant mixture of xenoestrogens as found in the Douro River (Portugal) on the maturation of fish gonads-A stereological study using the zebrafish (*Danio rerio*) as model. *Aquat Toxicol*, 124-125: 1-10.
- Sindermann, C.J. (1979).** Pollution-associated diseases and abnormalities of fish and shellfish. *Fishery bulletin*, 76(4): 1979.
- Smith, J.W. (1983).** *Anisakis simplex* (Rudolphi, 1809, det. Krabbe, 1878) (Nematoda: Ascaridoidea): morphology and morphometry of larvae from euphausiids and fish, and a review of the life-history and ecology. *J. Helminthol*, 57(3): 205-224.
- Smith, S.B., Danahue, A.P., Lipkin, R.J., Blazer, V.S., Schmitt, C.J. and Goede, R.W. (2002).** Illustrated feiled guide for assessing external and internal anomalies in fish: U.S. Geological survery, *Information and Technology Report*, 2002-0007, 46p.
- Snyder, E.M., Snyder, S.A., Kelly, K.J., Gross, T.S., Villeneuve, D.L., Fitzgerald, S.D., Villalobos, S.A. and Geisy, J.P. (2004).** Reproductive responses of common carp (*Cyprinus carpio*) exposed in cages to influent of the Las Vegas wash in Lake Mead, Nevada from late winter to early spring. *Environ. Sci. Technol*, 38: 6385-6395.
- Sorensen, E.M.B., Cumbie, P.M., Bauer, T.L., Bell, J.S. and Harlan, C.W. (1984).** Histopathological, hematological, condition-factor, and organ weight changes associated with selenium accumulation in fish from Belews Lake, North Carolina. *Arch. Environ. Contam. Toxicol*, 13: 153-162.
- Stentiford, G.D. and Feist, S.W. (2005).** First reported cases of intersex (ovotestis) in the flatfish species dab, *Limanda limanda*: Dogger Bank, North Sea. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 301: 307-310.
- Strømnes, E. and Andersen, K. (1998).** Distribution of whaleworm (*Anisakis simplex*, Nematoda, Ascaridoidea) L3 larvae in three species of marine fish; saithe (*Pollachius virens* (L.)), cod (*Gadus morhua* L.) and redfish (*Sebastes marinus* (L.)) from Norwegian waters. *Parasitol. Res*, 84(4): 281-285.
- Tancioni, L., Caprioli, R., Al-Khafaji, A.H.D., Mancini, L., Boglione, C., Ciccotti, E. and Cataudella, S. (2015).** Gonadal Disorder in the Thinlip Grey Mullet (*Liza ramada*, Risso 1827) as a Biomarker of Environmental Stress in Surface Waters. *Environl Res and Pub Heal*, 12: 1817-1833.
- Van Der Oost, R., Vindimianb, E., Brink, P.J., Van Den., Satumalay, K., Heida, H. and Van der ven, L.T., Wester ,P.W. and Vos, J.G. (2003).** Histopathology as a tool for the evaluation of endocrine disruption in zebrafish (*Danio rerio*). *Environ. Toxicol. Chem*, 22: 908-913.
- Van der ven, L.T., Wester, P.W. and Vos, J.G. (2003).** Histopathology as a tool for the evaluation of endocrine disruption in zebrafish (*Danio rerio*). *Environ. Toxicol. Chem*, 22: 908-913.
- Vandorpe, B. and Smigielski, F. (1978).** Présence de métaux dans les nodules et nécroses de poissons (morue et pleuronectidés). *Xev. Int. Oceanogr. Med*, XLIX: 29-35.
- Voelker, F.A., Anver, M.R., Mckee, A.E., Casey, B.W. and Brenniman, G.R. (1977).** Arnebias in goldfish. *Veterinary sathology*, 14 (3): 247-255.
- Wang, K., Wang, E., Qin, Z., Zhou, Z., Geng, Y. and Chen, D. (2016).** Effects of dietary vitamin E deficiency on systematic pathological changes and oxidative stress in fish. *Oncotarget*, 7 (51): 83869-83879.
- Weber, L.P., Hill, Jr. R.L. and Janz, D.M. (2003).** Developmental estrogenic exposure zebrafish (*Danio rerio*): II. Histological evaluation of gametogenesis and organ toxicity. *Aquat. Toxicol*. 63: 431-446.

- Wedemeyer, G.A., McLeay, D.J. and Goodyear, C.P. (1984).** Assessing the tolerance of fish and fish populations to environmental stress: the problems and methods of monitoring. *In Contaminant Effects on Fisheries* (V.W. Cairns, P.V. Hodson, and J.O. Nriagu editors).
- Zamri-Saad, M., Amal, M.N. and Siti-Zahrah, A. (2010).** Pathological changes in red tilapias (*Oreochromis spp.*) naturally infected by *Streptococcus agalactiae*. *J. Comp. Pathol*, 2-3: 227-229.

Annexe 1 : les mensurations et les pesées réalisées sur les poissons examinés.

Espèces	Date	LT	LF	LS	PT	PE	PG	PF	PTD	LTE	PRO	PSO	DO	PO
<i>Sarpa salpa</i>	29/01/2017	19,5	17,5	16	85,7	69,4	Abs	0,99	11,86	4	1,2	1,5	N:1,2 P:1	N:0,45 P:0,65
<i>Gobius niger</i>	29/01/2017	9	7,5	71	74	6,48	Abs	1,5	0,28	1,5	0,5	1	0,5	0,09
<i>Merluccius merluccius</i>	30/01/2017	21	20,5	19	74,9	62,7	0,17	1,85	9,2	6	2	3	1	/
<i>Sarpa salpa</i>	31/01/2017	18,5	17	16	81,1	61,3	Abs	1,5	17,6	4	1,5	1,5	1	0,7
<i>Sarpa salpa</i>	31/01/2017	17,5	16	15	67	58	Abs	1,3	8,8	4	1,5	1,5	1	0,5
<i>Merluccius merluccius</i>	06/02/2017	26	24,5	23,5	111	101	0,17	1,6	3,4	7	2,5	3,5	1	N:0,8 P:0,6
<i>Merluccius merluccius</i>	06/01/2017	26,5	25	24	121,5	96,8	0,12	1,7	12,3	7	2,3	3,5	1,2	0,6
<i>Liza ramada</i>	07/02/2017	28	26,5	24	237,8	205,6	Abs	4,7	20,9	6	2	3	1	1
<i>Liza aurata</i>	07/02/2017	25	23,3	20,5	138,6	116,8	0,4	2	7,8	5	1,5	2,5	1	0,9
<i>Sarpa salpa</i>	08/02/2017	19	18	17	79,6	58,5	0,04	1,7	15,2	4	1	2	1	0,7
<i>Gobius niger</i>	08/02/2017	805	7,7	7	8,2	6,3	0,028	0,35	0,31	2	0,5	0,9	0,6	P:0,054 N:0,049
<i>Merluccius merluccius</i>	09/02/2017	26,5	23	22	76,2	70,7	Abs	0,7	2,4	5	1,2	208	1	1,1
<i>Merluccius merluccius</i>	09/02/2017	22,5	21,5	20	70,9	63,3	1,5	2,2	1,9	4	1,5	1,5	1	/

<i>Sarpa salpa</i>	12/02/2017	20,5	19,3	17,5	106,8	82,8	0,02	1,5	16,7	4	1,2	1,8	1	/
<i>Liza aurata</i>	12/02/2017	26	25	22	164,8	130,5	0,5	2,3	18,8	5	2,5	1,5	1	1
<i>Boops boops</i>	12/02/2017	15	14	12,5	30,2	27,4	0,15	0,16	1,1	3	0,5	1,5	1	N:0,6 P:0,9
<i>Boops boops</i>	12/02/2017	15	13,5	12	30,1	25,7	0,4	0,8	1,4	3	1	1	1	N:0,9 P:1
<i>Boops boops</i>	13/02/2017	16	14,5	13,5	39	32,4	0,5	1,1	1,5	3	0,5	1,5	1	0,5
<i>Boops boops</i>	13/02/2017	16	15	14	36,7	32,3	0,4	1	1,3	3	0,8	1,2	1	/
<i>Boops boops</i>	13/02/2017	14,5	13,5	12	31,3	23	0,2	1,2	0,9	2,5	0,5	1	1	N:0,5 P:0,6
<i>Pagellus acarne</i>	13/02/2017	16	15	13,5	63,6	54	0,18	0,7	2,1	5	1,5	1,5	2	N:1 P:1,3
<i>Pagellus acarne</i>	13/02/2017	14	13	11,5	40,8	35	0,16	0,4	0,4	4	1,5	1,5	1	N:0,7 P:0,9
<i>Boops boops</i>	15/02/2017	20	18,5	16,5	89,8	82,2	1,6	1,1	2,7	5	1,5	2	1,5	/
<i>Boops boops</i>	22/02/2017	15,5	14,5	13	38,9	34,5	0,99	0,3	1,8	3	1,5	1	0,5	N:0,6 P:0,7
<i>Boops boops</i>	22/02/2017	17	15,5	14	45,8	38,5	1,02	0,46	2,6	3	0,8	1	1,2	0,7
<i>Boops boops</i>	22/02/2017	15	14	13	33,8	29,8	1,6	0,18	1,25	2,5	0,5	1	1	0,6
<i>Boops boops</i>	22/02/2017	15,5	14,4	13	36,7	30,4	1,7	0,1	1,6	3	0,7	1,3	1	0,6

<i>Merluccius merluccius</i>	22/02/2017	21,5	20	18,5	54	49,9	5,3	1,1	0,8	5	2,5	1,5	1	/
<i>Merluccius merluccius</i>	22/02/2017	20,5	19	17,5	60	54,6	2,8	1,1	1,6	4	1	2	1,5	/
<i>Merluccius merluccius</i>	22/02/2017	21	19,5	18	55,3	48,1	1,9	0,8	0,6	4,5	1,5	1,5	1,5	/
<i>Pagellus acarne</i>	22/02/2017	16	14	13	54	49,2	0,3	0,6	1,3	4	1,4	1	1,6	0,9
<i>Pagellus acarne</i>	22/02/2017	15	13,5	12	46	41,6	0,05	0,2	1,2	3,5	1	1,1	1,4	1
<i>Trachurus mediterraneus</i>	23/02/2017	15,5	14,5	13,5	39,1	32,6	1,6	0,2	1,3	4,5	1,7	1,5	1,3	0,7
<i>Trachurus mediterraneus</i>	23/02/2017	16,5	15	13,5	42,7	37,8	0,9	0,4	1,1	4,4	1,5	1,4	1,4	N: 0,7 P:0,8
<i>Trachurus mediterraneus</i>	23/02/2017	18	16	14,5	49,2	40,1	1,4	0,7	3,4	4,5	1,5	1,4	N:1,3 P:1,5	N:1,02 P:1,03
<i>Trachurus mediterraneus</i>	23/02/2017	17,5	16,5	15	53,9	47,6	1,8	0,4	1,7	4,8	1,7	1,5	1,6	N:0,9 P:1,03
<i>Trachurus mediterraneus</i>	23/02/2017	16	15	13	38,5	32,1	0,9	0,6	2,7	4,2	1,5	1,2	1,5	0,8

Abs : Absence ; **DO** : Diamètre oculaire ; **LF** : Longueur à la fourche ; **LS** : Longueur standard ; **LT** : Longueur totale ; **LTE** : Longueur de la tête ; **PE** : Poids éviscéré ; **PF** : Poids du foie ; **PG** : Poids des gonades ; **PO** : poids oculaire ; **PT** : Poids totale ; **PTD** : Poids du tube digestif ; **PRO** : Distance pré-orbitaire ; **PSO** : Distance post-orbitaire.

Résumé : La présente étude a été consacrée à une analyse anatomo- histopathologique de huit espèces de poissons, récupérées au niveau du port de pêche de Bejaia. L'objectif était de déterminer l'impact du stress environnemental sur l'état de santé des poissons, par la mise en évidence d'anomalies morphologiques par l'utilisation d'une approche macroscopique et des désorganisations à l'échelle tissulaire et cellulaire par l'application d'une approche histologique. En terme de résultats obtenus, le premier examen a révélé diverses formes d'anomalies allant des lésions et déformations jusqu'aux infestations accompagnées d'hémorragies et de perturbation du système oculaire. Par ailleurs, l'examen histologique a confirmé ces constatations et il a noté une désorganisation tissulaire et altération cellulaire au niveau des trois organes analysés : foie, yeux et gonades. Ce constat laisse réfléchir d'une éventuelle influence de la pollution sur la biologie des poissons du golf de Bejaia.

Mots clés : Anomalies, poisson, golfe de Bejaia, pollution, anatomo-histopathologique.

Abstract : The present study was devoted to an anatomo-histopathologic analysis of eight fish species, recovered at the fishing port of Bejaia. The aim was to determine the impact of the environmental stress on the health of fish, by the description of morphological anomaly by the use of a macroscopical investigation and of the disorganization on a tissue and cellular scale by the application of histological approach. The first examination revealed various forms of anomaly from lesions and deformations to the infestations accompanied by hemorrhage and disturbance of the ocular system. Furthermore, the histological examination confirmed these observations, moreover, a tissue disorganization and cellular deterioration on the level of the three analyzed organ liver, eyes and gonads. This report lets reflect of a possible influence of pollution on the biology of fish living at the gulf of Bejaia.

Key words: Anomaly, fish, gulf of Bejaia, pollution, anatomo-histopathologic.

الملخص: هذا البحث معني بدراسة التشريح المرضي لثمانية أصناف من السمك تم اصطيادها في ميناء الصيد لولاية بجاية. الهدف من هذا العمل هو تحديد تأثير التلوث الطبيعي على صحة السمك. وهذا بتحديد التشوهات الخلقية باستعمال الدراسة العينية و الاضطرابات على المستوى النسيجي و الخلوي باستعمال الدراسة المجهرية. بالنسبة للنتائج المحصل عليها، الاختبار الأول أثبت وجود عدة أنواع من التشوهات ابتداء من الجروح و التشوهات المتفاوتة إلى الإصابات بالطفيليات مصحوبة بتقرحات و إختلالات على مستوى الجهاز البصري. أما بالنسبة للاختبار المجهرى فقد أثبت هذه الملاحظات كما سجل إختلالات في المستوى النسيجي و الخلوي على مستوى ثلاث أعضاء: الكبد، العين و الجهاز التناسلي. هذه النتائج تترك لنا مجال التفكير في احتمال تأثير التلوث الطبيعي على بيولوجية الأسماك في خليج بجاية.

الكلمات المفتاحية: التشوهات، السمك، خليج بجاية، التلوث، التشريح المرضي.