

ÉCOLE NATIONALE SUPÉRIEURE VÉTÉRINAIRE

Projet de fin d'études

En vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

Aperçu pathologique des poissons au niveau de Zéralda, Zemouri et Jardin d'essai du Hamma

Présenté par : M^{elle} SEMASSEL Asma

Soutenu le : 20 – 06 -2016

Devant le jury composé de:

- Président : Mme MARNICHE F.	MCA	ENSV
- Promoteur : Melle MILLA A.	MCA	ENSV
- Co-Promoteur : Mme BENLAMEUR Z.	MAB	Réserve de chasse de Zéralda
- Examineur 1: Melle SMAI A.	MAA	ENSV
- Examineur 2 : Melle BENMOHAND C.	MAA	ENSV

Année universitaire : 2015-2016

Dédicaces

A mes très chers parents et grands parents

A mes sœurs, Ikram et Amani

A mes frères, Oussama, Aymen et Akram

Asma

Remerciements

Tout d'abord je tiens à remercier le bon dieu *Allah* de m'avoir guidé dans sa bonne voie.

Je remercie ma promotrice **Dr. MILLA Amel**, Maître de conférences A à l'ENSV, la co-promotrice Madame **BENLAMEUR Zahia**, Conservateur divisionnaire des forêts à la Réserve de chasse de Zéralda (RCZ), madame la présidente **Dr. Marnich Faiza**, Maître de conférences A à l'ENSV, et les examinatrices **Dr. SMAI Amina**, Maître assistante classe A à l'ENSV et **Dr BENMOHAND Chabha**, Maître assistante classe A à l'ENSV.

Je remercie mes très chers parents, qui ont toujours été là pour moi. Vous avez tout sacrifié pour nous, je suis très fière d'avoir des parents comme vous, vous êtes extraordinaires.

Je rends un hommage respectueux et reconnaissant à tous mes professeurs, à leur générosité inépuisable, à leur soutien inconditionnel et leur encouragement. Je cite particulièrement **Dr. IDRES Takfarinas**, Maître assistant classe A à l'ENSV, **Dr. BOUDJELLABA Sofiane**, Maître assistant classe A à l'ENSV, **Pr. AISSI Miriem**, de l'ENSV, **Dr. TAIBI Messaouda**, Maître assistant classe A, **Dr. OUMOUNA M'hamed**, Maître de conférences B à l'ENSV.

Je remercie **Mme BOUDJELAL Louiza**, Ingénieur du laboratoire d'HIDAOA et **Dr. SLIMANI Mourad**, Enseignant vacataire d'ana-path à l'ENSV et **Mr. DALIL Khaled**, technicien de laboratoire de zoologie.

Mes sincères remerciements à tous mes amis de l'ENSV.

Un grand merci au jardin d'essai du Hamma et à la Réserve de chasse de Zéralda, de nous avoir accueillie dans ces structures pour effectuer l'expérimentation de notre projet de fin d'étude.

Liste des tableaux

Tableau I: Effets des vitamines liposolubles.....	33
Tableau II: Effets des vitamines hydrosolubles.....	33
Tableau III: Résultats d'analyse microbiologique chez le Rotengle.....	64
Tableau VI: Résultats d'analyse microbiologique chez l'Allache.....	65
Tableau V: Résultats d'analyse microbiologique de l'eau.....	66
Tableau VI: Poids et mensurations de notre échantillonnage.....	70
Tableau VII: Parasites identifiés chez les poissons et dans l'eau.....	70
Tableau VIII: Présence des parasites par site et par poisson.....	72
Tableau IX: Tableau des prévalences.....	74
Tableau X: Tableau de test de χ^2	76

Liste des figures

Figure n° 1 : Anatomie générale d'un poisson.....	3
Figure n° 2 : Evolution du cœur et de la circulation sanguine en fonction de la respiration, chez les poissons. (Ginet et Roux, 1986).....	3
Figure n° 3 : Morphologie d'un poisson cartilagineux.....	4
Figure n° 4 : Modes d'articulation de la mâchoire (Ginet et Roux, 1986).....	4
Figure n° 5 : Embryon du requin <i>Mustelus laevis</i> (Ginet et Roux, 1986).....	5
Figure n° 6 : Anchois <i>Engraulis encrasicolus</i>	10
Figure n° 7 : Sardine <i>Sardina pilchardus</i>	11
Figure n° 8 : Allache ou sardinelle <i>Sardinelle aurita</i>	12
Figure n° 9 : Saurel, Chinchard ou Saourine <i>Trachurus mediterraneus</i>	13
Figure n° 10 : Rouget de roche <i>Mullus surmuletus</i>	13
Figure n° 11 : Rouget de vase <i>Mullus barbatus</i>	14
Figure n° 12 : Rascasse <i>Scorpaena</i>	14
Figure n° 13 : Dorade <i>Sparus aurata</i>	15
Figure n° 14 : Saint-pierre <i>Zeus Faber</i>	16
Figure n° 15 : Merlan <i>Merlangius merlangus</i>	17
Figure n° 16: Rotengle <i>Scardinius erythrophthalmus</i>	18
Figure n° 17 : La maladie Lymphocystique.....	22
Figure n° 18 : Cycle de parasites.....	31

Figure n° 19 : Barrage de Zéralda.....	36
Figure n° 20 : Jardin d’essai du Hamma.....	37
Figure n° 21 : Situation géographique de Zemouri.....	38
Figure n° 22 : Recherche de la flore aérobic mésophile totale (FAMT) chez le Rotengle.	41
Figure n° 23 : Recherche de la flore aérobic mésophile totale (FAMT) chez l’Allache...	41
Figure n° 24 : Phase de pré-enrichissement.....	43
Figure n° 25 : Phase d’enrichissement.....	43
Figure n° 26 : L’isolement sélectif.....	43
Figure n° 27 : La recherche des coliformes fécaux.....	45
Figure n° 28 : La recherche des <i>staphylococcus aureus</i>	46
Figure n° 29 : La recherche de la flore aérobic mésophile totale (FAMT).....	50
Figure n° 30 : La recherche de coliformes fécaux.....	51
Figure n° 31 : Milieu de recherche des streptocoques.....	53
Figure n° 32 : Technique de flottaison.....	54
Figure n° 33 : La recherche des ectoparasites.....	55
Figure n° 34 : Ecouvillonnage.....	56
Figure n° 35 : Milieu à l’urée indole et milieu à base du sérum.....	57
Figure n° 36 : Préparation des coupes histologiques.....	59
Figure n° 37 : Etapes de coloration.....	61
Figure n° 38 : Milieux de culture chez le rotengle.....	64
Figure n° 39 : Milieux de culture chez l’allache.....	65
Figure n° 40 : Milieux de culture de l’eau.....	66
Figure n° 41 : Colonies de champignons ayant poussées sur milieu Sabouraud.....	67
Figure n° 42 : Colonies ayant poussées après repiquage.....	67
Figure n° 43 : <i>Aspergillus fumigatus</i> (Gr.x10).....	68
Figure n° 44 : Colonies de levure ayant poussées sur milieu Sabouraud (Gr. x800).....	68
Figure n° 45 : <i>Aspergillus</i> sp. Identifié par les écouvillons (Gr. x800).....	68
Figure n° 46 : Colonies ayant poussées sur Milieu Sabouraud / Actidione.....	69
Figure n° 47 : Parasites identifiés sous microscope optique (Gr. x40).....	71
Figure n° 48 : Variation du nombre des espèces des parasites et leurs fréquences centésimales selon les catégories.....	72
Figure n° 49 : Variation du nombre des espèces des parasites selon les stations.....	73
Figure n° 50 Variation du nombre des espèces de parasites en fonction des poissons et de l’eau..	73

Figure n° 51 : Représentation graphique d'analyse factorielle des correspondances.....	76
Figure n° 52 : Coupe histologique d'un intestin d'une femelle Rotengle. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (X100).....	77
Figure n° 53 : Coupe histologique d'un intestin d'une femelle Rotengle. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (X400).....	77
Figure n° 54 : Coupe histologique d'un intestin d'un male Rotengle. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (X100).....	78
Figure n° 55 : Coupe histologique d'un intestin d'un male Rotengle. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (X400).....	78
Figure n° 56 : Coupe histologique d'une portion d'un Intestin distal Rotengle male. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (X100).....	78
Figure n° 57 : Coupe histologique d'un intestin distal* d'un male Rotengle. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (X400).....	79
Figure n° 58 : Coupe transversale d'un muscle d'une femelle Rotengle. La ligne latérale le muscle latéraux profond dits blancs. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (G. X400).....	79
Figure n° 59 : Coupe transversale d'un muscle normal d'un male Rotengle. La ligne latérale le muscle latéraux profond dits blancs. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (G. X400).....	80
Figure n° 60 : Coupe histologique d'un Ovaire de Rotengle. La phase Folliculogénèse ovarienne. Coloration éosine hématoxyline /Grossissement (G. X400).....	81

Liste des annexes

- Annexe 1 :** Bilan des lâchers de la faune piscicole par l'O.N.D.P.A Mazafran
- Annexe 2 :** Bilan des lâchers de la faune piscicole par le C.N.D.P.A de Bousmail
- Annexe 3 :** Table de MAC – GRADY
- Annexe 4 :** **Figure n° 61 :** Photos de la méthode de travail au laboratoire
- Figure n° 62 :** Observation microscopique
- Annexe 5 :** Eventuelles solutions utilisées pour la technique de flottation
- Annexe 6 :** Principales espèces de parasites affectants les poissons
- Annexe 7 :** Critères identification des levures (Drouhet et Dupont, 1985)
- Annexe 8 :** Tableau des présences-absence pour l'AFC

Sommaire

Introduction.....	1
Chapitre 1 : Données bibliographiques sur les poissons.....	2
1-1- Classification.....	2
1-2- Morphologie.....	2
1-2-1- Classe des ostéichthyens.....	2
1-2-2- Classe des chondrichthyens.....	4
1-3- Mode de vie.....	5
1-3-1- Température.....	6
1-3-2- Lumière.....	6
1-3-3- Gaz dissous.....	6
1-3-4- Salinité.....	7
1-3-5- Le pH.....	7
1-3-6- Ammoniaque.....	7
1-4- Nourriture.....	8
1-5- Reproduction.....	8
1-6- Gonades et gamétogénèse.....	9
1-7- Quelques espèces pélagiques les plus répandues en Algérie.....	10
1-7-1- Anchois.....	10
1-7-2- Sardine.....	11
1-7-3- Allache ou Sardinelle.....	11
1-7-4- Saurel, Chinchard ou Saourine.....	12
1-7-5- Rouget de roche.....	13
1-7-6- Rascasse.....	14
1-7-7- Dorade.....	15
1-7-8- Saint-pierre.....	15
1-7-9- Merlan.....	16
1-7-10- Rotengle.....	17
1-8- Pathologies des poissons.....	18
1-8-1- Les insuffisances de l'environnement.....	18
1-8-2- Les facteurs pathogènes physico-chimiques.....	18
1-8-3- Les bios agresseurs : virus, bactéries, parasites.....	19
1-8-3-1- Viroses.....	19

1-8-3-2- Bactérioses.....	23
1-8-3-3- Mycoses.....	28
1-8-3-4- Parasitoses.....	30
1-8-3-5- Carences et intoxications des éléments nutritifs.....	31
Chapitre 2 : Matériel et méthodes	35
- Description des stations d'études.....	35
1. Barrage de Zeralda.....	35
2. Jardin d'essai du Hamma.....	37
3. Zemouri.....	37
2.2- Méthodes d'échantillonnage sur le terrain.....	38
2.3- Méthodes utilisées au laboratoire.....	38
2.3.1- Identification des poissons.....	38
2.3.2- Analyse microbiologique.....	39
2.3.2.1- Préparation des poissons pour essai et prise d'essai.....	39
a- Suspensions mères et dilutions décimales.....	39
b. Protocole de recherche de la flore aérobie mésophile totale (FAMT).....	40
c. Protocole de recherche des salmonelles.....	42
d. Protocole de recherche de coliformes fécaux : norme NFV 08_017.....	44
e. Protocole de recherche de <i>Staphylococcus aureus</i> : norme NF ISO 3888-1.....	45
2.3.2.2- Préparation de l'eau pour essai et prise d'essai.....	48
a- Suspensions mères et dilutions décimales.....	49
b. Protocole de recherche de la flore aérobie mésophile totale (FAMT).....	49
c. Protocole de recherche de coliformes fécaux.....	50
d. Protocole de recherche des streptocoques.....	52
2.3.3- Analyse parasitologique.....	53
2.3.4- Analyse mycologique.....	55
2.3.5- Coupes histologiques.....	58
2.3.6. Exploitation des résultats par des indices écologiques.....	60
2.3.6.1. Richesses totale et moyenne.....	60
2.3.6.2. Fréquence centésimale ou abondance relative.....	60
2.3.6.3. Fréquence d'occurrence (Prévalence).....	62
2.3.7. Exploitation des résultats par des méthodes statistiques.....	62
2.3.7.1. Emploi de l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C.).....	62

2.3.7.2. Emploi du test du Khi ²	63
Chapitre 3 : Résultats et discussion.....	64
3.1. Résultats d'analyse microbiologique.....	64
3.1.1. Rotengle.....	64
3.1.2. Allache.....	65
3.1.3. l'eau.....	66
3.2. Résultats d'analyse mycologique.....	66
3.3. Résultats d'analyse parasitologique.....	69
3.3.1. Poids et mensurations des poissons.....	69
3.3.2. Inventaire des parasites identifiés dans l'eau et les poissons.....	70
3.3.3. Présence - absence des parasites en fonction des stations.....	72
3.3.4. Richesse totale est moyenne des parasites.....	74
3.3.5. Prévalence des parasites.....	74
3.3.6. Analyse factoriel des correspondances.....	75
3.3.7. Test de Khi ²	76
3.4. Les Résultats de l'examen histologique.....	77
Discussion générale.....	82
Conclusion et perspectives.....	84
Références bibliographiques.....	85
Annexes.....	89
Résumés.....	107

Introduction générale

L'homme a toujours pourchassé les poissons par besoin nutritif ou pour le plaisir sportif. Cet acharnement à l'exploitation excessive a conduit à une diminution drastique dans les milieux naturels. Ceci a fait appel à l'apparition des élevages de plus en plus perfectionnés depuis une centaine d'années. L'incidence économique a poussé les chercheurs à étudier les mécanismes fondamentaux qui permettent au poisson de résister contre les micro-organismes et leurs toxines. Depuis les années 2000 l'Algérie commence à s'intéresser à l'étude des affections des poissons, par exemple 20% des espèces des poissons sont menacées. A cet effet, plusieurs tentatives ont été réalisées dans le but de la familiarisation des poissons avec le milieu d'élevage par la maîtrise de ses composantes telles que la température, la salinité, le pH, O₂. Ceci a une importance capitale par plusieurs intervenants vétérinaires, microbiologistes, parasitologues, nutritionnistes, hydrologues, pisciculteurs.

L'Algérie dispose d'un littoral de plus de 1600 Km, ainsi que, le citoyen consomme une fraction protéique minimale issue des poissons par rapport aux normes internationales. Le défi est aussi important par la promotion de la pêche ainsi que la pisciculture. A cet effet, plusieurs fermes aquacoles ont vu le jour dans différentes régions du pays ainsi que des élevages à l'intérieur des eaux douces.

Plusieurs travaux ont été réalisés sur les parasites des poissons d'eau de mer en Algérie, tel que Hassani *et al.* (2012) et Kaouachi *et al.* (2012). Il n'y a pas d'étude qui s'intéresse à la pathologie des poissons dans les élevages ou les barrages. C'est pour cela que nous avons choisi cette thématique pour notre projet de fin d'étude, à fin de suivre en tant que future vétérinaire, l'état sanitaire des poissons dans ces milieux. Pour réaliser ce projet nous avons divisé notre travail en trois chapitres. Le premier englobe toute la bibliographie concernant les poissons et leurs maladies. Le deuxième renferme la description des régions d'étude et toutes les méthodes d'analyses effectuées, microbiologiques, mycologiques, parasitologiques et anapath, pour connaître l'état sanitaire du poisson. Le troisième chapitre, regroupe les résultats obtenus ainsi que les discussions. Et nous terminons cette étude par une conclusion générale.

Chapitre I – Données bibliographiques sur les poissons

1-1- Classification

Selon Grassé (1996), la super-classe des poissons est subdivisée en deux classes (les poissons osseux et les poissons cartilagineux).

Classe 1 - Chondrichthyens : c'est la classe des poissons cartilagineux

Sous classe : *Elasmobranches = sélaciens.*

Sous classe : *Bradyodontes*

Classe 2 - Ostéichthyens : c'est la classe des poissons osseux

Sous classe : *Actinoptérygiens*

Infra classe : *Chondrostéens*

Infra classe : *Brachioptérygiens*

Infra classe : *Holostéens.*

Infra classe : *Téléostéens.*

Sous classe : *Sarcoptérygiens*

Infra classe : *Crossoptérygiens.*

Infra classe : *Dipneustes.*

1-2- Morphologie

1-2-1- Classe des ostéichthyens

Sous cette dénomination sont regroupés plusieurs milliers de genres de poissons osseux (Fig. 1). L'endosquelette peut être totalement ossifié ou en partie, de ce fait l'anatomie crânienne de ce poisson est très complexe : il y a une centaine ou plus de centre d'ossification dans la tête de l'embryon. La base du neurocrâne repose sur deux os dermiques ; le para sphénoïde et le vomer, qui constituent le plafond buccal, en l'absence complète de palais. L'exosquelette est présenté sous une forme d'un revêtement discontinu d'écailles osseuses dermiques, juxtaposées ou imbriquées sur tout le corps. Les branchies sont fixées directement sur les arcs osseux branchiaux par suite de la régression, puis de la disparition des cloisons interbranchiales fondamentales. De chaque côté de la tête du poisson, les branchies sont recouvertes par une expansion osseuse de l'axe hyoïdien, l'opercule. Qui délimite une chambre sous-operculaire externe aux branchies, l'eau respiratoire s'en échappe par une fente postérieure, l'ouïe. La circulation sanguine est en simple circuit (Fig. 2). Noter que la vessie gazeuse n'est pas un organe homologue d'un poumon, mais parfois, elle peut jouer un rôle respiratoire (Ginet et Roux, 1986).

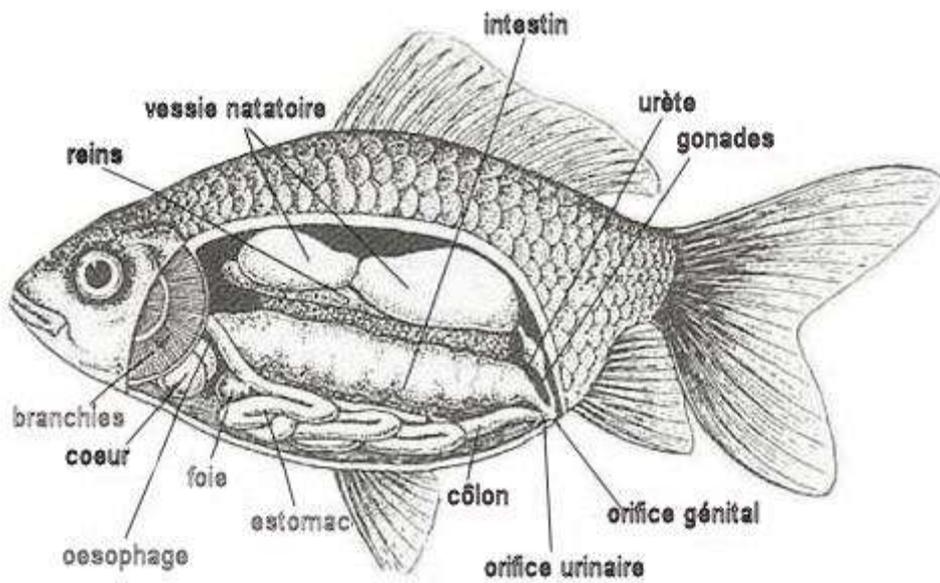


Figure 1 : Anatomie générale d'un poisson osseux (38).

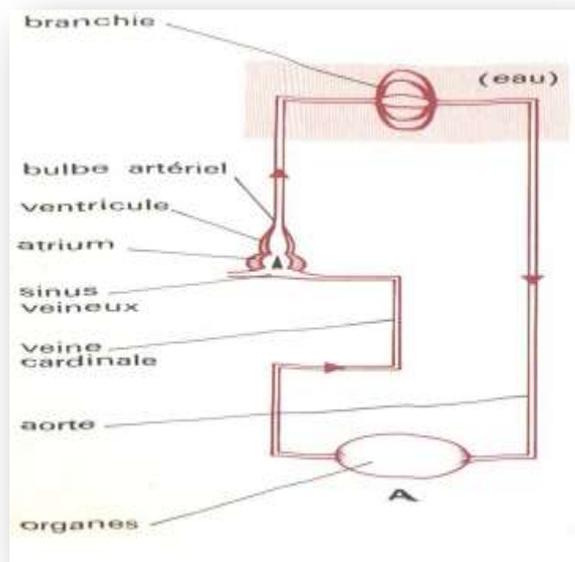


Figure 2 : Evolution du cœur et de la circulation sanguine en fonction de la respiration, chez les poissons. (Ginet et Roux, 1986).

1-2-2- Classe des chondrichthyens

Ce sont le requin, la raie et la chimère (Fig. 3). Leur squelette interne est uniquement cartilagineux, et il est dépourvu de centres d'ossification, présence des nageoires paires. La mâchoire s'articule sur le crâne selon deux modes, hyostylique et autostylique (Fig. 4).

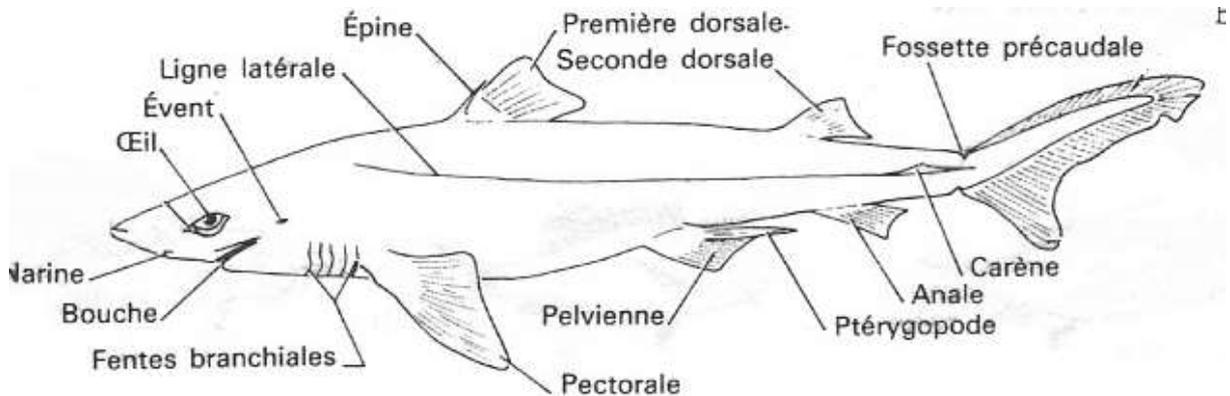


Figure 3 : Morphologie d'un poisson cartilagineux (39).

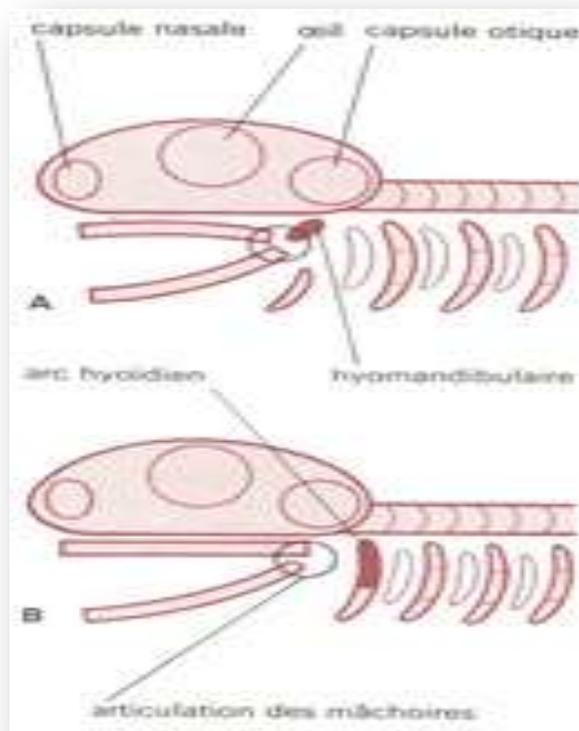


Figure 4 : Modes d'articulation de la mâchoire (Ginet et Roux, 1986).

A : Mode d'articulation selon la structure hyostylique - *sélaciens*

B : Mode d'articulation selon la structure autostylique - *holocéphales*

Le tégument constitue un exosquelette discontinu. La bouche située sous la tête, contient de très nombreuses dents pointues, deux narines qui sont situées juste en avant de la bouche. Au niveau du pharynx, les lamelles branchiales sont insérées sur les cloisons inter-branchiales, elles sont soutenues par des rayons cartilagineux (d'où le terme d'élasmobranches). Les reins sont des opisthonéphros. La nageoire caudale est hétérocerque (c-à-d elle est formée par deux lobes dissymétriques). Les chondrichthyens, le plus souvent sont ovipares. Chez les requins la gestation est interne, soit sans organe intermédiaire entre mère et embryon « ovoviviparité, *Lamna* » soit avec formation d'un placenta vitellin « viviparité, *Mustellus laevis*, le requin émissole, dont la gestation dure 10 mois ». Alors la viviparité n'est pas l'apanage des seuls mammifères (Fig. 5) (Ginet et Roux, 1986).

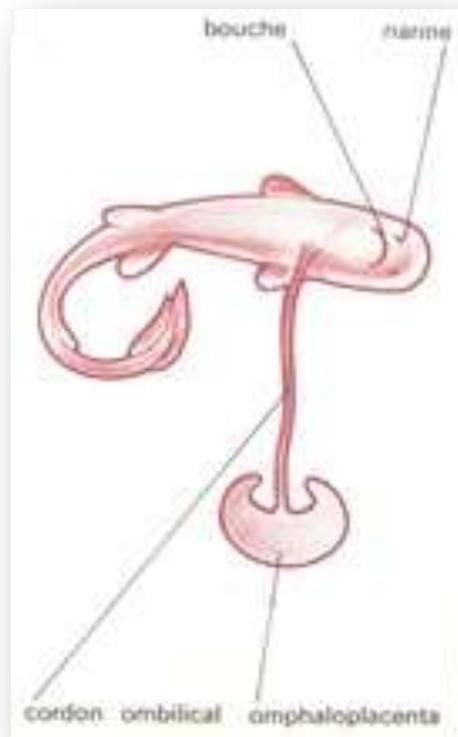


Figure 5 : Embryon du requin *Mustellus laevis* (Ginet et Roux, 1986).

1-3- Mode de vie

La vie aquatique est conditionnée par un ensemble de paramètres dont leur équilibre assure la croissance des poissons ainsi que la reproduction .parmi ces paramètres la température, la lumière, le ph, la salinité

1-3-1- Température

La température de l'eau est un facteur prépondérant dans la vie des organismes marins, elle contribue de façon importante à la distribution géographique des espèces marines. Elle détermine les périodes de migrations et de reproduction et bien d'autres facteurs éthologiques et physiologiques, surtout chez les espèces pélagiques (Zeghdoudi, 2006). De ce fait pour que le poisson puisse prospérer, convertir ses aliments, incuber ses œufs et résister aux maladies il doit être soumis à une température optimale. Cette dernière, peut elle-même varier en fonction de différents paramètres tels que le pH de l'eau ou la tension de l'oxygène. Elle atteint les 40°C dans les eaux douces de surface alors que dans l'eau des mers elle varie beaucoup moins à cette valeur (Ronald, 1979). Entre autres, la température de l'eau influe directement sur la quantité d'oxygène dissous ainsi que sur la quantité de nourriture, donc le volume des rejets. Ces deux derniers éléments sont conditionnés par l'indice de consommation (IC), qui sera d'autant meilleur lorsque la température est élevée, jusqu'à une certaine limite. Aux températures extrêmes, l'IC est maximum, avec pour conséquence un risque accru de pollution (Petit, 1999).

1-3-2- Lumière

L'intensité de la lumière varie en fonction de la profondeur de l'eau. Sa pénétration est empêchée par des substances absorbantes ou polluantes et réfléchissantes. Cela va aboutir à une diminution de la production des algues qui affecte directement les ressources alimentaires des poissons. L'intensité de la lumière agit directement sur la croissance des poissons, sa survie, sa maturation ainsi que sur sa résistance, et elle est plus facile à mesurer dans les milieux d'élevages intensifs qu'extensifs (Ronald, 1979).

1-3-3- Gaz dissous

- **Oxygène** : le taux d'oxygène dissous dans l'eau varie avec le bouleversement des paramètres écologiques de l'eau principalement la température et la salinité. Lorsque ces dernières augmentent il y aura une diminution de la quantité d'oxygène dissous dans le milieu. Aussi, la consommation d'O₂ est relative à chaque espèce ; à titre d'exemple, les salmonidés « poisson d'eau froide » consomment au minimum 40-60/100 d'O₂ =5mg/l. En outre l'hypoxie empêche le développement des œufs et résulte une déformation des alevins même des mortalités élevées. Elle affecte leurs reproduction et aussi réduire les fonctions physiologiques qui aboutissent au stress et retarder les réponses immunitaires (Ronald, 1979).

- **Dioxyde de carbone** : dans les eaux naturelles et celles des milieux d'élevages extensifs, le dioxyde de carbone dissous présente un réservoir de carbone pour les phénomènes de photosynthèse par les plantes aquatiques. Au cours de ce processus biologique, au fur et à mesure qu'il y a libération de CO₂ le pH du milieu surcroît. Il est constaté que la quantité de CO₂ dans la plus part des eaux naturelles ne dépasse pas 6mg/litre. Et cette valeur ne peut pas être optimisée que lorsqu'il y a un équilibre de certains paramètres notamment la température, le pH et la salinité de l'eau. La respiration des poissons ainsi que leur système immunitaire peuvent être endommagé si la quantité de CO₂ n'est pas suffisante dans l'eau (Ronald, 1979).

1-3-4- Salinité

La salinité est définie par la quantité en gramme de sels dissous dans 1kg d'eau (en‰). La quasi-totalité 99% est représentée par des chlorures (sodium, potassium), des sulfates (magnésium, calcium) et carbonates (calcium, potassium). La salinité de l'eau de mer est en général de 33-37/1000 mais peut dépasser des teneurs de 40/1000. Les capacités d'osmo-régulation diffèrent selon les espèces. Pour les espèces marines, des salinités de plus de 30/1000 sont nécessaire pour la flottaison des œufs durant l'incubation (Billard, 2005).

1-3-5- Le pH

Un pH acide (<6) peut entraîner des lésions branchiales et altérer les échanges gazeux. Cela se traduit par un indice de consommation élevé et a pour conséquence une augmentation des rejets. Pour un pH (>7) il y aura une augmentation de la quantité d'ammoniaque sous forme non ionisée (NH₃) qui est néfaste pour le poisson (Petit, 1999).

1-3-6- Ammoniaque

L'ammoniaque dissous se présente sous une forme ionisée peu toxique (NH₄) et non ionisée (NH₃) très toxique pour le poisson (Petit, 1999). Et cette forte toxicité est due au fait que l'ammoniaque passe facilement les membranes de cellules branchiales. La présence de ces composés azotés dans l'eau dépend de la température, du pH, et de la salinité (Billard, 2005). L'équilibre est tenu par l'ammoniaque total (NH₄ + NH₃) a des valeurs de pH=7, T=15°C, la quantité d'ammoniaque est de 0,273%. A cet équilibre il n'y a pas de danger pour les poissons. Le déséquilibre entraîne un stress qui influe directement sur l'indice de consommation (Petit, 1999). Par la suite, l'ammoniaque sera dégradée par des bactéries en nitrites et nitrates, dont les teneurs admissibles en nitrite sont de 0,05 – 0,2 mg/L, et la tolérance aux nitrates est beaucoup plus élevée (Billard, 2005).

1-4- Nourriture

Les poissons utilisent de façon plus efficiente que les animaux terrestres leur nourriture, qui sera converti en énergie utilisée pour assurer les activités motrices, le métabolisme de bases. Donc ils occupent des milieux très variés et ils doivent s'adapter à tous les autres paramètres du milieu aquatique, principalement la température. Ce qui n'est pas sans action sur leur alimentation. Il est constaté que la quantité de la nourriture ingérée augmente simultanément avec la température. Aussi que les alvins consomment beaucoup plus (toute proportion gardée) que les adultes. En gros, les espèces de poissons sont classées selon leur régime alimentaire (les carnivores ou carnassiers chasseurs, les herbivores, végétariens ou phytophages, les limivores et les omnivores). Cependant, il y a une grande proportion de poissons qui ont un régime alimentaire mixte (Muus et dahlstrom, 1998).

- **Les carnivores ou carnassiers chasseurs :** Ils sont des prédateurs, qui se nourrissent d'autres poissons, des crustacés, des batraciens, des invertébrés ou autres vertébrés qui s'offrent à eux. Les carnassiers chasseurs ont un appareil digestif court et un estomac volumineux. Ils ne mangent qu'une à deux fois par semaine dans la nature.

- **Les herbivores, végétariens ou phytophages :** Ils broutent des algues vertes qu'ils raclent sur les pierres et les souches, ou bien ils dévorent les jeunes feuilles des plantes aquatiques. Ils possèdent un petit estomac mais un long intestin. Contrairement aux carnivores, les végétariens mangent toute la journée mais de petites quantités à chaque fois.

- **Les limivores :** Qui consomment indifféremment des algues et toutes sortes de déchets et d'organismes vivants ou morts. Ce sont des fouilleurs de sol qui ont un petit estomac et un long intestin grêle.

- **Les omnivores :** Qui apprécient tout ce qui est comestible.

1-5- Reproduction

Les différentes espèces de poissons sont classées selon leur type de fécondation (Breitenstein, 1998).

- **Les ovipares:** les vrais ovipares sont des animaux qui par le biais de la fécondation interne pondent des œufs dont le développement se poursuit en dehors de l'organisme maternel. Ex : les oiseaux ou les reptiles sont des ovipares.

- **Les ovulipares:** ils expulsent des œufs (ovocytes) non fécondés, nécessitant donc une fécondation externe pour poursuivre leur développement. Ex : la grenouille et de nombreux poissons.

- **Les vivipares** : sont des animaux qui après fécondation interne, mettent au monde des petits qui se sont développés dans l'utérus maternel. Dans ce cas il y a gestation et nutrition de l'embryon par le placenta maternel. En réalité la distinction entre les espèces vivipares et ovovivipares reste assez compliquée et confuse.

- **Les ovovivipares** : très recherchés par les aquariophiles débutants. Ils se reproduisent presque tout seuls. Après fécondation interne, les œufs sont incubés dans les voies génitales de la femelle mais non alimentés par la mère. Ils se développent avec leur propre réserve. Ils éclosent au moment de leur expulsion du corps maternel.

1-6- Gonades et gamétogénèse

Rappelons que la fécondation est externe et saisonnière chez les téléostéens alors qu'elle est interne chez les poecilidés.

- **Testicule** : les testicules sont impairs chez les agnathes et sont pairs ou secondairement impairs chez les téléostéens. La spermatogénèse se déroule à l'intérieur de cystes « groupes isogéniques de cellules germinales qui se développent de façon synchrone et sont entourées de cellules de sertoli ». En fin de spermatogénèse, il y aura une libération des spermatozoïdes dans la cavité abdominale chez les agnathes, dans les canaux déférents chez les sélaciens et les téléostéens à testicule tubulaire ou dans la lumière des lobules chez les autres téléostéens.

- **Ovaires** : l'ovaire est le plus généralement constitué d'un assemblage de lamelles ovigères disposées perpendiculairement à l'axe longitudinal de l'organe. Les cellules germinales localisées d'abord dans l'épithélium gagnent le stroma qui va constituer la majeure partie de la lamelle ovarienne dans laquelle se déroulera la suite de l'ovogénèse. (Grassé, 1996). La taille finale des ovocytes est très variable selon les espèces.

On prend l'exemple de la reproduction chez **la sardine**

La fécondité absolue de la sardine de la région centre d'Algérie est estimée à 10 000 à 75 000 œufs par femelle (Djabali et Mouhoub, 1989 cité dans Zeghdoudi, 2006), et la fécondité relative individuelle est estimée entre 744 et 537 œufs par gramme de poisson. Les mêmes auteurs ont signalés que les femelles dont la taille est comprise entre 15,5 et 17 cm (de 3,6 et 5 ans) contribuent le plus au renouvellement du stock. Concernant la période de ponte de la sardine, elle se situe entre le mois de novembre et mars, le maximum étant observé pendant les mois de décembre et janvier (Djabali et Mouhoub, 1989 cité dans Zeghdoudi, 2006). Les mêmes auteurs ont signalé que la ponte s'effectue dans les limites de températures allant de

14 à 15 degrés Celsius. Les femelles atteindraient leur taille de première maturité sexuelle plus tardivement que les males. La taille à la première maturité sexuelle pour les femelles correspond à une taille de 12,6 cm et de 11,9 pour les males (Mouhoub, 1986 cité dans Zeghdoudi, 2006). Rappelons que la taille minimale légale est de 11 cm, mais la réglementation en vigueur peut tolérer un taux de 20/100 de captures en dessous de cette taille dans les captures totales.

1-7- Quelques espèces pélagiques les plus répandues en Algérie

Dans cette partie, nous avons cité les poissons les plus communs en Algérie. Les espèces les plus connus sont les suivants :

1-7-1- Anchois

Ordre : Clupéiformes

Famille : Engraulidae

Genre/espèce : *Engraulis encrasicolus*

- **Identification** : Corps très fin, la bouche est largement fendue jusqu'en arrière des yeux. La mâchoire inférieure est plus courte que la supérieure. Grandes écailles caduques. Dos bleu à bleu vert, flancs et ventre argentés. Reflets dorés sur les opercules. Les flancs sont traversés longitudinalement d'une ligne brillante (Fig.6).

- **Ecologie** : Espèce côtière, pélagique avec un comportement migratoire vers les eaux profondes (200m). La taille moyenne adulte est de 12 à 14 cm. Il est possible à la bonne saison d'observer le long des côtes rocheuses ou dans les grands ports des petits bancs très compacts.



Figure 6 - Anchois *Engraulis encrasicolus* (42).

1-7-2- Sardine

Ordre : Clupéiformes

Famille : Clupéidae

Genre/espèce : *Sardina pilchardus* (Walbaum ,1792)

- **Identification** : Fusiforme légèrement comprimé avec carène ventrale peu développée, un opercule strié, les deux derniers rayons de l'arête anale plus longs, des écailles sessiles, un ventre argenté et un dos bleuté. L'opercule porte une tache noire suivie de plusieurs autres taches sur le corps (Fig.7).

- **Ecologie** : Poisson pélagique se rencontre jusqu'à 200m, souvent associée à l'allache. Poisson planctophage effectue des migrations verticales entre la nuit et le jour, suivant exactement celles du plancton animal dont ils se nourrissent. En période de pleine lune cette migration est réduite par le risque d'exposition aux prédateurs qui peuvent profiter de la brillance des poissons, facilement repérable à partir des couches d'eau inférieures.

La taille moyenne est de 10-15 cm.



Figure 7 – Sardine *Sardina pilchardus* (42).

1-7-3- Allache ou Sardinelle

Ordre : Clupéiformes

Famille : Clupeidae

Genre/espèce : *Sardinella aurita*

Nom utilisée : Allache ou sardinelle

- **Identification** : Corps allongé, de section ovale de l'opercule, tache noire en haut de l'opercule et absence de taches sur le corps. Dos bleu à bleu vert, les flancs argentés et le

ventre blanc. Une ligne longitudinale jaunâtre située à mi- flancs caractérisé également l'espèce. Les derniers rayons de l'anale sont plus allongés que les autres espèces (Fig.8).

- **Ecologie** : Poisson pélagique grégaire des côtes et se mélange souvent aux bancs de sardine. La taille maximale est de 30 cm. Différences avec la sardine : Corps plus aplati que celui de la sardine, absence de stries radiales sur les opercules, dont les bords inférieurs sont échancrés.



Figure 8 - Allache ou sardinelle *Sardinella aurita* (42).

1-7-4- Saurel, Chinchard ou Saourine

Ordre : Perciforme

Famille : Carangidae

Genre/espèce : *Trachurus mediterraneus*

- **Identification** : Nette inflexion médiane de la ligne latérale, seconde ligne latérale, plus courte près du dos, coloration générale gris argenté, caudale jaunâtre, deux dorsales, tache noire sur l'opercule (Fig.9).

- **Ecologie** : Le chinchard fréquente tous les milieux avec un comportement Demer-sale. La taille maximale est de 30 cm, la longévité peut atteindre 15 ans.



Figure 9 - Saurel, Chinchard ou Saourine *Trachurus mediterraneus* (42).

1-7-5- Rouget de roche

Ordre : Perciformes

Famille : Mullidae

Genre/espèce : *Mullus surmuletus* (rouget de roche)

- **Identification** : Corps allongé, grosses écailles, deux barbillons mentonniers, ligne latérale foncée, 1^{er} nageoire dorsale striée (Fig.10). Il existe également le rouget de vase *Mullus barbatus* (Fig.11).

- **Ecologie** : Dans la famille de rouget il y a deux espèces le rouget de roche et le rouget de vase. Le rouget de roche se retrouve sur les fonds de sables, rocheux et vaseux, généralement au-delà de 20 m. Le rouget de vase est de couleur rose rougeâtre marqué avec une bande transversale rouge, il vit sur les fonds vaseux ou sur le sable plus ou moins grossiers, rencontrés entre 20 à 300m.



Figure 10 - Rouget de roche *Mullus surmuletus* (42).



Figure 11 - Rouget de vase *Mullus barbatus* (42).

1-7-6- Rascasse

Ordre : Scorpaeniformes

Famille : Scorpaenidae

Genre/espèce : *Scorpaena*

- **Identification** : Tête massive, grande bouche, lambeaux cutanés sur tout le corps et particulièrement sous la mâchoire, aspect épineux, coloration brunâtre à rougeâtre à jaunâtre, parsemée de marbres, de lignes et de points sombres (Fig.12).

- **Ecologie** : Elle vit sur des fonds rocheux et coralligène, ou son camouflage (mimétisme) prend toute son importance. On ne la trouvera qu'exceptionnellement à moins de 20 mètres de profondeur (MADR, 2012).



Figure 12 - Rascasse *Scorpaena* (42).

1-7-7- Dorade

Ordre : Perciformes

Famille : Sparidae

Genre / espèce : *Sparus aurata* (Linnaeus, 1758)

- **Identification** : Poisson gris argenté de 20 à 50 cm de longueur, grande tache sombre et allongée sur le haut de l'opercule, front bombé, bandeau frontal doré bordé de noir entre les deux yeux (Fig.13).

- **Ecologie** : La dorade est un poisson côtier, elle s'accommode à toute sorte de fond sableux ou rocheux.



Figure 13 - Dorade *Sparus aurata* (42).

1-7-8- Saint-pierre

Ordre : Zéiformes

Famille : Zeidae

Genre / espèce : *Zeus Faber* (Linnaeus, 1758)

- **Identification** : Corps ovale, aplati latéralement et fortement comprimé. Coloration gris-vert avec reflets argentés à jaune doré. marbures longitudinales. Tête et base des nageoires portent épines et crêtes osseuses, yeux hauts, bouche protractile largement fendue. Ocelle noir cerclé de gris claire au milieu de chaque flanc (Fig.14).

- **Ecologie** : Le saint pierre vit en solitaire ou par petits groupes. Rencontré sur des fonds divers à des profondeurs variables. La taille peut atteindre 50 cm (42).



Figure 14 - Saint-pierre *Zeus Faber* (42).

1-7-9- Merlan

Ordre : Gadiformes

Famille : Gadidae

Genre/espèce : *Merlangius merlangus* (Linné, 1758)

- **Identification** : Maxillaire supérieur prognathe, dents très longues, et pointues, diamètre des yeux légèrement inférieur à la longueur du museau, très petit barbillon chez les petits, les adultes n'en possédant pas, ligne latérale foncée, tache noire à la base des nageoires pectorales. Longueur maximale de 70 cm pour environ 3kg. Longévité de 20 ans (Fig.15).

- **Ecologie** : Pélagique à toutes les profondeurs jusqu'à 200 m, souvent près des côtes. Fraye à l'âge de 2 à 4ans, pour une longueur d'environ 30 cm. Le frai est à son max au début du printemps, et a lieu à des profondeurs de 30 à 100m sur la plus grande part de son aire de distribution, du golfe de Gascogne à la mer du nord. Sept entrionale, dans le Skagerrak et le long de la Norvège jusqu'à Trondheim. Selon leur grosseur, les femelles pondent de 100 000 à 1 million d'œufs. Les petits se tiennent souvent sous l'ombrelle des méduses, s'abritant parmi leurs longs tentacules. Les courants marins les entraînent au loin. C'est seulement quand ils sont longs de 5 à 10 cm qu'ils recherchent des eaux plus profondes ou les fonds, notamment dans l'ouest de la mer du nord, où ils se repaissent de crevettes abyssales. Le

merlan est un prédateur vorace, qui se nourrit notamment de larves de hareng, de morue, d'églefin et de sa propre espèce. C'est un poisson recherché, surtout en France et grande Bretagne, les petits spécimens sont utilisés industriellement pour produire de la farine de poisson et de l'huile. On en pêche annuellement en Europe de 50.000 à 150.000 t. Il existe le merlan bleu (Muus et Dahlstrom, 1998).

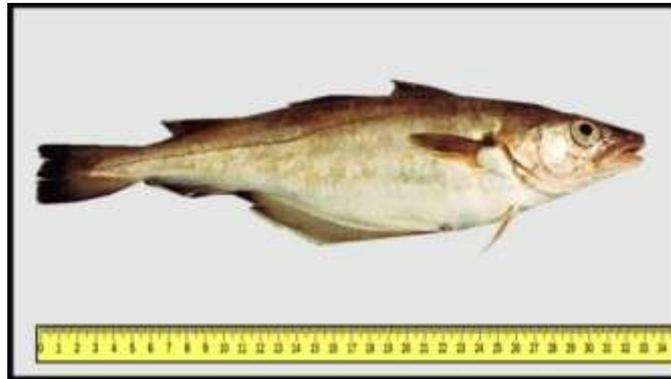


Figure 15 - Merlan *Merlangius merlangus* (42).

1-7-10- Rotengle

Famille : Cyprinidés

Nom latin : *Scardinius erythrophthalmus*

- **Identification** : Le rotengle est un superbe poisson, souvent brillant, avec des nageoires anale, caudale et pelviennes colorées en rouge sang, surtout lors du frai. Sa silhouette est plus haute et plus étroite que celle du gardon, même si taille et poids sont comparables. Ses yeux sont dorés ou orangés (Fig.16).

- **Ecologie** : Habitants des eaux lentes surtout avec de la végétation, il aime les bras morts et les étangs. Il est moins fréquent dans le sud mais les introductions dans les retenues hydro-électriques du sud- est ont été un succès. L'hiver, il séjourne en eau plus profonde. Le rotengle fréquente, tout comme le gardon, des rivières faiblement courantes et les étangs, mais s'accommode moins bien que lui des eaux un peu rapides ; ces deux espèces s'hybrident facilement. Il vit habituellement en bancs, souvent en compagnie d'autres espèces, telles que le gardon, proie elle aussi convoitée par les carnassiers. Le rotengle vit en bancs près de la surface et hiberne l'hiver en eaux profondes (Anonyme, SD).



Figure 16 – Rotengle *Scardinius erythrophthalmus* (Anonyme, SD)

1-8- Pathologies des poissons

Généralement, on considère que toutes les modifications des paramètres physiologiques du milieu aquatique perturbent l'état fonctionnel habituel des poissons et donc entraîne « une pathologie ». Les manifestations pathologiques sont liées le plus souvent à l'environnement soit qu'il ne fournisse pas les conditions nécessaires au processus physiologique normal, soit qu'il apporte au contraire des éléments physico-chimiques ou biologiques qui le perturbent. A titre d'exemple, l'hypoxie et les insuffisances alimentaires (Barnabé et Billard, 1991).

1-8-1- Les insuffisances de l'environnement

L'oxygénation insuffisante du milieu provoque une perte d'appétit, un ralentissement de la croissance et une sensibilité accrue aux infections. La nourriture mal adaptée.

1-8-2- Les facteurs pathogènes physico-chimiques

Les éléments pathogènes physico-chimiques sont à l'origine des maladies diverses chez tous les poissons. Plus particulièrement, le transport chez la truite de l'eau douce à l'eau de mer correspond à une crise physiologique, les variations de la température induisent le stress. Au niveau des élevages, toute manipulation entraîne des micro-blessures qui s'évaluent après a des ulcères cutanés. Aussi que les installations défectueuses peuvent provoquer des sursaturations gazeuses à l'origine de la maladie des bulles ou « emboles de désaturations dans l'organisme ». L'auto-pollution, par le processus de dégradation des déchets du métabolisme en ammoniac et nitrites, ces matières vont s'accumuler sur les branchies en

entraînant une asphyxie. La présence de l'ammoniac perturbe l'équilibre chimique du sang et diminue l'affinité de l'oxygène pour l'hémoglobine et augmente la perméabilité branchiale, limitant ainsi les capacités d'osmorégulation. L'ion nitrite constitue un poison méthémoglobinisant qui diminue le potentiel respiratoire. La pollution peut aussi avoir une origine extérieure, due à l'utilisation des produits polluants tels que les pesticides, les hydrocarbures et les désinfectants etc. Les effets pathogènes de ces derniers dépendent de leur nature et de leur concentration. Ces effets se manifestent par l'inhibition du cholinestérase par les organophosphorés ; l'altération des transports ioniques au niveau des branchies, et lyses tissulaires par divers métaux, en particulier zinc et cuivre, processus anémiques déclenchés par les hydrocarbures (Barnabé et Billard, 1991).

1-8-3- Les bios agresseurs : virus, bactéries, parasites

1-8-3-1- Viroses

L'étude des infections virales reste toujours un sujet de recherche. Sachant que les virus sont des parasites absolus capables de se multiplier à l'intérieur des cellules telles que les cellules du corps ou les nageoires. Le fait que le poisson atteint par ces agents infectieux, ça va lui causer des maladies inquiétantes. Malheureusement, cette atteinte est grave, car il n'existe pas de soins chimiques ou un traitement approprié. Conserver les poissons dans les conditions optimales est le mieux qu'on puisse faire afin de protéger cette espèce.

Famille 1. Rhabdovirus

1. Septicémie hémorragique virale « SHV » ou maladie d'EgtVed

Il existe une forme aigüe se manifeste par une hémorragie abdominale qui confère à la mort rapide du poisson. Une forme chronique se traduit par une anémie associée à une exophtalmie (Thiry, 2011).

Le virus de la SHV a une morphologie typique des rhabdovirus, dont il se présente sous forme d'une particule ovoïde avec deux pôles arrondis et aplatis. Le virion est enfermé dans une enveloppe de lipoprotéine épaisse. Le génome viral est fait d'une seule structure d'ARN. Le test de neutralisation a montré que ce virus possède deux sérotypes sans aucune différence de pathogénicité remarquable. Le développement du virus se fait au niveau de la surface de la cellule, tandis que sa multiplication se déroule dans le cytoplasme. Cette affection est rencontrée plus fréquemment chez la truite-arc-en-ciel, et occasionnellement chez le saumon

ou la truite fario. Cliniquement, elle évolue dans les élevages de truites selon trois phases, dont :

-La première est aiguë et très meurtrières. Le poisson acquis une teinte foncée, il présente des hémorragies au niveau de la base de leurs nageoires et de leurs branchies. Macroscopiquement, les signes remarquables sont identiques à ceux d'une infection virale à prédilection endothéliale.

-La deuxième phase est chronique, l'anémie, la coloration la plus sombre et l'exophtalmie représentent les principaux symptômes de cette phase. A l'autopsie, on voit une pâleur des organes internes et l'hémorragie.

La mort du poisson survient dans la troisième phase, durant laquelle les symptômes apparus sont semblables à ceux de la 2^{ème} phase, avec une grande caractéristique est la tuméfaction du rein devenu grisâtre. La SHV sévit en Allemagne, en France, au Danemark, en Italie, en Suisse et aux pays scandinaves. La transmission de ce virus se fait selon le mode horizontal. Généralement, la contamination aura lieu si on introduit des porteurs latents, ou on lave des œufs provenant de truites chroniquement infectés. En outre, si l'eau provenant d'élevages ou les poissons étaient atteints ou convalescents. Actuellement, rien ne permet de traiter l'infection virale. Il est impératif de prévenir par les infections par le maintien du milieu équilibré (Thiry, 2011).

2. Virémie printanière de la carpe

Ou « hydropisie infectieuse » due à un virus dénommé « *Rhabdovirus carpio* ». Ce virus est typiquement ovoïde parfois hérissé de petites projections superficielles. Le génome est fait d'un seul brin d'ARN entouré par une lipoprotéine. Les tests de neutralisation ne sont pas spécifiques de la VPC car ils donnent les mêmes résultats dans le cas d'IVN. La multiplication et le développement du virus se déroulent dans le cytoplasme. La VPC affecte fréquemment tous les espèces de poissons de tout âge et résulte un nombre très élevé des mortalités. L'infection se manifeste par la couleur foncée des téguments, les hémorragies pétechiiales au niveau de la peau et des branchies surtout, le déséquilibre, l'exophtalmie et la distension de l'abdomen. La VPC sévit dans toutes les régions de l'Europe. D'après l'étude épidémiologique, Il se dissémine dans l'eau ambiante et les poissons restent des porteurs latents de la maladie pour le reste de leur existence. Aujourd'hui, rien ne permet de traiter l'infection virale. Il est impératif de prévenir par les infections par le maintien du milieu équilibré (Thiry, 2011).

3. Inflammation de la vessie natatoire

L'inflammation attaque spécifiquement certains cyprinidés. Ce virus possède les mêmes propriétés que celui de la VPC. L'infection se traduit par l'amaigrissement des jeunes cyprinidés, ensuite ils auront une teinte très foncée et ils perdent leur équilibre, on note aussi un abdomen distendu, l'exophtalmie et la diminution des réflexes. L'inflammation a été signalée dans la plupart des régions d'Europe, plus précisément dans les élevages des carpes. La dissémination de l'IVN est extrêmement rapide (Thiry, 2011).

4. Virose de l'alevin de brochet /affection virale du jeune brochet

Est une maladie très meurtrière, connue sous l'appellation de « **hydrocéphalie** » ou « **maladie rouge** ». Est le virus le plus court, il a une morphologie typique des rhabdovirus, avec la forme d'une particule ovoïde. Son enveloppe est faite d'une couche de lipoprotéine qui est hérissée de petits spicules. Lors d'un examen sérologique, il est facile de distinguer ce virus des autres rhabdovirus chez le poisson. Cliniquement, on remarque que les poissons perdent leur équilibre, présentent une exophtalmie, un crane distendu et des hémorragies cutanées et branchiales. Ce virus n'a jamais été isolé qu'une seule fois sur les brochets d'un important élevage de hollande. La transmission du virus est possible soit par les œufs soit par l'eau des bassins, et les poissons restent des porteurs latents pour le reste de leur existence. Eviter la contagion est la meilleure méthode pour préserver cette espèce (Thiry, 2011).

5. Nécrose hématopoïétique infectieuse NHI

Cette maladie a été observée chez le saumons sockeye et chinook ainsi que chez la truite arc-en-ciel. Le virus a une morphologie ovoïde avec un pôle arrondi et un pôle aplati. Le virion est entouré d'une enveloppe de lipoprotéine épaisse et hérissée de minces spicules. Le génome est fait d'un seul brin d'ARN. Sérologiquement, il n'existe pas une différence entre la NHI et les virus précédemment cité. Le virus de la NHI se développe au niveau de la surface de la cellule. L'infection persiste et le virus reste inapparent, son isolement n'est possible qu'après la maturité sexuelle, plus particulièrement après la ponte. Après que l'affection s'évolue, un ensemble de signes cliniques apparaissent, parmi lesquels on cite léthargie, l'exophtalmie, la peau devient plus sombre, l'anémie, la distension de l'abdomen ainsi que des hémorragies à la base des nageoires. Il peut se transmettre par contact direct ou indirect par l'eau. Sa dissémination est possible à travers les sécrétions sexuelles ou séminales, les urines et les matières fécales. Il est toujours impératif de prévenir par l'infection par le maintien du milieu équilibré (Roberts, 1979 ; Thiry, 2011).

Famille 2. Alloherpesviridae

Il cause la maladie de « Herpesvirose de la carpe Koï », donc la carpe Koï présente l'espèce la plus sensible, et l'affection se traduit par un ensemble de symptômes, parmi lesquels on cite une décoloration de la peau, une léthargie, un déséquilibre et une hypertrophie et une hypersécrétion de mucus dans l'épithélium branchial (Thiry, 2011).

Famille 3. Birnaviridae

L'affection par ce virus diffère selon l'espèce atteinte, dont :

*chez les Salmonidés la maladie est appelée « Nécrose pancréatique infectieuse=IPNV », elle se traduit par un renflement abdominal, une atteinte du tissu excréteur, une nécrose du pancréas exocrine, un mélanisme, une apathie et une entérite.

*chez le Turbot c'est « la Birnavirose du turbot », qui se traduit une apathie, des hémorragies et une nécrose du tissu hématopoïétique.

*La Birnavirose du maigre, apparaît chez la maigre et elle présente les mêmes symptômes de celle rencontrée chez le Turbot.

Famille 4. Iridoviridae

La maladie en cause est appelée maladie Lymphocystique ou lymphocytose, due à un Lymphocystivirus, qui atteint la daurade, le turbot, et les poissons d'aquarium, dont l'affection se manifeste par des tumeurs cutanées ou cellules géantes (Fig. 17).



Figure 17 : La maladie Lymphocystique

Autres maladies peuvent apparaître, ces dernières résultent de la présence d'un Ranavirus. Parmi lesquelles on cite « European Catfish Virus », qui atteint le poisson chat, qui va présenter une Ascite, des hémorragies et une nécrose du tissu hématopoïétique (Hill, 1984 ; Thiry, 2011). Ou bien il atteint les Silures et cause la maladie de « European Sheatfish

Virus », elle se traduit par une inappétence, un mélanisme et une nage anormale (Thiry, 2011).

Famille 5. Nodaviridae

Le virus qui appartient à cette famille est un **Betanodavirus**, il cause la maladie de « **Encéphalopathie ou Rétinopathie virale** », qui atteint le Bar, le Turbot, la Daurade, Le Tilapia, le Guppy...etc. L'affection se traduit par des signes nerveux, une inappétence, une nage anormale, une perte d'équilibre et des lésions nerveuses (vacuolisation) (Thiry, 2011).

Famille 6. Togaviridae

Le virus(SAV16) provoque l'apparition d'une maladie appelée « **Maladie du Sommeil ou bien Maladie du pancréas** », qui atteint la truite arc-en-ciel, le saumon atlantique, et la truite fario. L'affection se traduit par une nécrose du pancréas exocrine, des lésions cardiaques et musculaires, une inappétence et une apathie (Thiry, 2011).

Famille 7. Orthomyxoviridae

La maladie en cause est appelée « **Anémie infectieuse du saumon= ISAV** », donc elle est spécifique du Saumon atlantique, et qui se traduit par une anémie sévère, une exophtalmie, une ascite, des pétéchies dans la graisse abdominale, une congestion du foie et de la rate et une coloration très sombre du foie (Thiry, 2011).

Famille 8. Herpèsviridae

Les Herpèsvirus sont plus fréquemment rencontrés chez les Salmonidés, dont le virus est dénommé « **Herpesvirus salmonis** », qui est pathogène seulement pour les jeunes sujets (Kinkelin *et al.*, 1985). Et les poissons déjà infectés par ce virus restent porteurs latents pour le reste de leurs vie. L'affection se traduit par une nécrose focale ou générale du foie et une hyperplasie du tissu hématopoïétique (Ronald, 1979).

1-8-3-2- Bactérioses

Les bactéries peuvent être des organismes banals ou bien des agents pathogènes responsables d'une forte mortalité chez toutes les espèces de poissons (Ronald, 1979) .L'eau est un milieu idéal pour toute espèce de microbes surtout quand elle est chargée de matières organiques, car elle favorise la multiplication et le développement des bactéries, mais cela rend difficile de

déterminer quelles sont les bactéries vraiment pathogènes pour les poissons (Ronald, 1979 et Triki-Yamani, 2011). Après la mort du poisson, le diagnostic est difficile voire impossible, parce que les bactéries intestinales se disséminent dans tous les organes, alors il faut toujours travailler sur des poissons ayant été tués pour l'examen bactériologique (Triki-Yamani, 2011).

1. Famille des Cytophagacés

Ce sont des grams négatifs à ADN. Les cytophagacés ont une forme des bâtonnets simples ou filamenteux.

a. *Flexibacter columnaris*

Elle se localise au niveau du mucus du poisson sain ou malade. Elle est responsable d'une maladie appelée **columnaris disease** et est rencontrée actuellement dans la plupart des espèces de poissons d'eau douce ou anadromes. Les lésions peuvent être limitées aux téguments de la tête, du dos et des branchies, ou sur tout le corps. Elles commencent sous forme de plaques blanchâtres entourées d'une auréole d'hyperémie. Sur les branchies elles tournent souvent à la nécrose et entraînent une mort rapide. Sur la peau elles se transforment bientôt en ulcères hémorragiques entourés d'un stroma de tissus infectés et nécrosés. Toutes sont de couleur jaune ou orange du fait de la pigmentation amenée par le microbe. La maladie peut aussi prendre une forme générale, d'où survient la mort soudaine. Pour traiter cette affection, on améliore les conditions générales du milieu par la diminution de la quantité de la matière organique, augmentation de l'oxygénation et abaissement de la température de l'eau. On ferait difficilement usage des antibiotiques parce que les poissons atteints s'alimentent à peine et que le stress imposé par une pêche individuelle serait plus nuisible que le bien apporté par un traitement parentéral (Ronald, 1979).

b. *Flexibacter psychrophila*

Affecte surtout les salmonidés. Sa localisation reste inconnue, mais probablement au niveau de la surface du corps du poisson ou dans les eaux très fortement chargées de matières organiques. Les lésions macroscopiques sont d'habitude cantonnées aux nageoires, à la peau et aux muscles, aux derniers stades de l'affection elles peuvent aussi se trouver dans les organes internes et permettre d'isoler facilement l'agent étiologique. A condition que les malades s'alimentent encore, le traitement est toujours couronné de succès grâce aux sulfamides incorporés dans la nourriture. Si la chose est possible, le réchauffement de l'eau

permet une réduction de l'infection et engage les sujets les moins atteints à s'alimenter de nouveau (Ronald, 1979).

2. Famille des Pseudomonadacés

Ce sont des bacillesaérobies gram négatifs, à ADN. Les pseudomonadacés ont une forme de bâtonnets droits ou courbes.

- *Pseudomonas fluorescens*

Elle se trouve dans l'eau et le sol, aussi au niveau des cadavres de poissons et débris d'aliments. Elle provoque une affection mortelle chez les poissons tropicaux d'aquarium, les poissons de mer ainsi que les salmonidés. Cette affection se traduit par une septicémie infectieuse hémorragique aigue ou chronique. On observe des grandes lésions hémorragiques de la peau, rapidement suivies par la mort des individus dont les premières altérations de la peau se bornent à l'hyperémie des vaisseaux du derme et à l'œdème marqué dans la profondeur de l'épiderme. On constate aussi des lésions interstitielles de la rate et du rein. Dans le cas chronique, toutes ces lésions peuvent perdre l'apparence de simples anomalies.

Pour traiter cette affection, on améliore les conditions d'élevage par : réduction de la surpopulation des bassins, perfectionner la qualité de l'eau. Ou bien par administration buccale d'oxytétracycline. (Ronald, 1979).

3. Famille des Entérobactériacés

Ce sont des bacilles anaérobies facultatifs, gram négatifs, à ADN.

- *Edwardsiella tarda*

Elle attaque essentiellement les Ictalurides, les Cyprinidés et les Anguillides. Ce microbe a été rencontré dans les eaux polluées par des matières organiques, ou bien dans l'urine ou les matières fécales de l'homme et des vertébrés supérieurs. Les lésions caractéristiques sont des petites lésions cutanées qui s'enfoncent dans la musculature, une péritonite fibrineuse rapidement aggravée, le foie et le rein seront nécrosés, aussi formation des bulles de gaz malodorants dans les muscles ou le rein, et un exsudat fibrineux englobe le foie devenu friable. Toujours, pour traiter cette affection, il faut améliorer la qualité de l'eau, assurer une bonne hygiène et de restreindre le peuplement (Ronald, 1979).

4. Famille des Vibrionacés

Ce sont des bacilles anaérobies facultatifs, gram négatifs.

a. Vibrio anguillarum

Cet agent affecte les poissons, aussi que d'autres invertébrés ou habitants de la mer. Il cause une maladie très grave, dont la mortalité peut dépasser 50% dans les épizooties d'élevages, et elle porte surtout sur les plus jeunes sujets. Le poisson atteint présente une anorexie, une coloration sombre. Les sujets plus âgés suivent une évolution tantôt aigue tantôt chronique, dont l'évolution aigue se manifeste par un enfllement et une coloration sombre, une ulcération de la peau avec exsudation teinté de sang, les lésions peuvent parfois évoluer vers la nécrose. Aussi, on observe une tuméfaction et une liquéfaction de la rate et du rein, des pétéchies du péritoine viscéral et pariétal. Des hémorragies focales au niveau de la surface du cœur, les branchies sont souvent anémiques. L'évolution chronique se manifeste par la granulomatose, les branchies sont toujours pales, les hémorragies dans la cavité abdominale qui vont créer des adhérences fibrineuses entre les viscères. Pour traiter cette affection, l'antibiothérapie est la méthode la plus usuelle de lutte contre la vibriose.

b - Aeromonas hydrophila

Cette espèce vit essentiellement dans les eaux douces surtout si elles sont fortement chargées de matières organiques. Elle coïncide généralement avec la septicémie hémorragique des poissons soumis à un stress quelconque et provoque des signes et lésions analogues à ceux de la septicémie à *Pseudomonas*. Les lésions marquées sont : la coloration sombre, la distension de l'abdomen, des hémorragies le long du corps et à la base des nageoires. Des foyers de nécrose au niveau de myocarde, du foie ainsi que les gonades et le pancréas. Les lésions de la peau commencent par un fort œdème du derme et une congestion de sa couche réticulaire, se continuent par une spongiose et une ulcération de l'épiderme, et s'achèvent sur une vaste nécrose hémorragique. On peut diminuer les pertes si on traite cette affection par amélioration des conditions du milieu d'élevage dont on réduit la pollution organique, on abaisse la température, ou bien on précède à l'antibiothérapie.

c - Aeromonas salmonicida

Agent responsable de **la furonculose des salmonidés**. Cependant, le microbe est pathogène pour le poisson d'eau douce ou sauvage et provoque des mortalités. Les signes

caractéristiques de la maladie, chez les jeunes poissons se manifestent par un refus de s'alimenter, une coloration à peine plus sombre, en plus il y aura des hémorragies à la base des nageoires ou au niveau des branchies. Chez les poissons plus âgés, les signes cliniques et les lésions de septicémie hémorragique peuvent s'accompagner de la formation des furoncles caractéristiques. Pour traiter cette affection, il faut effectuer une polyculture au sein des élevages, et maintenir une bonne hygiène, et utiliser l'antibiothérapie (Ronald, 1979).

5. Famille des *Streptococcus faecalis*

Ce sont des cocci gram positifs, sphériques ou ovoïdes, à ADN.

- *Streptococcus faecalis*

Elle se trouve dans les matières fécales des Homéothermes. Elle a été rencontrée chez les salmonidés. On constate des lésions de myopathie et de septicémie généralisée. Les épizooties peuvent occasionner des pertes sévères. Pour traiter l'affection on utilise des antibiotiques en plus de la bonne hygiène (Ronald, 1979).

6. Famille des Bacillales

Ce sont des bacilles gram positifs, à endospores et thermorésistant.

- *Clostridium botulinum*

Elle se trouve dans le sol, les matières fécales, les matières organiques en décomposition. L'organisme ne provoque l'infection apparente que si des poissons ingèrent la puissante neurotoxine qu'il élabore lorsqu'il végète sur des matières organiques en décomposition. Le poisson perd son équilibre et le diagnostic n'est définitif que par la mise en évidence de la toxine caractéristique dans les tissus du poisson. La seule méthode pour prévenir une forte mortalité c'est d'essayer d'éviter la pullulation des spores (Ronald, 1979).

7. Famille des Mycobacteriacées

Ce sont des bacilles acido-alcoolrésistants.

- *Myco marinum*

Est une source de zoonose de même que *Myco fortuitum*. Elle a été rencontrée la première fois chez la carpe sous l'appellation de *Mycobacterium piscium*. Les atteints parmi les poissons d'aquarium sont soit des porteurs latents, soit d'une forme sub-clinique. Les signes cliniques

marqués sont l'état cachectique, la coloration sombre, et la distension de l'abdomen. Le sacrifice est la seule solution pour lutter contre cette affection. En plus il est indispensable de pasteuriser toute sorte d'alimentation qui contient des sous-produits de poissons douteux (Ronald, 1979).

8. Famille des Nocardiacés

Ce sont des Grams positifs, partiellement acido-alcoolrésistants, mycéliens à ADN.

a. Nocardia asteroides

Ce microbe a été rencontré chez les poissons d'eau douce. Les signes cliniques marqués sont l'anorexie, l'émaciation et la distension de la bouche ou de l'abdomen, on constate aussi des lésions granulomateuses au niveau des muscles. Le traitement est inconnu.

b. Nocardia kampachi

Cet agent est responsable d'une forte mortalité au sein des élevages aquacoles. Les signes cliniques observés sont l'émaciation des jeunes poissons, leur peau devient plus sombre avec des ulcérations. Chez les poissons les plus âgés, les lésions sont internes, se traduisent par des ulcérations crémeuses, des branchies et des hémorragies des lèvres, du palais et de la peau. Pour traiter cette affection on utilise les antibiotiques (Ronald, 1979).

1-8-3-3- Mycoses

Représente une série de phycomycètes et de champignons responsables de maladies fatales du poisson. Ils sont classés en mycoses inter-tégumentaires et en mycoses systémiques.

- Mycoses inter-tégumentaires

La famille des Saprolegniacés (moisissures aquatiques) fait partie de ce type de mycoses. C'est une infection fongique touche la peau et les branchies. Ces champignons sont plus répandus dans les eaux douces. Pour que le poisson soit infecté par la saprolegnose, il faut la prédisposition de certains facteurs. Parmi ces facteurs favorisant l'invasion fongique chez les individus on cite le stress lié aux hautes températures, ainsi que l'injection expérimentale de diverses hormones. Les lésions de saprolegnose sont distribuées beaucoup plus sur la peau et les branchies, elles se traduisent par des plaques grisâtres, circulaires, avec un aspect cotonneux. Aussi, elles peuvent être observées dans les organes internes et les œufs en incubation. Cependant l'évolution de toutes ces lésions varient avec l'état du milieu. De ce

fait, il faut toujours procéder à la prévention ; assurer un bon élevage par une alimentation correcte, éviter le surpeuplement, la bonne qualité de l'eau, ou bien l'utilisation des substances désinfectantes, telles que le sel, le formol.

- Mycoses systémiques

Il existe plusieurs types de mycoses systémiques.

1-Mycose systémique du loup marin

Cette infection fongique cause la maladie chez le loup marin. Elle se traduit par des ulcères cutanés, des lésions d'adhérences et de péritonite. Aussi on constate la présence des abcès contenant les hyphes ainsi qu'un matériel caséux et purulent.

2-Mycétome cérébral

Agent pathogène nommé *Exophiala salmonis*. Cette mycose est rencontrée chez la truite, responsable d'une affection fongique. Les lésions observées prennent l'aspect d'un granulome chronique non suppurant et porteur de nombreuses cellules géantes. Les lésions se localisent au niveau du crâne et de l'encéphale.

3-Infection à *Scolecobasidium humicola*

Cette affection a été rencontrée chez le saumons coho. Elle est caractérisée par un ensemble des lésions pathognomoniques, qui sont les lésions cutanées, la distension abdominale, l'ascite et la coloration grisâtre des organes internes et en particulier du rein. Cette infection fongique ne cause pas une mortalité élevée.

4-Infection à *Ichthyosporidium* (ou *Ichthyophorus hoferi*)

Ce champignon a été rencontré chez le merlan et la truite de mer. Lors de cette affection on constate l'apparition d'une granulomatose généralisée, une rugosité de la peau « papier de verre », qui sont surtout observés dans la région latéro-ventrale de la queue. Toutes ces lésions vont être évoluées vers la nécrose locale puis à la formation d'abcès ulcérés. Pour traiter il faut toujours prévenir, en empêchant la contagion par stérilisation à la vapeur les débris de poissons destinés à la nourriture en cas d'élevage.

5-Branchiomycose

Appelée pourriture des branchies. Elle affecte la carpe, et cause une nécrose des branchies ischémies par des végétations intravasculaires et donc la mort peut survenir dans les deux jours qui suivent l'infection. Elle comprend 2 espèces différentes (*Branchiomycose demigrans* et *Branchiomycose sanguins*). La Branchiomycose apparaît dans les eaux souillées de matières organiques, riches en algues. Pour lutter contre cette maladie, il faut procéder au

traitement préventif dont ; assurer une bonne hygiène, éliminer tous les poissons morts, équilibrer l'alimentation pour ne pas avoir une suralimentation (Ronald, 1979).

1-8-3-4- Parasitoses

A l'instar de tous les êtres vivants, les poissons peuvent être affectés par les parasites tels que les helminthes, les protozoaires et les copépodes. Et cette affection est plus fréquemment observée chez les poissons d'ornement d'eau douce que chez les poissons marins(34). L'affection parasitaire est liée essentiellement à la distribution spatiale des hôtes. Ceci est sous l'influence des facteurs abiotiques tels que la salinité et la profondeur, et des facteurs biotiques de l'hôte tels que l'état physiologique et le régime alimentaire (Polyansky, 1961). A cet effet, nous distinguons deux catégories de parasites :

- **Les ectoparasites** : ils vivent à la surface de leurs hôtes, sur la peau ou sur les branchies nous pouvons citer les monogènes, les copépodes.

- **Les endoparasites** : ils vivent à l'intérieur des organes, des tissus, des espaces intracellulaires ou du système sanguin tels que les cestodes, les nématodes. Tandis que les méso-parasites se localisent à la surface des organes comme l'intestin, le foie (Marchand, 1994).La transmission se fait principalement par voie alimentaire, cela s'explique car les parasites infectent généralement les phytoplanctons et les zooplanctons, principale source alimentaire des poissons.

Les différentes espèces animales vivants aux bords des points d'eau (lacs, rivières, mares, lagunes...) portent des parasites et contaminent donc l'environnement du poisson via leurs excréments. Ces derniers, contiennent des œufs du parasite qui vont éclore et donner naissance à des larves qui seront ingérées par les hôtes intermédiaires (mollusques gastéropodes ou crustacées copépodes) pour donner la forme infestante du parasite qui sera soit ingéré, soit en contact externe avec le poisson (37) (Fig.18).

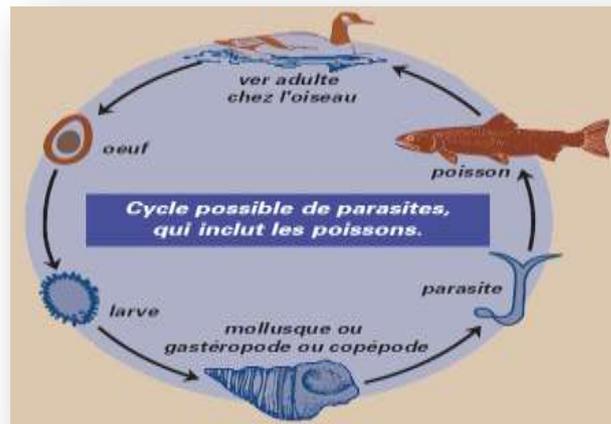


Figure 18 : Cycle de parasites (37).

Les principaux parasites des poissons sont représentés dans le tableau (Annexe 6)

1-8-3-5- Carences et intoxications des éléments nutritifs

En général, les besoins nutritifs des poissons ne varient pas énormément en fonction des espèces. Ils sont indispensables pour synthétiser l'énergie ainsi que pour assurer le métabolisme de base (les échanges cellulaires, la respiration, la circulation et le maintien de la pression osmotique) (Barnabé et Billard, 1991).

1. Protéines

Elles constituent la source essentielle des tissus des êtres vivants, donc des proies naturelles des poissons. Il a été prouvé que les poissons ont besoins de 25 à 60% d'apport en protéines. A titre d'exemple, la carpe commune a besoin de 25-38% des protéines et le mérou a besoin de 40% de protéines (Barnabé et Billard, 1991). Cependant, la valeur nutritive de ces protéines varie selon le type des acides aminés dont elles sont faites. Sachant que les acides aminés non essentiels sont synthétisés par les poissons eux-mêmes à partir d'autres composés. D'autre part, il y a les acides aminés essentiels ou non synthétisables, qui doivent être apporté par la nourriture et qui sont : arginine, histidine, isoleucine, leucine, lysine, méthionine, phénylalanine, thréonine, tryptophane et valine. Ces acides aminés sont essentiel pour leur métabolisme, maintenir leurs tissus, leur croissance et même que pour leur reproduction. Les carences en ces derniers provoquent le retard à la croissance, le faite que la

déficience en un AAE peut bloquer l'utilisation des autres et constitue en ce sens un facteur limitant (Ronald, 1979 ; Barnabé et Billard, 1991).

En particulier, la carence en tryptophane se traduit par une déformation en scoliose de l'épine dorsale du poisson (Ronald, 1979).

2. Lipides

Les lipides présentent la meilleure source d'énergie pour les poissons, dont leurs constituants de base sont les acides gras qui se trouvent dans la nourriture. (Barnabé et Billard, 1991). Notons que ces acides essentiels ne sont synthétisés que par le phytoplancton marin. Etant donné que les déficiences en acides gras essentiels caractérisent essentiellement les animaux d'eau de mer plus que ceux d'eau douce. (Barnabé et Billard, 1991). A titre d'exemple, le saumon chum (eau douce/eau de mer) a besoin de 1% en acides gras. (Barnabé et Billard, 1991). Les carences en acides gras essentiels provoquent l'apparition du syndrome de dégénérescence graisseuse du foie ou dégénérescence hépatique lipoïde (DHL), chez les Gadidés et les Cyprinidés, dont le signe pathognomonique de ce syndrome est l'infiltration graisseuse du foie. La dégénérescence hépatique lipoïde atteint les poissons qui ont été nourris de déchets de poissons ou d'aliments granulés dont une partie des lipides sont devenus rances. Cependant, les graisses rances sont toxiques, et abaissent la valeur biologique des protéines. Lors de cette affection, il y a un ensemble des signes cliniques apparaissent, tels que une anémie traduite par une pâleur des branchies, une teinte bronzée et une forme arrondie du cœur, ainsi qu'un empatement du foie avec des bords arrondis. Cette atteinte est grave, car les sujets malades ne guérissent pas (Ronald, 1979).

3. Vitamines

Les vitamines sont des substances organiques complexes, toutes essentielles à la plupart des processus du métabolisme. (Ronald, 1979). Leur quantité dans la ration n'est que très minime par rapport aux protéines et aux lipides. Ils sont indispensables pour la survie, parce que son rôle est lié à celui des systèmes enzymatiques (Barnabé et Billard, 1991 ; Ronald, 1979). En outre, ils sont divisés en deux groupes, celui des vitamines liposolubles et celui des vitamines hydrosolubles. Les effets de la carence en vitamine diffèrent d'un type à l'autre (Tab. 1 et 2).

Tableau I - Effets des vitamines liposolubles

Rétinol (Vit A)	-Ralentissement de la croissance. -Kératomalacie. -La cécité. -Hémorragies de la base de nageoires.
Calciférol (Vit D)	-Prévenir le rachitisme.
Tocophérol (Vit E)	-Action anti-oxydative. -Empêcher le rancissement des acides gras. -La myopathie. -Stéatite. -La surcharge graisseuse du foie.
Vit K	-Prolonger le temps de saignement. -Hémorragies intramusculaires ou viscérale. -Anémie.
Thiamine (Vit B)	-Changement de coloration. -Hémorragies de la base des nageoires. -Hyperexcitabilité ou paralysie à la nage.
Riboflavine (Vit B2)	-La pigmentation foncée. -Cataracte bilatérale. -Cornée vascularisée. -Cécité. -Hémorragies des narines, des yeux et des opercules.
Pyridoxine (Vit B6)	-Les manifestations nerveuses. -Bâillement des opercules.

Tableau II - Effets des vitamines hydrosolubles

Acide panthoténique	-L'inappétence. -Hyperplasie des lamelles branchiales primaires et la sclérose des lamelles secondaires, dans un syndrome dénommé « maladie nutritionnelle des branchies ». -Anémie. -Détrese respiratoire.
Biotine	-Epaississement et altération structurale de la cuticule épidermique.
Acide folique	-Anémie érythrocytaire (macrocytaire et normochrome).
Choline	-Hémorragies. -Infiltration graisseuse du foie.
Acide ascorbique (Vit C)	-Cicatrisation paresseuse des plaies. -Echec de la transformation fibreuse des tissus de granulation. -Développement anormal des branchies. -Troubles du squelette cartilagineux. -Déformations consécutive de l'épine dorsale. -Mal formations et fractures vertébrales.

4. Minéraux

La teneur en minéraux est nécessaire pour assurer le métabolisme de l'os et des articulations, tels que le calcium, le potassium, le magnésium ainsi que la vitamine D et l'iode. Leur équilibre doit être maintenu pour éviter les déformations des poissons. Cependant, le déséquilibre conduit à des malformations du rachis, et les carences en iode provoquent une déformation en goitre. En outre, l'apparition d'une granulomatose viscérale, se caractérise par des lésions globuleuses et blanchâtres qui se répartissent dans tous les viscères et même parfois dans l'œil et le cerveau. Ou bien l'apparition d'une lithiase uréterale par dépôts calcifiés à l'occasion du syndrome de néphrocalcinose.

Chapitre 2 - Matériel et méthodes

Ce chapitre traite des stations choisies pour le présent travail, des différentes méthodes que nous y avons employées ainsi qu'au laboratoire, de même que des indices écologiques et statistiques utilisés lors de l'exploitation des résultats.

2.1. Description des stations d'études

2.1.1. Barrage de Zéralda

La réserve de chasse s'étend sur une superficie de **1034 ha** située à 30 km à l'Ouest d'Alger, **50 km** à l'Est et à **50 km** du chef-lieu de la wilaya de Tipaza et à **2 km** de la mer. (Fig. 19).

Elle est comprise entre les coordonnées **Lambert** suivantes :

$$X = 4064 \quad Y = 487$$

$$X' = 4059 \quad Y' = 492$$

Le site d'étude est formé de plaines, collines et de vallons, la plaine constitue la caractéristique topographie du foret d'Oued El Agar. L'altitude ne dépassant pas les 200 m le plus haut sommet culmine à une altitude de 190 et le plus bas est de 10 m, généralement elle est constituée de plusieurs versants, d'expositions multiples (Sud, Nord, Est, Nord-Est...) entre lesquelles se dessinent des vallons collectant les eaux de réception dévalant des pentes environnantes ; ces dernières sont comprises entre 3% et 50%.

Plusieurs oueds et talwegs constituent le réseau hydrographique de la zone dont les principaux sont l'oued El-Agar, oued Sidi-Harrach, oued Saf-Saf, oued Bougandoura et l'oued Larhat, qui affluent directement dans le barrage avec un apport moyen annuel de 4,85 10puissance6 m³, la majorité de ces oueds sont temporaires à débit faible. La Réserve de Chasse de Zéralda s'étend sur une superficie de 1034 ha, elle se présente sous forme de collines et de vallons dont l'altitude ne dépasse pas 200 m. Les potentialités hydriques sont représentées par cinq (05) oueds principaux, onze (11) sources de faible à moyen débits et par une retenue collinaire de capacité de 1.600.000 m³. Les principaux sols rencontrés sont les sols rouges fersialitique et les sols bruns forestiers. Du point de vue climatologique, la moyenne annuelle des précipitations est de 694 mm se répartit sur 96 jours, quant à la température moyenne annuelle est de 17,05 C°, celle des maxima du mois le plus chaud est de 31,7 C°, la moyenne des minima du mois le plus froid est de 5,9 C°. Le vent du secteur Ouest et Nord-Ouest qui prédomine. Le quotient pluviométrique Q2 calculé situe notre zone dans l'étage bioclimatique subhumide inférieur à variante doux. Du point de vue flore, la zone est constituée de quatre formations végétales :

-La formation forestière est représentée par des peuplements de pin d'Alep, matorrals, plantations et des bosquets de chêne liège.

-La ripisylve, l'érme et les terrains agricoles ; ces différentes formations offrent différents biotopes à un grand nombre d'espèces mammifères, oiseaux, reptiles, amphibiens et carpes. (Zeralda, 2013).

Population piscicole

- **Carpe commune** : *Cyprinus carpio*
- **Carpe argentée** : *Hypophthalmichthys molitrix*
- **Carpe royale** : *Cyprinus carpio*
- **Carpe herbivore** : *Ctenopharyngodon idella*
- **Sandre** : *Lucioperca lucioperca*
- **Mulet** : *Mugilus cephalus*
- **Mulet** : *Lisa aurata*
- **Tortue d'eau** : *Cistude d'Europe*

Après la réalisation et la mise en service des deux retenues d'Oued El Aggar en 1987, l'unité aquacole de Mazafran O.N.D.P.A avec l'assistance de l'équipe technique de la réserve ont procédé à deux lâchers successifs en 1987 de poissons et un autre lâcher en 1989. Cette opération n'a pas été menée à son terme puisque toutes les activités de repeuplement ont connu une longue période d'interruption (13 ans), c'est seulement en 2003 que l'équipe technique de la réserve en collaboration du CNDPA de Bou-Ismaïl ont pris l'initiative pour relancer les opérations de lâcher et de suivi. Ce dernier a entamé le projet de pêche expérimentale des géniteurs pour la reproduction artificielle des cyprinidés en 1996 au niveau du plan d'eau de la réserve (Tableaux en annexes 1 et 2).

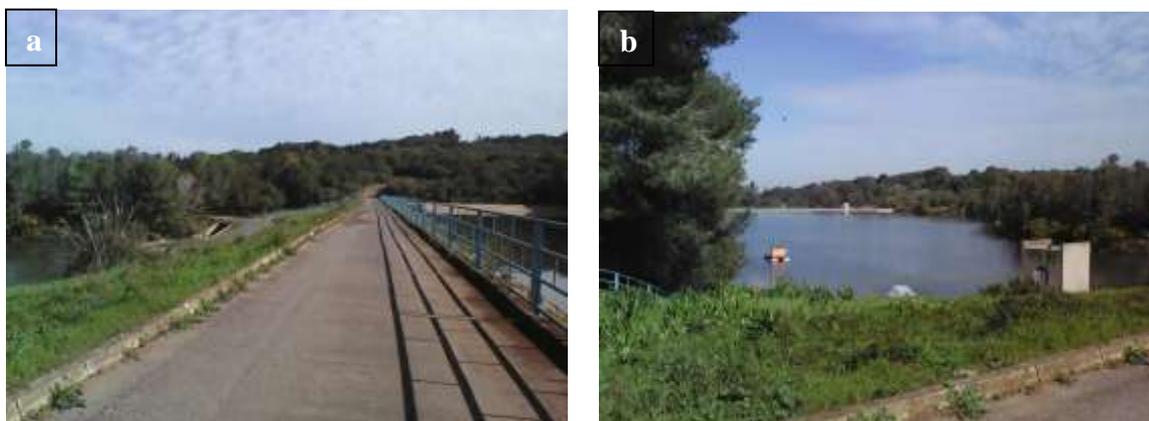


Figure 19 : Barrage de Zéralda (Original).

2.1.2. Jardin d'essai du Hamma

Au sein du Jardin d'essai du Hamma, la station d'étude choisie comprend aussi 40 carrés de 50m sur 50m. Elle est sise dans un milieu très diversifié qui est un véritable musée vivant des plantes (Carra et Gueit, 1952). Le Jardin est divisé en sous-stations. Les bâtiments de l'Agence nationale de la nature et du jardin zoologique sont entrecoupés par des arbres comme *Melia* et *Ficus*. Le jardin français est une grande parcelle ouverte au centre constituée par une pelouse et entourée par des *Washingtonia* bien alignée et d'autres arbustes et arbres d'ornement. Le jardin anglais par contre, est un milieu fermé, constitué par différentes espèces d'arbres plantées comme à l'état naturel. Les carrés botaniques sont des parcelles ouvertes composés par différentes catégories de plantes, des plantes médicinales, des plantes aromatiques. Ces différents jardins et carrés botaniques sont entrecoupés par des allées comme l'allée des ficus, l'allée des méryta, l'allée des dragonniers, l'allée des washingtonias et l'allée des platanes (Fig. 20).



Figure n° 20 : Jardin d'essai du Hamma (Original) (44).

2.1.3. Zemouri

Zemouri est une ville côtière chef-lieu de commune de même nom dans la wilaya de Boumerdès en Algérie, dans la daïra de Bordj Ménaiel. Zemouri El Bahri (Courbet-Marine) est un important port de pêche de la cote algéroise. Cette commune recèle plusieurs sources d'eau naturelle. Elle est traversée par plusieurs oueds. Réputée pour être une destination privilégiée d'un grand nombre des pêcheurs de l'Algérie, la cote de la Basse Kabylie s'étend sur une distance de 90 kilomètres, allant de la région d'Affir à l'est, jusqu'à Boudouaou El Bahri à l'ouest. La plus importante quantité de la prise de poissons sur le littoral autour des Béni Aïcha est représentée par le poisson bleu, la sardine en l'occurrence, dont la région de

Basse Kabylie en détient la première place en matière de capture à l'échelle nationale algérienne est classée 26ème, (35). (Fig. 21).



Figure n° 21 : Situation géographique de Zemouri (36).

2.2. Méthodes d'échantillonnage sur le terrain

Nos échantillons sont issus de trois sites (Jardin d'essai, barrage de Zéralda et Zemouri). Notre prélèvement consiste à prélever un échantillonnage d'eau du fond de bassin 1 et bassin 2 de Jardin anglais situé au Jardin d'essai, et du bassin de Zéralda avec une fréquence mensuelle qui commence du mois de Septembre jusqu'à Février, au totale 6 mois. Des mêmes sites, pour la même période (6 mois) et la même fréquence ont consistés à prélever des échantillons des poissons d'eau douce (le rotengle). Pour une seule fois nous avons prélevé la carpe koi (un poisson d'ornement) au niveau du jardin d'essai. Le site de Zemouri nous a fourni l'Allache comme un échantillon.

Les poissons sont pêchés frais et ramenés vivant au laboratoire pour effectuer particulièrement les analyses microbiologiques. Pour les analyses parasitologiques et mycologiques, les poissons prélevés ont été conservés à 4°C pendant 24 heures.

2.3. Méthodes utilisées au laboratoire

Au cours de notre expérimentation nous avons utilisés plusieurs méthodes de travail : analyse microbiologique, analyse parasitologique, analyse mycologique et des coupes histologiques.

2.3.1. Identification des poissons

- Poisson d'eau douce : Rotengle (*Scardinius erythrophthalmus*).
- Poisson de mer : Allache (*Sardinella aurita*).
- Poisson d'ornement : Carpe Koi (*Cyprinus carpio*).

Ces poissons ont été disséqués au laboratoire afin d'effectuer les différents analyses (Annexe 4).

2.3.2. Analyse microbiologique (43).

Les analyses microbiologiques ont été effectuées au niveau d'un laboratoire d'HIDAOA.

2.3.2.1. Préparation des poissons pour essai et prise d'essai

Les analyses sont effectuées selon les méthodes d'analyses bactériologiques correspondant aux normes algériennes et normes de l'agence française de normalisation. NF V04-501 1990. Les prises d'essai sont effectuées sur l'échantillon homogénéisé ; en tenant compte de la nature du produit et des opérations analytiques à conduire, elles sont de 10 ou 25g dans ce cas 25g sont réservés à la recherche des salmonelles.

a. Suspensions mères et dilutions décimales

Pour réaliser la suspension mère on mesure dans un flacon 225ml d'eau peptonée qu'on verse sur les 25g déjà pesé et qu'on homogénéise par la suite dans le stomacher pendant 2minutes à vitesse 3. Sachant qu'en cas de poisson de grande taille « Rotengle », le prélèvement s'effectue de trois régions. Il s'agit de la région derrière les nageoires pectorales, à mi-chemin entre la première tranche et la région anale et en arrière de la région anale (Fig. 22). Et dans le cas de poisson de mère « Allache », Peser 25 gr du poisson à analyser (Fig. 23). A partir de la suspension mère des dilutions décimales sont effectuées. Selon la norme ISO 6887-1 : 1999.

1. Préparer 3 tubes, chaque tube contient 9ml de TSE.
2. Dans le but de faire des dilutions décimales allant de 10^{-1} à 10^{-3} , porter aseptiquement 1ml de la suspension mère, ceci à l'aide d'une pipette automatique stérile, puis le mettre dans le premier tube et faire passer par le vortex, et numéroter le tube (-2).
3. Changer de pipette et prendre toujours aseptiquement 1ml de la dilution 10^{-2} et le mettre dans le deuxième tube, puis faire passer par le vortex et numéroter le tube (-3).

Pour chaque échantillon nous avons étudié les flores indiquées dans les spécifications microbiologiques des poissons selon la réglementation algérienne en vigueur :

- Flore mésophile aérobie totale (FAMT) à +30°C.
- Les coliformes fécaux.
- *Staphylococcus aureus*.
- Les salmonelles.

b. Protocole de recherche de la flore aérobie mésophile totale (FAMT)

Conformément à la norme française (NF V-08-51) relative au dénombrement des micro-organismes « méthode par comptage des colonies obtenues à 30°C », en suivant les étapes suivantes :

Que ce soit pour les poissons d'eau douce, le Rotengle (Fig. 22), ou pour les poissons de mer, Allache (Fig. 23), le protocole est le même. A partir des dilutions décimales, porter aseptiquement 1ml dans des boites de Pétri vides préparées à cet usage et numérotées selon la dilution correspondante. Verser la gélose PCA dans les trois boites de Pétri. Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose, sur une surface fraîche et horizontale. Laisser solidifier sur paillasse, chaque boite est numérotée selon la dilution correspondante. Rajouter une 2ème couche de la gélose pour éviter les contaminations diverses. Les boites seront Incubées couvercles en bas à 37°C pendant 48 heures.

- Lecture et interprétation

Après la période d'incubation, procéder à l'aide d'un appareil de comptage au comptage des colonies si nécessaire. Examiner chaque boite en lumière tamisée. Il est important d'inclure dans le comptage les colonies en tête d'épingle. Mais il est essentiel que l'opérateur évite de confondre les particules non dissoutes ou précipitées avec des colonies en tête d'épingles. Retenir les boites contenant moins de 300 colonies. Au niveau de 2 dilutions successives. Il faut qu'une boite renferme au moins 15 colonies.

Calculer le nombre **N** de microorganismes dénombrés à 30°C par ml ou par Gramme de produit en tant que moyenne pondérée. A l'aide de l'équation suivante.

$$N = \frac{\sum c}{V (n_1 + 0,1 n_2) d}$$

Ou :

$\sum c$: est la somme des colonies comptées sur toutes les boites retenues de deux dilutions successives et dont au moins une contient 15 colonies.

V : est le volume de l'inoculum appliqué à chaque boite, en millilitres

n₁ : est le nombre de boites retenues à la première dilution

n₂ : est le nombre de boites retenues à la seconde dilution

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution

Retenir comme résultat le nombre de micro-organismes par millilitre (produits liquides) ou par gramme (autres produits), exprimé par un nombre compris entre 1 et 9,9 multiplié par la puissance approprié de 10.



Figure n° 22 : Recherche de la flore aérobique mésophile totale (FAMT) chez le Rotengle (Original).

a : rotengle ; **b :** dissection de rotengle ; **c :** pesé de rotengle ; **d :** mélange au stomacher ; **e :** récupération de la suspension

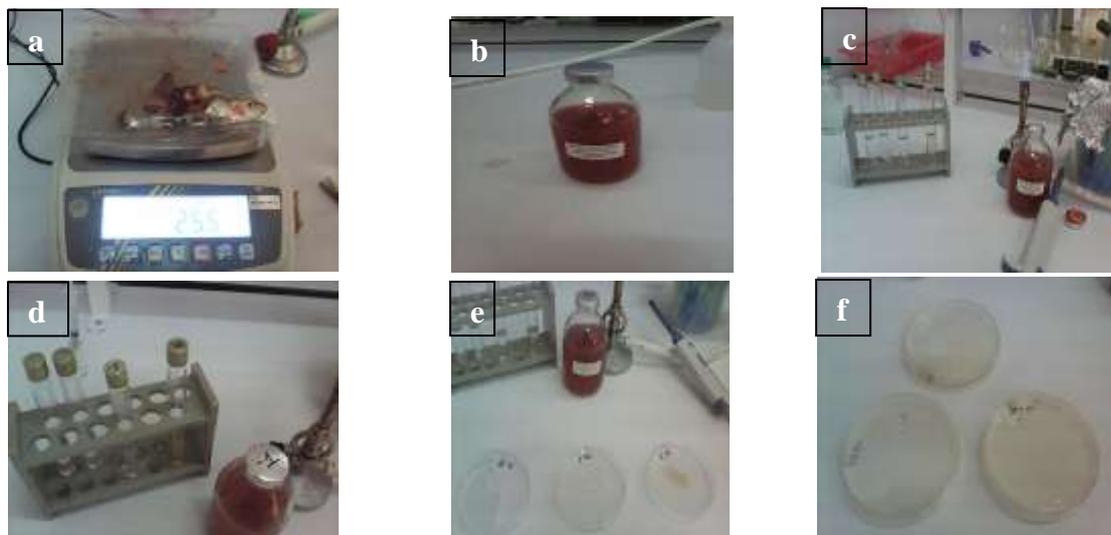


Figure n° 23 : recherche de la flore aérobique mésophile totale (FAMT) chez L'Allache (Original).

a : pesé d'allache ; **b :** suspension mère ; **c et d :** matériel de l'ensemencement ; **e :** ensemencement sur les boites de pétri ; **f :** solidification de milieu

c. Protocole de recherche des salmonelles

Pour l'isolement des salmonelles, nous avons adopté la méthode directe de bactériologie classique en référence aux normes ISO-6579 et la norme française V 08-052. La méthode est modifiée. Utilisation du bouillon sélénite cystéine à la place du bouillon Muller Kaufmann au tétra thionate-novobococine « MKttn » pour l'enrichissement mentionné dans la norme française.

- Phase de pré-enrichissement

C'est une phase non sélective permettant la revivification des salmonelles éventuellement présentes en petit nombre ou ayant subi un stress. Il faut peser 25g d'échantillon, le déposer dans un sac stomacher contenant 225 ml d'eau peptonée tamponnée. L'échantillon est ensuite broyé et homogénéisé dans un broyeur de type stomacher puis la transposer dans un flacon stérile, ensuite il sera incubé pendant 18 +/- 2h à 37°C. (Fig. 24).

- Phase d'enrichissement

L'enrichissement doit s'effectuer à partir du bouillon de pré enrichissement sur deux milieux sélectifs différents selon le protocole suivant :

- 1) Prendre 0,1ml du bouillon de pré enrichissement, puis encemencer dans un tube contenant le vert malachite et le chlorure de magnésium appelé encore milieu de Rappaport Vassiliadis (réparti en tubes à raison de 10 ml par tube), qui sera incubé à 42 C° pendant 18 à 24 heures.
- 2) Prendre 2ml du Bouillon du pré enrichissement, puis encemencer dans un tube contenant 10ml de bouillon Sélénite Cystéine(réparti également en tubes à raison de 2 ml par tube), plus un disque de SFB(disque Selenite acide de sodium) car il permet au bouillon de donner un effet, qui sera incubé à 37 C° pendant 18 à 24 heures (Fig. 25).

- L'isolement à partir des milieux d'enrichissement

A partir de la culture obtenue Du bouillon Rappaport, ensemencer avec une anse de platine a la surface d'une boîte de pétri contenant la gelose XLD (gélose xylose lysine désoxycholate), puis faire étaler sur toute la surface de la boîte, et la numéroter 'A'.

1. Avec une autre Pipette prendre 1mL du milieu (S.F.B) et le mettre dans une autre boîte de Pétri contenant la gélose hecktoen, puis faire étaler sur toute la surface de la boîte et la numéroter 'B'.
2. Les boîtes seront incubées couvercle en bas à 37 C° pendant 24 heures (Fig. 26).

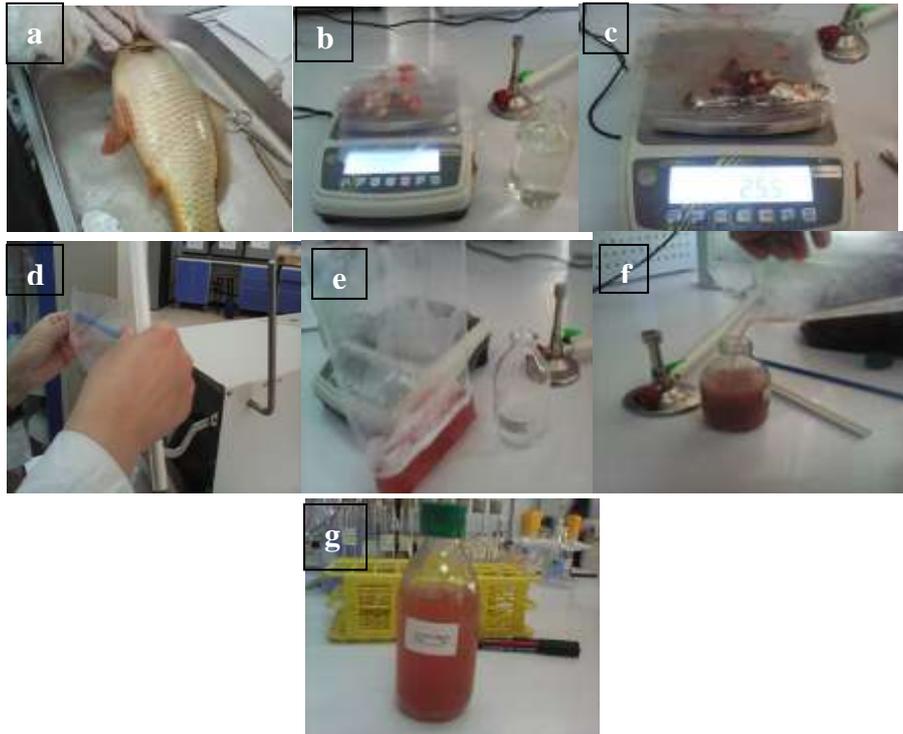


Figure n° 24 : phase de pré-enrichissement (original).

a : dissection de rotengle ; **b** : pesé de rotengle ; **c** : pesé d'allache ; **d** : mélange au stomacher ; **e** : récupération du mélange ; **f** : récupération de la suspension ; **g** : suspension mère



Figure n° 25 : Phase d'enrichissement (original).

a : bouillon Sélénite Cystéine ; **b** : milieu de rappaport Vassiliadis



Figure n° 26 : L'isolement sélectif (original).

a : anse de platine ; **b** : ensemencement sur boîte de Pétri

d. Protocole de recherche de coliformes fécaux : norme NFV 08_017

Il s'agit des entérobactéries fermentent le lactose (lactose T) aux températures élevées. Porter aseptiquement 1ml dans des boites de Pétri vides préparées à cet usage et numérotées selon la dilution correspondante. Verser la gélose VRBL dans trois boites de Pétri. Les boites seront incubées couvercle en bas à 37C° pendant 48 heures. (Fig. 27).

- Lecture et interprétation

Après la période d'incubation spécifiée compter les colonies dans chacune des boites contenant entre 15 et 150 colonies. On peut également compter toutes les colonies de deux dilutions successives présentant 15 et 150 colonies par boites et appliquer la formule suivante.

$$N = \frac{\sum c}{V (n_1 + 0,1 n_2) d}$$

Ou :

$\sum c$: est la somme des colonies comptées sur toutes les boites retenues de deux dilutions successives et dont au moins une contient 15 colonies.

V : est le volume de l'inoculum appliqué à chaque boite, en millilitres

n_1 : est le nombre de boites retenues à la première dilution

n_2 : est le nombre de boites retenues à la seconde dilution

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution

Retenir comme résultat le nombre de micro-organismes par millilitre (produits liquides) ou par gramme (autres produits), exprimé par un nombre compris entre 1 et 9,9 multiplié par la puissance approprié de 10.

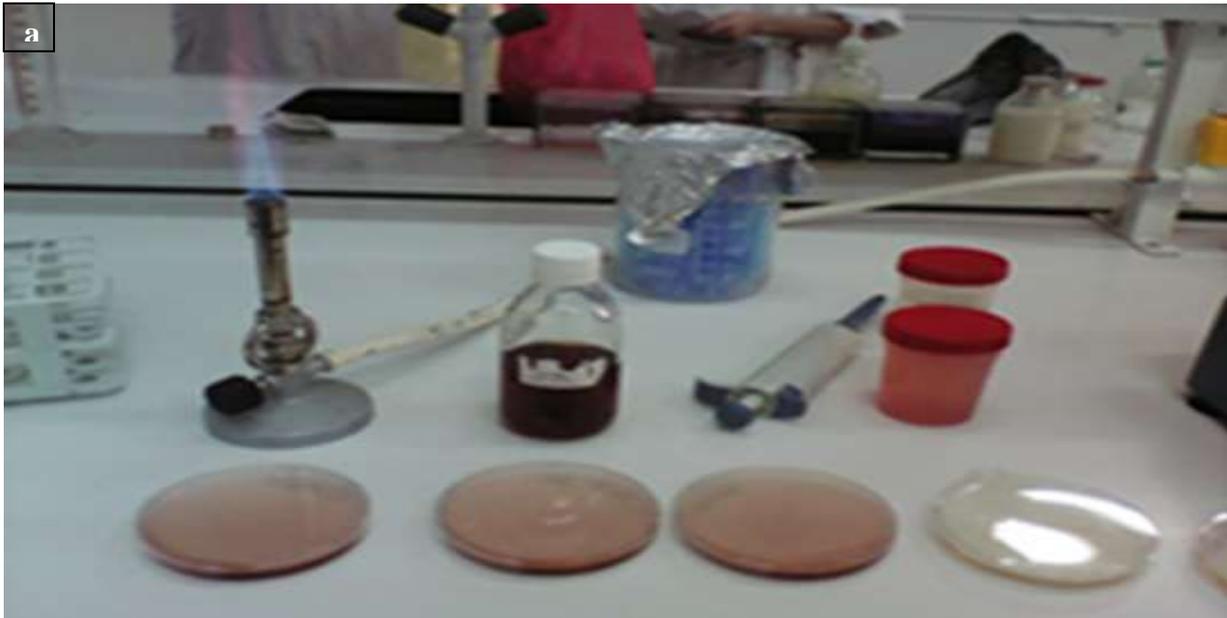


Figure n° 27 : La recherche des coliformes fécaux (Original).

a : Rotengle ; **b** : Allache

e. Protocole de recherche de *Staphylococcus aureus* : norme NF ISO 3888-1

Le milieu de Baird Parker est préalablement coulé en boîte de pétri 0,1 ml chaque dilution est prélevé puis étalé l'incubation se fait à 37°C pendant 24 à 48h. Les colonies de staphylococcies apparaissant noires, brillantes, bombées et entourées d'un halo clair (Fig. 28).

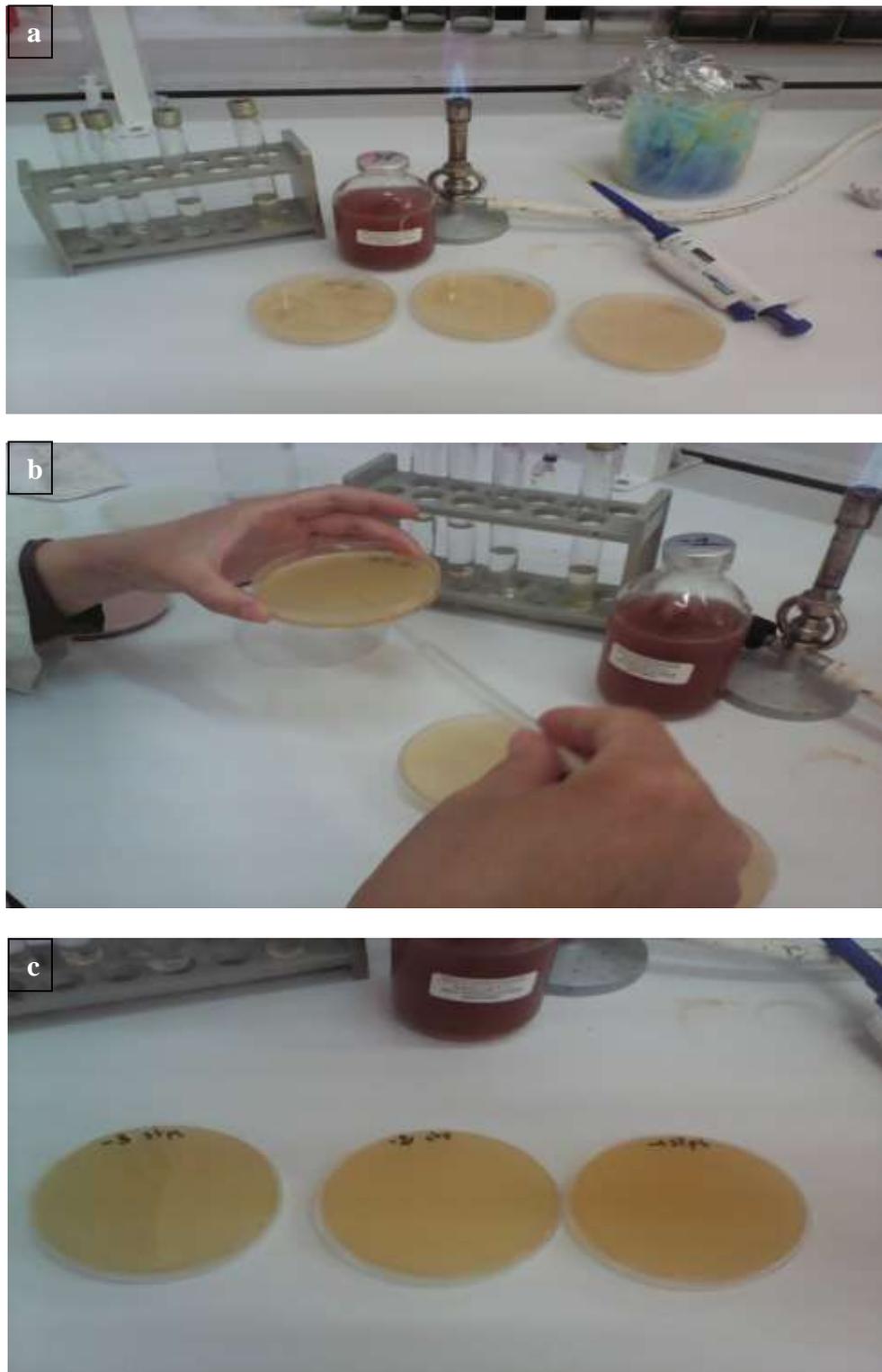


Figure n° 28 : La recherche des *Staphylococcus aureus* (Original).

a : matériel de l'ensemencement ; **b :** ensemencement sur boîte de pétri ; **c :** boîtes de Pétri ensemencées

- Test de confirmation : Recherche de la catalase

Placer séparément deux gouttes d'une solution de peroxyde d'hydrogène à 20 volumes sur une lame de microscope. Prélever une colonie avec une tige de verre (Pipette Pasteur) ou en plastique (surtout pas de fil métallique) et l'émulsionner doucement dans l'une des deux gouttes. Observer immédiatement et après 5 minutes s'il y'a apparition (Catalase positive) ou absence (catalase négative) de bulles d'oxygène. Dans le cas où il y'a doute recouvrir chacune des gouttes avec une lamelle de microscope et comparer l'apparition des bulles sous les deux lamelles. Les observateurs peuvent le faire macroscopiquement ou à l'aide d'un microscope à faible grossissement. Ne retenir que les colonies catalase positive. Prélever une partie de chaque colonie sélectionnée à l'aide d'un fil stérile. Et l'ensemencer dans un tube de bouillon cœur cervelle à incuber à 37°C durant 20 à 24 h.

- Recherche de la coagulase libre

A l'aide d'un fil stérile, prélever une partie de chaque colonie sélectionnée et l'ensemencer dans un tube ou dans un tube de bouillon cœur cervelle. Incuber à 35°C ou 37°C pendant 24 h +/- 2 h. Ajouter stérilement 0,1 ml de chaque culture à 0,3 ml de plasma de lapin contenu dans un tube stérile à hémolyse, et incuber à nouveau 35°C à 37°C. En inclinant le tube examiner la coagulation du plasma après 4 à 6 h, si le test est négatif ré incuber et ré examiner de nouveau à 24 h au plus tard. Considérer que la réaction à la coagulase est positive quand le coagulum occupe plus des ¾ du volume initialement occupé par le liquide.

- Lecture et interprétation : expression des résultats

Calcul du nombre **a** de Staphylococcus à coagulase positive identifiés pour chaque boîte retenue. Calculer pour chacune des boîtes le nombre de **a** de Staphylococcus à coagulase positive identifiés selon l'équation :

$$a = \frac{b^c}{A^c} \times C^c + \frac{b^{nc}}{A^{nc}} \times C^{nc}$$

Ou :

A^c : est le nombre de colonies caractéristiques soumises au test de coagulase.

A^{nc} : est le nombre de colonies non caractéristiques soumises au test de coagulase.

b^c : est le nombre de colonies caractéristiques qui ont répondu positivement au test de coagulase.

b^{nc} : est le nombre de colonies non caractéristiques qui ont répondu positivement au test de coagulase.

C^c : est le nombre total de colonies caractéristiques repérées sur la boîte.

C^{nc} : est le nombre total de colonies non caractéristiques repérées sur la boîte.

Calcul du nombre N de Staphylocoques à coagulase positive identifiés présent dans la prise d'essai.

Pour ces boîtes contenant au maximum 150 colonies caractéristiques et/ ou non caractéristiques pour deux dilutions consécutives, calculer le nombre de Staphylocoques à coagulase positive pour chaque boîte et calculer le nombre N de Staphylocoques à coagulase positive identifiés présents dans l'échantillon pour essai en tant que moyenne pondérée à partir de deux dilutions successives à l'aide de l'équation suivante :

$$N = \frac{\sum a}{V (n_1 + 0,1 n_2) d}$$

Ou :

$\sum a$: est la somme des colonies de Staphylocoques à coagulase positive identifiées sur l'ensemble des boîtes retenues.

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution retenue (la suspension mère est une dilution).

V : est le volume étalé dans chaque boîte en millilitres.

n_1 : nombre de boîtes retenues à la première dilution.

n_2 : nombre de boîtes retenues à la seconde dilution.

2.3.2.2. Préparation de l'eau pour essai et prise d'essai

Les analyses sont effectuées selon les méthodes d'analyses bactériologiques correspondant aux normes algériennes et normes de l'agence française de normalisation. NF V04-501 1990.

Les prises d'essai sont effectuées sur l'échantillon homogénéisé ; en tenant compte de la nature du produit et des opérations analytiques à conduire. Prélever un échantillon de l'eau du bassin de Zéralda.

a. Suspensions mères et dilutions décimales

Pour cette partie, il faut préparer 3 tubes, chaque tube contient 9ml de TSE. Dans le but de faire des dilutions décimales allant de 10^{-1} à 10^{-3} , porter aseptiquement 1ml de la solution mère (l'eau), ceci à l'aide d'une pipette automatique graduée stérile, puis le mettre dans le premier tube et faire passer par le vortex, et numéroter le tube (-2). Changer de pipette et prendre toujours aseptiquement 1ml de la dilution 10^{-2} et le mettre dans le deuxième tube, puis faire passer par le vortex et numéroter le tube (-3) (Fig. 29 a b c et d).

Nous avons étudié les flores indiquées dans les spécifications microbiologiques de l'eau selon la réglementation algérienne en vigueur :

- Flore mésophile aérobie totale (FAMT) à +30°C.
- Les coliformes fécaux.
- Streptocoques.

b. Protocole de recherche de la flore aérobie mésophile totale (FAMT)

Conformément à la norme française (NF V-08-51) relative au dénombrement des micro-organismes « méthode par comptage des colonies obtenues à 30°C », en suivant les étapes suivantes : (Fig. 29 e).

1. A partir des dilutions décimales, porter aseptiquement 1ml dans des boîtes de Pétri vides préparées à cet usage et numérotées selon la dilution correspondante.
2. Rajouter la gélose PCA dans chaque boîte.
3. Faire ensuite des mouvements circulaires et de va-et-vient en forme de « 8 » pour permettre à l'inoculum de se mélanger à la gélose, sur une surface fraîche et horizontale.
4. Laisser solidifier sur paillasse, chaque boîte est numérotée selon la dilution correspondante.
5. Rajouter une 2ème couche de la gélose pour éviter les contaminations diverses.
6. Les boîtes seront Incubées couvercles en bas à 30C° pendant 48 heures.

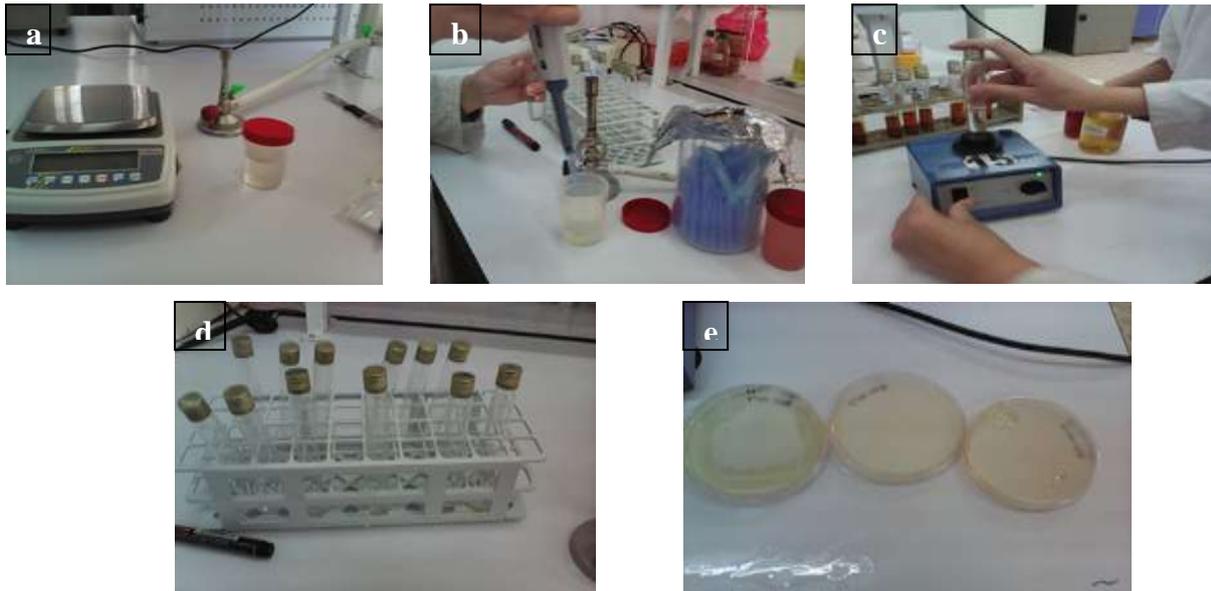


Figure n° 29 : La recherche de la flore aérobique mésophile totale (FAMT) (Original).

a : suspension mère ; **b, c et d :** dilutions décimales ; **e :** solidification de milieu

c. Protocole de recherche de coliformes fécaux

Par cette méthode, les coliformes Totaux, Coliformes Thermo-Tolérants et *Escherichia coli* sont dénombrés en milieu liquide par la technique du NPP (nombre le plus probable) à l'aide du bouillon VBL (bouillon lactosé bilié au vert brillant) réparti à raison de 10ml par tube et muni d'une cloche de Durham (Fig. 30). Cette méthode fait appel à deux tests consécutifs à savoir : test de présomption suivi du test de confirmation.

- Test de présomption

Préparer dans un portoir une série de 9 tubes contenant le milieu sélectif (VBL) à raison de trois tubes par dilution. Puis numéroter tous les tubes selon la dilution correspondante. A partir des dilutions décimales 10^{-1} à 10^{-3} , porter aseptiquement 1ml dans chacun des trois tubes correspondants à une dilution donnée. Chasser le gaz présent éventuellement dans les cloches de Durham et mélanger soigneusement et doucement le milieu et l'inoculum. Les tubes seront Incubés à 37°C pendant 24 heures.

- Lecture

Sont considérés comme positifs les tubes présentant ayant à la fois un dégagement gazeux (supérieur au 1/10 de la hauteur de la cloche) et un trouble microbien, ce qui constitue le témoin de la fermentation du lactose présent dans le milieu. Ces deux caractères étant témoins de la fermentation du lactose dans les conditions opératoires décrites. La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table de Mac Grady qui se trouve en annexe de cette méthode.



Figure n° 30 : La recherche de coliformes fécaux (Original).

- Test de confirmation

Les tubes de VBL trouvés positifs lors du dénombrement des Coliformes totaux feront l'objet d'un repiquage à l'aide d'une à deux gouttes dont respectivement :

- Un tube de VBL muni d'une cloche.
- Un tube d'eau peptonée exempte d'indole.

Chasser le gaz présent éventuellement dans les Cloches de Durham et bien mélanger le milieu et l'inoculum.

Incuber à 44 C° pendant 24 heures.

- **Lecture** : Sont considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois :

- Un dégagement gazeux dans les tubes de VBL.
- Un anneau rouge en surface, témoin de la production d'indole par *Escherichia coli* après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kowacs dans le tubes d'eau peptonée exempte d'indole (EPEI).

La lecture finale s'effectue également selon les prescriptions de la table de Mac Grady en tenant compte du fait qu'*Escherichia coli* est à la fois producteur de gaz et d'indole à 44 C°.

- Lecture et interprétation

Après la période d'incubation spécifiée, compter les colonies dans chacune des boites contenant entre 15 et 150 colonies.

$$N = \frac{\sum c}{V (n_1 + 0,1 n_2) d}$$

Ou :

$\sum c$: est la somme des colonies comptées sur toutes les boîtes retenues de deux dilutions successives et dont au moins une contient 15 colonies.

V : est le volume de l'inoculum appliqué à chaque boîte, en millilitres ;

n₁ : est le nombre de boîtes retenues à la première dilution ;

n₂ : est le nombre de boîtes retenues à la seconde dilution ;

d : est le taux de dilution correspondant à la première dilution.

Retenir comme résultat le nombre de micro-organismes par millilitre (produits liquides) ou par gramme (autres produits), exprimé par un nombre compris entre 1 et 9,9 multiplié par la puissance appropriée de 10.

d. Protocole de recherche des streptocoques

Par cette méthode, les Streptocoques sont dénombrés en milieu liquide par la technique du NPP (nombre le plus probable) à l'aide de deux bouillons de culture (Milieu de Rothe et Milieu de Eva Lytski). (Fig. 31). Cette méthode fait appel à deux tests consécutifs à savoir : test de présomption suivi du test de confirmation.

- Test de présomption

Préparer dans un portoir une série de 9 tubes contenant le milieu sélectif de Rothe à raison de trois tubes par dilution. A partir des dilutions décimales allant de 10^{-1} à 10^{-3} , porter aseptiquement 1 ml dans chacun des trois tubes correspondant à une dilution, puis mélanger soigneusement et doucement le milieu et l'inoculum. Les tubes seront incubés à 37 °C pendant 24 heures.

- Lecture

Sont considérés comme positifs les tubes présentant un trouble microbien. Ces derniers feront systématiquement l'objet d'un test de confirmation, mais il n'y a pas de dénombrement à ce niveau.

- Test de confirmation

Ce dernier consiste à repérer et à numéroter les tubes positifs sur milieu de Rothe qui feront l'objet d'un repiquage (2 à 3 gouttes) sur milieux Eva Lytski. Les tubes seront incubés à 37 °C pendant 24 heures.

- Lecture

Seront considérés comme positifs, les tubes présentant à la fois un trouble microbien et une pastille blanchâtre ou violette au fond du tube. La lecture finale se fait selon les prescriptions de la table de Mac Grady.



Figure n° 31 : Milieu de recherche des streptocoques (Original).

2.3.3. Analyse parasitologique

La recherche des endoparasites dans le tube digestif des poissons et dans l'eau se fait par la méthode de flottaison.

2.3.3.1. Technique de flottaison

C'est une technique de concentration d'œufs d'helminthes et de kystes de protozoaires contenants dans le tube digestif des poissons et dans l'eau. Son principe est que les œufs, de faible densité, remontent à la surface de la solution de NaCl et se collent à la surface de la lamelle. Les plus gros débris sédimentent au fond du tube (Weber *et al.*, 1992). La première des choses, il faut préparer la solution dense. On calcule le volume de NaCl correspond au poids de l'échantillon coprologique selon la règle suivante : 14 g de contenu du tube digestif pour 20ml de NaCl. Puis, on broyer les selles dans la solution de NaCl avec un pilon et un mortier. Puis filtrer la solution avec une passoire. On verse le filtrat dans les tubes a essais de façon à obtenir un ménisque convexe. Déposer une lamelle dessus, et laisser au repos pendant 20 min. Et on déposer la lamelle sur la lame et l'observer au microscope photonique aux grossissements x10 et x40 (Fig. 32).

2.3.3.2. Inconvénients

Le seul inconvénient de la méthode est que le NaCl a la tendance à former des cristaux, déformation importantes des œufs, et remonte presque uniquement les kystes de coccidies.

Chlorure de sodium (densité= 1,2 à 1,8).

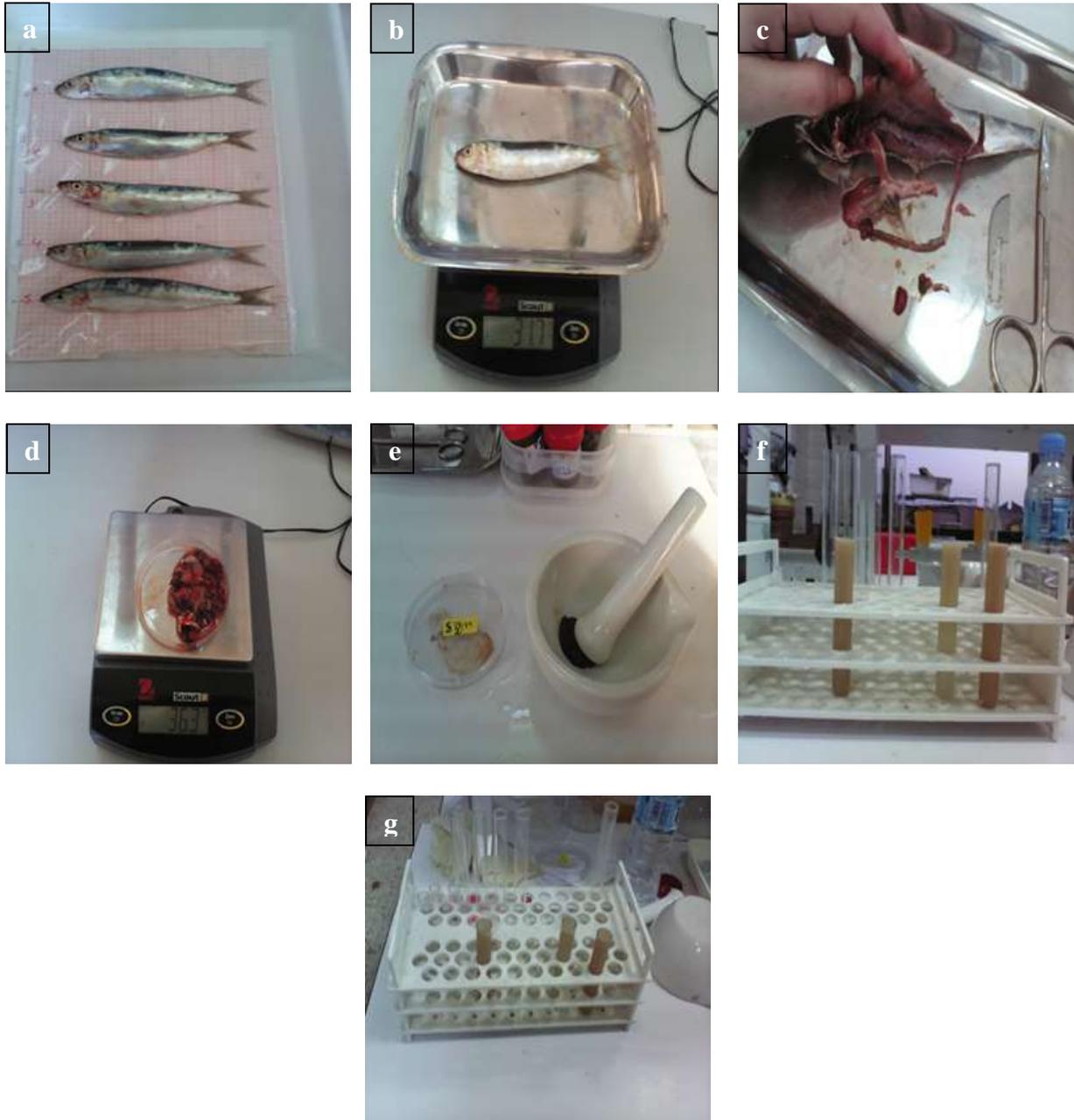


Figure n° 32 : Technique de flottaison (Original).

a : mensurations de l'allache ; **b :** la pesé ; **c :** la dissection ; **d :** la pesé de tube digestif ;
e : broyage et mélange de tube digestif avec NaCl ; **f :** versement de solution dans les tubes à
essais ; **h :** dépôt des lamelles

La recherche des ectoparasites se fait par la loupe au niveau des branchies, la peau et les nageoires (Fig. 33).



Figure n° 33 : La recherche des ectoparasites (Original).

a : loupe ; **b** : nageoires de l'Allache ; **c** : observation des branchies sous la loupe

2.3.4. Analyse mycologique

Les analyses mycologiques ont été réalisées au niveau du laboratoire de parasitologie-mycologie. Elles consistent en un examen mycologique des échantillons de l'eau après dilution, puis leur ensemencement sur milieu d'isolement et enfin une coloration et identification des champignons isolés par observation microscopique.

2.3.4.1. Analyse mycologique de l'eau

Notre prélèvement consiste à prélever l'eau du fond de bassin 1 et bassin 2 du Jardin anglais situé au Jardin d'essai. Les analyses mycologiques sont faites au niveau du laboratoire de parasitologie-mycologie de l'ENSV, par Pr AISSI, pour rechercher des éventuels champignons et levures dans l'eau et l'allache.

- **Ensemencement et isolement**

Le milieu d'isolement utilisé est Sabouraud additionné de chloramphénicol. Déposer 4CC de l'eau dans un tube à essai. Déposer (3CC de PBS 7,2) dans trois tubes. -A partir de la solution pure (mère) faire des dilutions successives au tiers ($1/3$; $1/6$; $1/9$). Préparer quatre boites de pétri. Prendre 1CC de chaque dilution puis la déposer dans la boite correspondante. Etaler sur toute la surface de la boite de pétri à l'aide d'une pipette pasteur. Incubation à 27°C pendant 48h. Sachant que l'analyse mycologique doit se faire dans des conditions de stérilité parfaite, donc on travail devant un bec benzène.

- **Observation microscopique**

A l'aide d'une pipette pasteur, prélever chaque colonie poussée. Déposer une goutte de lactophénol sur une lame. Déposer le prélèvement de colonie. Ecraser avec lamelle. Observation microscopique aux grossissements $\times 40$, $\times 100$, $\times 400$.

2.3.4.2. Analyse mycologique des écouvillons

Sur des poissons d'Allache faire un écouvillonnage de toute la surface de la peau ainsi que sur les viscères, à l'aide d'un écouvillon stérile. L'écouvillon est identifié, daté et conservé à +4°C. (Fig. 34).

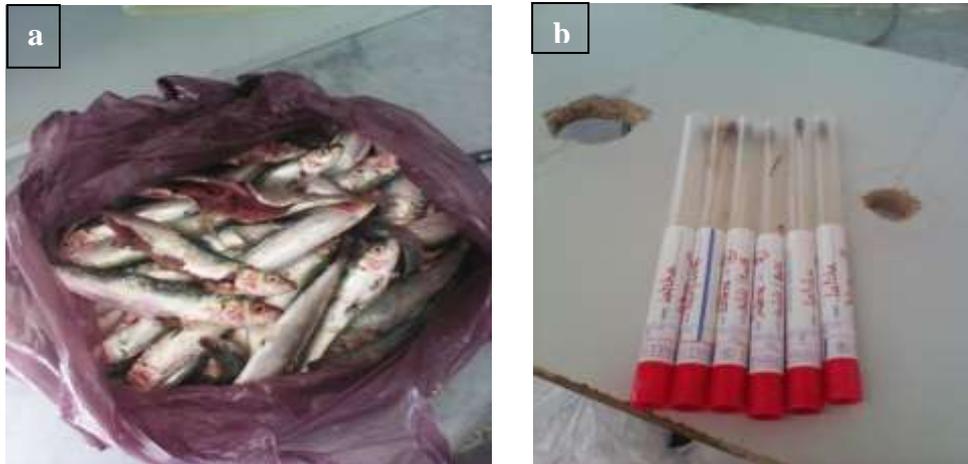


Figure n° 34 : Ecouvillonnage (Original).

a : un lot de poisson Allache ; **b** : écouvillonnage

- **Mise en culture**

Ensemencer sur la gélose Sabouraud Chloramphénicol, puis incuber à 27°C pendant 72 à 96 heures.

- **Confirmation**

Les colonies de levures d'aspects différents seront repiquées sur milieu Sabouraud / Chloramphénicol à 27°C pour une identification biochimique ultérieure.

- **Galerie pasteur (colonies 48 heures)**

On a recours dans cette phase à différents milieux de culture et tests pour l'identification précise des levures.

- **Milieu Sabouraud + chloramphénico** : ce test permet de mettre en évidence le caractère potentiellement pathogène de la levure lorsqu'elle se développe à une température avoisinant la température corporelle. Devent un bec bunsen, un petit fragment de la colonie de levure est étalé sur la totalité de la surface de la boîte de pétri (Sabouraud), puis incubé à 37°C dans l'étuve. La lecture est faite 48 h à 72 h plus tard ; une colonie qui pousse à 37°C est potentiellement pathogène (+) et inversement, une colonie qui ne pousse pas à 37°C n'est pas pathogène (-).

- **Milieu Sabouraud / Actidione** : Ce test permet de mettre en évidence les colonies sensibles à l'Actidione (Cycloheximide). La colonie est ensemencée sur ce milieu dans des

tubes. L'incubation est réalisée à 27°C. La lecture est faite 24 h plus tard. Les colonies ayant poussées sur ce milieu sont considérées résistantes à l'Actidione ; Les colonies n'ayant pas poussées sur ce milieu sont considérées sensibles à l'Actidione.

- **Milieu à base de crème de riz (Rice cream) :** Ce milieu favorise la production de chlamydospores caractéristiques de *Candida albicans* en milieu anaérobie. Le milieu est coulé sur boîte de pétri. Après l'étalement d'un fragment de colonie, on la recouvre d'une lamelle stérilisée à la flamme bec bensen (elle assure la stérilité et un milieu anaérobie). Incubation à 27°C dans l'étuve. La lecture est faite 24 h, et 48 h plus tard (Gr. x100 et x400).

- **Milieu à base du sérum pour blastèse :** (Fig. 35). Le sérum de bovin, est utilisé comme milieu pour favoriser la production des tubes germinatifs typiques de *Candida albicans* (test de germination). Devant un bec bunsen, on dépose 1 CC de sérum dans des tubes stériles ; une colonie de levure est déposée à l'aide d'une anse de platine dans le sérum. Le tout est bien homogénéisé pour obtenir une suspension des levures homogène et incubé à 37°C pendant 4 heures. Une goutte du culot est prélevée et déposée sur une lame, recouverte d'une lamelle puis lecture au microscope (Gr. x 100 et x 400).

- **Milieu à l'urée Indole :** Ce test permet de rechercher l'hydrolyse de l'urée. 0,5 ml du milieu urée indole est versée dans un tube stérile, une colonie y est ensemencée puis incubée à 37°C (Fig. 35).. La lecture s'effectue à 4 h et 24 h après ensemencement. Le virement du milieu du jaune orangé au rouge violet correspond à la sécrétion d'une uréase. La levure qui fait virer le milieu au rouge en 4 heures est *C. neoformans*. Les levures sont aussi examinés au microscope (Gr. x 100 et x 400) (Akdouche, 2009).



Figure n° 35: Milieu à l'urée indole et milieu à base du sérum (Original).

2.3.5. Coupes histologiques

Ces coupes histologiques sont réalisées dans le laboratoire d'ana-path de l'ENSV. Une coupe histologique est une tranche d'un organe suffisamment fine pour pouvoir être observée au microscope. Elles sont réalisées par un microtome. Les tissus sont inclus dans des résines époxy ou dans de la paraffine et cela en suivant ces étapes :

D'abords on met les échantillons dans des cassettes et on les mets dans du formol puis on passe au rinçage dans l'eau pendant 3min ensuite on poursuit par une déshydratation par des bains d'alcool successive de concentration croissantes(1er bain avec alcool 50° pendant 45min suivi d'un autre alcool 70° durant 45min suivie du seconde bain avec alcool 90° et 95° durant 45min chaque un et termine par un bain de concentration 100° pendant 1h30) puis on effectue l'éclaircissement dans 2 bains successives dans du Toluène pendant 1h pour chaque bain, après on met les cassettes dans de la paraffine liquide cette étape est appelée l'imprégnation qui dure 12h pour obtenir ensuite des bloc de paraffine ces derniers on va les placer dans le microtome d'où on obtient un ruban des coupes. (Fig. 36). (Martoja et Martoj-Pierson, 1967). Après on effectue la coloration topographique **Hemalun Eosine**.

- **Principe**

Coloration des noyaux par une laque aluminique l'Hemalun, et des fonds par un seul colorant acide : l'éosine.

- **Réactifs**

- Hématoxyline de Harris.
- Eosine à 1,5% E.D.

- **Mode opératoire**

1. Déparaffiner

- 5 min xylène. (Fig. 37 k).
- 7 min xylène. (Fig. 37 l).

2. Hydrater : (Fig. 16 m).

- A 100° —————> 60 s à agitations.
- A 90° —————> 60 s à agitations.
- A 70° —————> 60 s à agitations.
- ED : 03 min.



Figure n° 36 : Préparation des coupes histologiques (Original).

a : préparation des cassettes ; **b :** bains d'alcool à différentes concentrations ;
c : déshydratation ; **d :** récupération des cassettes ; **e :** appareil de paraffine liquide ; **f :** bloc de paraffine après imprégnation ; **g :** bloc de paraffine ; **h :** microtome

3. Coloration : (Fig. 37 n et o).
 - L'hématine 45 s.
 - Laver pendant 3 min à l'eau courante (+ieurs bains).
 - Colorer 03 :30 s à l'éosine.
 - Rinçage à E.D.
4. Déshydrater : (Fig. 37 p).
 - A 70° —————> 30 s à agitations.
 - A 90° —————> 30 s à agitations.
 - A 100°—————> 02 min à agitations.
5. Eclaircir : (Fig. 37 q).
 - 5 min xylène.
 - 5 min xylène.
6. Monter : Résine (Eukitt) (Fig.36 r).

- **Résultats**

- Noyau : Violet.
- Fond : Rose.

2.3.6. Exploitation des résultats par des indices écologiques

Nous avons exploité nos résultats par des indices écologiques tels que les richesses totales et moyenne, la fréquence centésimale et la prévalence.

2.3.6.1. Richesses totale et moyenne

La richesse représente un des paramètres fondamentaux caractéristiques d'un peuplement. Elle peut être envisagée sous deux aspects différents soit la richesse totale S , qui est le nombre total des espèces contactées au moins une fois au terme des N relevés et la richesse moyenne S_m qui correspond au nombre moyen des espèces contactées à chaque relevé (Blondel, 1975, 1979 ; Ramade, 1984).

2.3.6.2. Fréquence centésimale ou abondance relative

La connaissance de la fréquence centésimale revêt un certain intérêt dans l'étude des peuplements (RAMADE, 1984). La fréquence F est le pourcentage des individus d'une espèce n_i par rapport au total des individus N_i (DAJOZ, 1971 ; BLONDEL, 1975). Cette fréquence traduit l'importance numérique d'une espèce au sein d'un peuplement. Plusieurs auteurs parlent de dominance plus ou moins grande pour exprimer l'influence qu'une espèce est supposée exercer au sein de la biocoenose (DAJOZ, 1971).

$$F (\%) = \frac{n_i \cdot 100}{N_i}$$

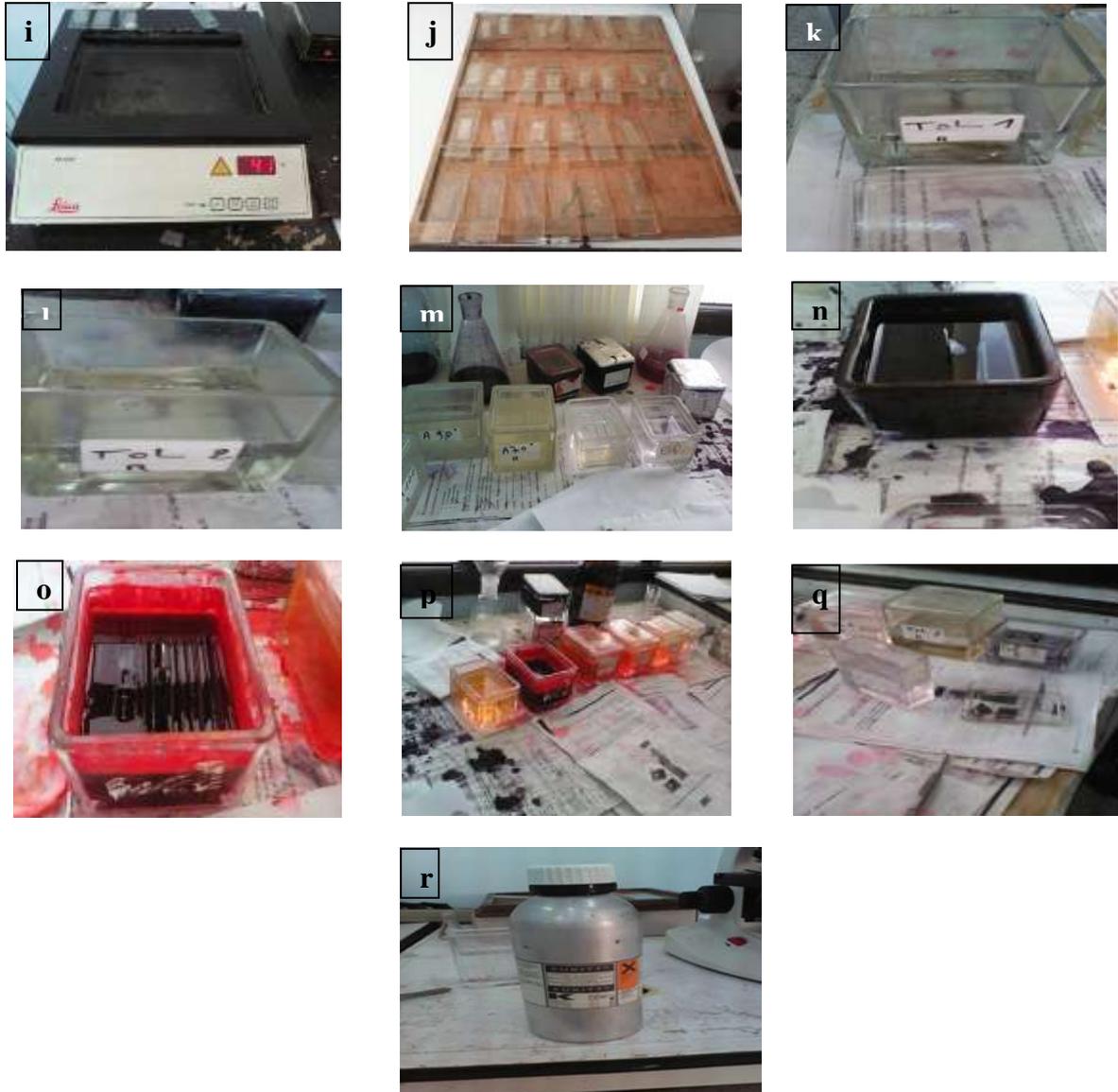


Figure n° 37 : Etapes de coloration (Original).

i : récupération des rubans des coupes ; **j :** des rubans des coupes ; **k et l :** déparaffiner ;
m : hydrater ; **n et o :** coloration ; **p :** déshydrater ; **q :** éclaircir ; **r :** résine « EUKITT »

2.3.6.3. Fréquence d'occurrence (Prévalence)

Selon Bachelier (1978) et Dajoz (1971), la fréquence d'occurrence est le rapport exprimé sous la forme de pourcentage du nombre de relevés P_i contenant l'espèce i prise en considération au nombre total de relevés P :

$$\text{F.O. (\%)} = \frac{P_i \cdot 100}{P}$$

En fonction de la valeur de F.O %, nous plaçons les espèces dans l'une des classes de constance.

2.3.7. Exploitation des résultats par des méthodes statistiques

Nous avons utilisé l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C.) et le test du Khi^2 Pour exploiter nos résultats.

2.3.7.1. Emploi de l'analyse factorielle des correspondances (A.F.C.)

Selon Legendre et Legendre (1984), cette méthode permet de rassembler dans trois n dimensions la plus grande partie de l'information contenue dans le tableau des éléments étudiés, en s'attachant essentiellement aux comparaisons entre les profils des colonnes, représentés par les échantillons dans la présente étude et entre ceux des lignes remplacées ici par les espèces. En outre, l'analyse réalise la correspondance entre la classification trouvée pour les lignes ou pour les colonnes, puisque les deux modalités sont projetées sur les mêmes plans. L'interprétation des résultats se fait en termes de proximité ou d'éloignement des variables entre elles, des observations entre elles et des variables-observations effectuées à l'aide des valeurs numériques suivantes calculées par l'analyse :

- La valeur propre d'un axe représente le pourcentage d'inertie correspondant à une certaine quantité d'informations formée par cet axe.
- La contribution absolue exprime la contribution d'un point dans la constitution d'un axe.
- La contribution relative exprime la contribution de l'axe dans l'explication de la dispersion d'un point.
- Le taux d'inertie correspond au pourcentage de chaque valeur propre par rapport à l'inertie totale du nuage. C'est dans le plan formé par les trois premiers axes factoriels que la projection est la plus fidèle.

Grâce à cette méthode, on peut mettre en évidence les relations qui existent entre les deux caractères et de définir les facteurs écologiques qui caractérisent leur peuplement. Cette analyse est réalisée par le logiciel «XL Stat».

2.3.7.2. Emploi du test du Khi-²

Le test du Khi-² (χ^2) est l'une des distributions théoriques les plus utilisées en statistiques. Le Khi-² représente la somme des rapports entre les carrés des écarts et les effectifs théoriques (Snedecor et Cochran, 1957). Cette méthode est utilisée pour le pouvoir germinatif des graines cueillies sur les plantes et les graines ramassées soit sous les perchoirs ou soit récupérées dans les fientes des oiseaux frugivores. Cette analyse est réalisée par le logiciel «XL Stat».

Chapitre 3 – Résultats et discussion

Notre étude englobe tous les résultats concernant les analyses microbiologiques, mycologiques, parasitologiques et coupes histologiques réalisés sur le poisson d'eau douce (Rotengle) du bassin de Zéralda, le poisson de mer (Allache) pêché dans la région de Zemouri, la carpe coi, ainsi que sur l'eau du jardin anglais situé au jardin d'essai, et du barrage de Zéralda.

3.1. Résultats d'analyse microbiologique

Les analyses microbiologiques concernent seulement la bactériologie sur le rotengle, l'allache et l'eau.

3.1.1. Résultats de l'analyse microbiologique du rotengle

Les bactéries isolées chez le rotengle sont représentées dans le tableau n° 3 et la figure 38.

Tableau III: Résultats d'analyse microbiologique chez le Rotengle.

	10^{-1}	10^{-2}	10^{-3}
FMAT	107	199	80
Salmonelles	0	0	0
Coliformes fécaux	0	0	0
<i>Staphylococcus aureus</i>	0	0	0
N UFC/ g d'aliment Unité formant colonie	25000		



Figure n° 38 : Milieux de culture chez le rotengle (Original)

a : flore totale ; **b :** salmonelle ; **c :** coliformes fécaux

Chez le rotengle, nous avons dénombré des colonies de la flore totale (FMAT), alors que les autres résultats sont négatifs.

Résultats de l'analyse microbiologique de l'allache

Les bactéries isolées chez l'allache sont représentées dans le tableau n° 4 et la figure 39.

Tableau V I: Résultats d'analyse microbiologique chez l'Allache.

Allache	10^{-1}	10^{-2}	10^{-3}
FAMT	189	148	25
Salmonelles	0	0	0
Coliformes fécaux	0	0	0
<i>Staphylococcus aureus</i>	100	18	7
N UFC/ g d'aliment	3064		

Nous n'avons pas pu faire des calculs des staphylocoques, car le test de coagulase n'a pas été fait.

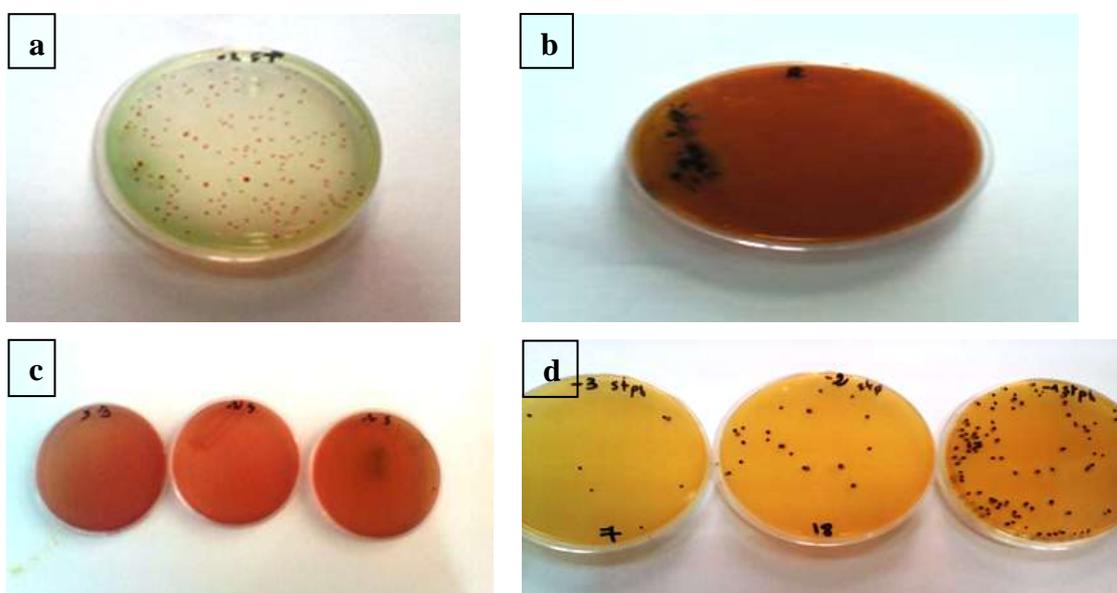


Figure n° 39: Milieux de culture chez l'allache (Originale).

a : flore totale ; b : salmonelle ; c : coliformes fécaux ; d : *staphylococcus aureus*
 Chez l'allache, nous avons dénombré des colonies de la flore totale (FMAT) et *Staphylococcus aureus*, alors que les autres résultats sont négatifs.

3.1.2. Résultats de l'analyse microbiologique de l'eau

Les bactéries isolées dans l'eau sont représentées dans le tableau n° 5 et la figure 40.

Tableau V: Résultats d'analyse microbiologique de l'eau

Eau	10^{-1}	10^{-2}	10^{-3}
FAMT	indénombrable	380	339
Coliformes fécaux	0	0	0
Streptocoques	0	0	0
N UFC/ g d'aliment	--		

- : Dans ce cas « N » est indénombrable.

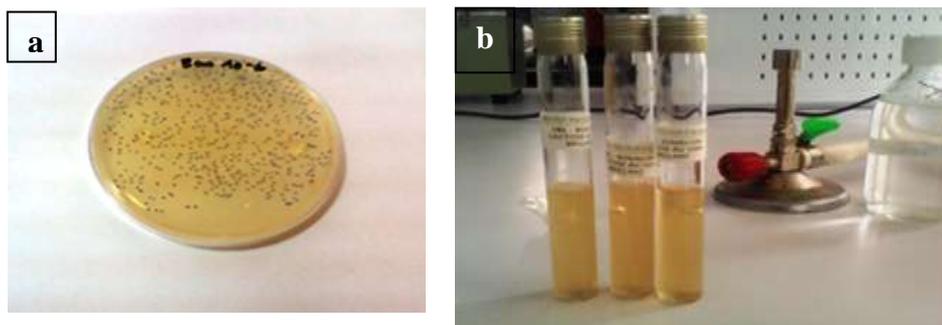


Figure n° 40: Milieux de culture de l'eau (Original).

a : flore totale ; b : streptocoques

Dans l'eau, nous avons dénombré des colonies de la flore totale (FMAT), alors que les autres résultats sont négatifs.

3.2. Résultats d'analyse mycologique

Nous avons fait des analyses mycologiques pour identifier des éventuelles champignons et levures dans l'eau et dans les écouvillons prélevés chez l'allache.

- L'ensemencement des échantillons de l'eau sur milieu Sabouraud, a révélé une poussée fongique sur toutes les boîtes de Pétri (Fig. 41).

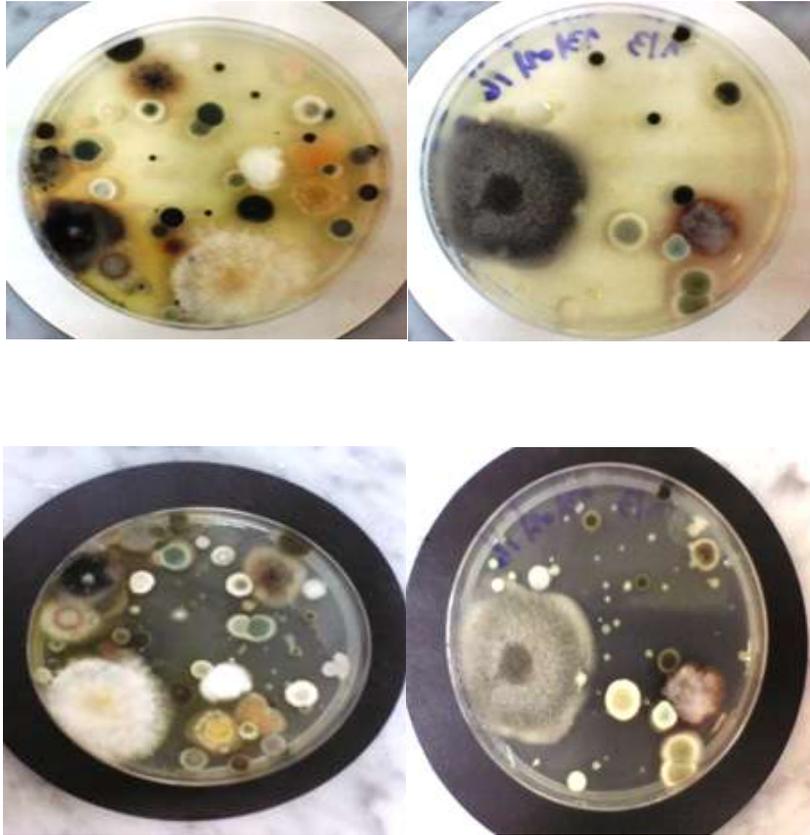


Figure n° 41: Colonies de champignons ayant poussées sur milieu Sabouraud (Original).

Après, nous avons effectué un repiquage de ces colonies afin d'identifier l'espèce (Fig. 42).

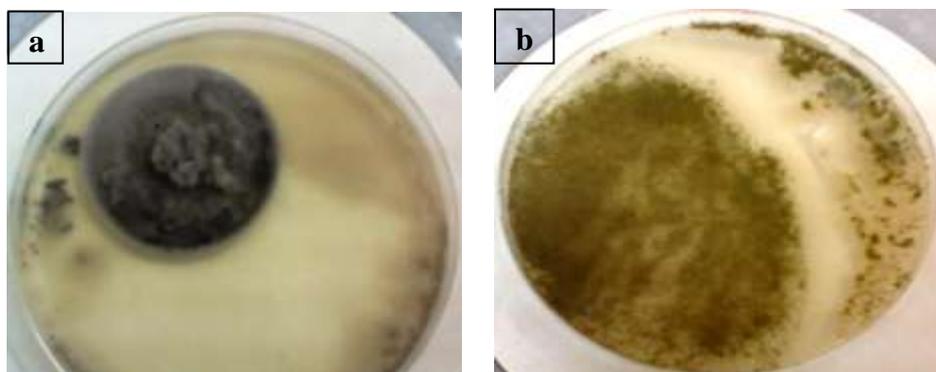


Figure n° 42 : Colonies ayant poussées après repiquage (Original).

a : *Aspergillus Niger* ; b : *Aspergillus fumigatus*

L'observation microscopique a révélé la présence d'*Aspergillus fumigatus* (Fig. 43).

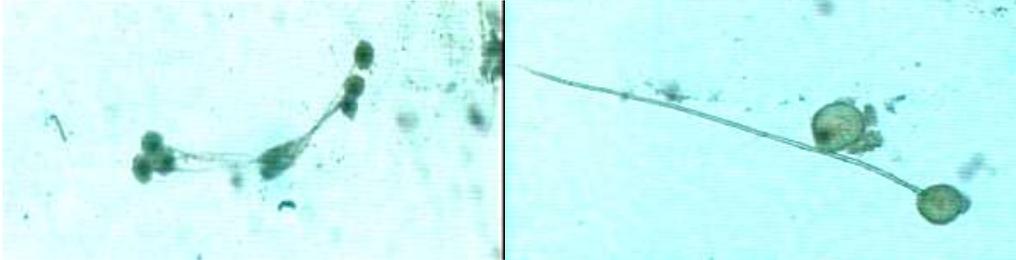


Figure n° 43 : *Aspergillus fumigatus* (Gr.x10), (Original).

- L'ensemencement des écouvillons sur milieu Sabouraud, a révélé une poussée fongique sur toutes les boîtes de Pétri. Après observation microscopique on a trouvé des *Aspergillus fumigatus* dans les lames qui correspondent aux écouvillons de la peau de l'allache (Fig. 45), tandis que les lames qui correspondent aux écouvillons internes (viscères), on a trouvé des levures (Fig. 44).

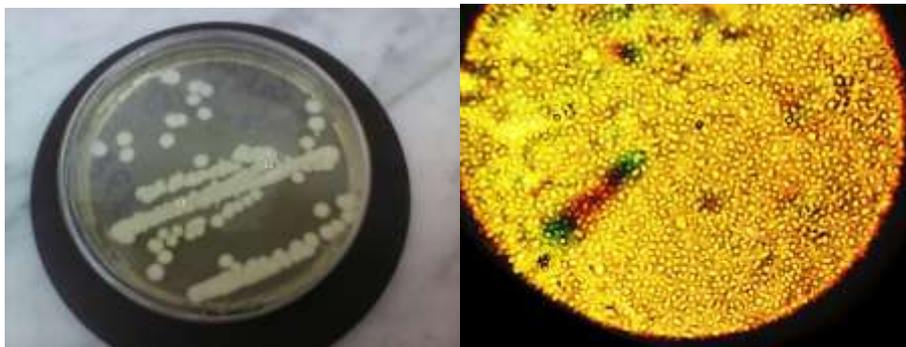


Figure n° 44: Colonies de levure ayant poussées sur milieu Sabouraud (Gr. x800) (Original).

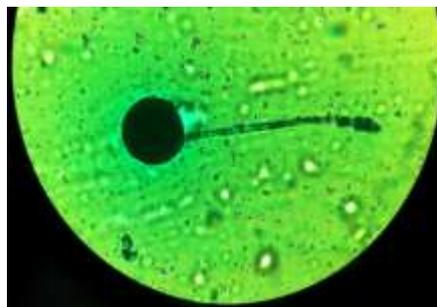


Figure n° 45: *Aspergillus fumigatus* Identifié par les écouvillons (Gr. x800) (Original).

- Test de confirmation

Sur milieu Sabouraud + chloramphénicol, les colonies ne sont pas pathogènes. Sur milieu Sabouraud + Actidione, les colonies issues des deux écouvillons internes + un écouvillon

externe sont résistantes à l'Actidione. Alors que les colonies issues de l'écouvillon externe restant sont sensibles à l'Actidione (Fig. 46). Sur milieu à base du sérum pour blastèse, le résultat est négatif. En fin, sur milieu à l'urée Indole, il n'y a pas de changement de la couleur du milieu.

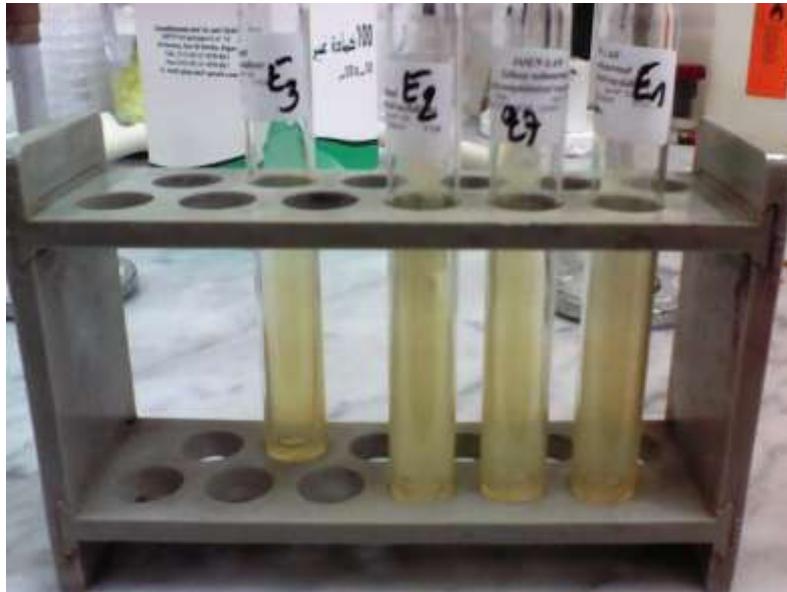


Figure n° 46 : Colonies ayant poussées sur Milieu Sabouraud + Actidione (Original)

3.3. Résultats d'analyse parasitologique

La recherche des parasites a été réalisée pour le rotengle, l'allache, la carpe coi et l'eau des bassins du jardin d'essai du Hamma et du barrage de Zéralda. Nous avons commencé par peser et mesurer les poissons, puis faire un inventaire des différents parasites identifiés, leurs prévalences et l'analyse factorielle des correspondances (AFC).

3.3.1. Poids et mensurations des poissons

Dans le tableau n° 6 nous avons présenté le poids et les mensurations de poissons (Rotengle, Allache).

En ce qui concerne le rotengle, le poids de tube digestif varie entre 18,4 et 64,5 g ; le poids moyen est de $41,2 \pm 17,9$ g. La longueur varie entre 37 et 50 cm ; la longueur moyenne est de $44,1 \pm 4,1$ cm. La longueur de la tête varie entre 8 et 10 cm ; la moyenne est de $9,3 \pm 8$ cm. La longueur de la queue varie entre 13,5 et 27 cm ; la longueur moyenne est de $19,3 \pm 3,8$ cm.

Chez l'Allache, le poids varie entre 20,2 et 42,6 g ; le poids moyen est de $31,5 \pm 6,6$ g. La longueur varie entre 14,5 et 17,5 cm ; la longueur moyenne est de $16,3 \pm 0,9$ cm.

Tableau V I: Poids et mensurations de notre échantillonnage

Nombre de poisson	Rotengle				Allache	
	Poids T.D (g)	L (cm)	l ₁ (cm)	l ₂ (cm)	Poids (g)	Longueur (cm)
1	20,16	44	9	27	38	17
2	18,37	49	9	21	25,1	16
3	21,57	50	10	23	25	15,5
4	21,34	37	8	13,5	20,2	14,5
5	45,26	49,5	9,5	22,5	32,4	17
6	53,60	43,1	8,6	17	42,6	17,5
7	47,76	42,5	10	18	28,5	15,5
8	56,91	44,5	10	18	33,4	17
9	62,75	41,5	9,5	16,5	31,7	16
10	64,46	40	9	16	37,8	17,4
Moyenne	41,218	44,11	9,26	19,25	31,47	16,34
Ecart type	17,91	4,07	3,84	3,84	6,55	0,94

L : longueur du corps de poisson.

l₁ : longueur de la bouche à l'opercule (la tête).

l₂ : longueur de l'anus à la fin du corps (la queue).

3.3.2. Inventaire des parasites identifiés dans l'eau et les poissons

Les parasites identifiés dans l'eau et les poissons sont mentionnés dans le tableau n° 7 et les Figures n° 47 et 48.

Tableau VI: Parasites identifiés chez les poissons et dans l'eau

Catégories	Classes	Ordres	Familles	Espèces
Protozoaires	Oligohymenophorea	Mobilida	Trichodinidae	<i>Trichodina sp. (a)</i>
	Oligohymenophorea	Peniculida	Hymenostomatida	<i>Ichthyophthirius multifiliis (b)</i>
	Kinetofragminophorea	Sessilida	Epistylidae	<i>Epistylis sp. (c)</i>
	Myxosporea	Bivalvulida	Myxobolidae	<i>Henneguya sp. (d)</i>
	Kinetofragminophorea	Suctorina	--	<i>Trichophyra sp. (e)</i>
Plathelminthes	Cestoda	--	--	<i>Cestoda sp. (f)</i>
	Monogenea	Monopisthocotylea	Dactylogyroidea	<i>Pseudodactylogrus sp. (g)</i>
	Acanthocephala	--	--	<i>Acanthocephalex sp. (h)</i>
Nématode	Secernentea	Ascaridida	Toxocaridae	<i>Toxocara sp. (i)</i>
	--	--	--	<i>Nematoda sp. (j)</i>
Crustacés (Copépodes)	Maxillopoda	Poecilostomatoida	Ergasilidae	<i>Ergasilus sp. (k)</i>
	Maxillopoda	Arguloidea	Argulidae	<i>Argulus sp. (l)</i>
Total = 4	10	8	9	12

Dans notre étude, nous avons identifié 12 espèces de parasites, appartenant à 4 catégories, 10 classes, 8 ordres et 9 familles. Les protozoaires dominent en nombre d'espèces avec 5 espèces. Viennent après les plathelminthes avec 3 espèces, les nématodes et les crustacés avec 2 espèces pour chaque classe (Fig. 48).

D'autres espèces ont été identifiés, voir (Annexe 4).

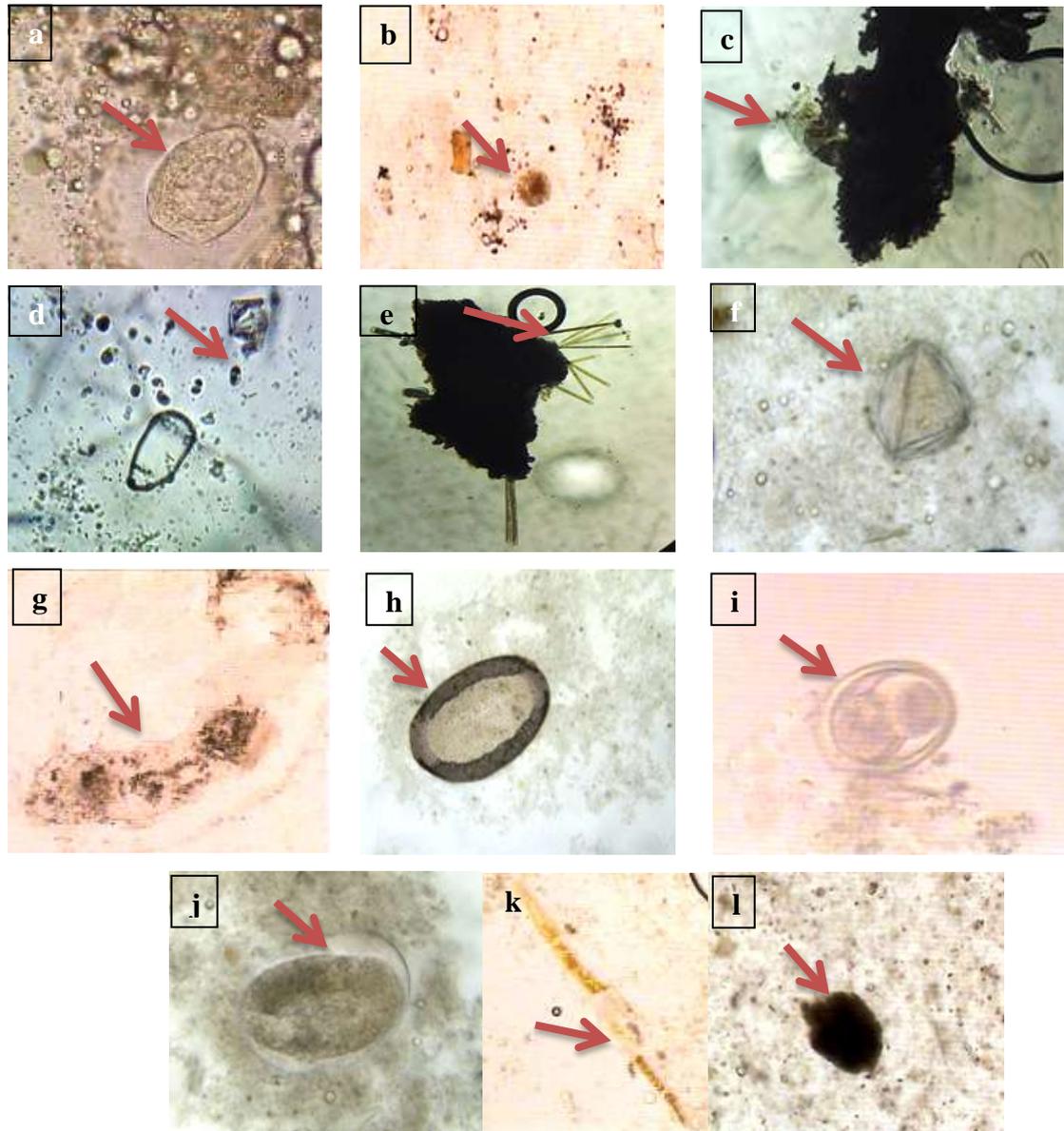


Figure n° 47 : Parasites identifiés sous microscope optique (Gr. x40) (Original)

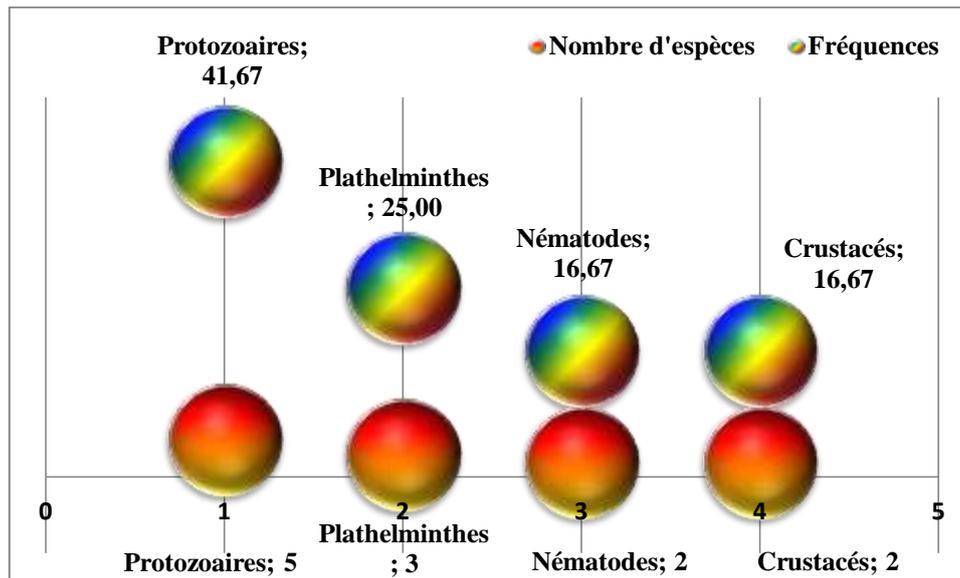


Figure n° 48 : Variation du nombre des espèces des parasites et leurs fréquences centésimales selon les catégories

3.3.3. Présence - absence des parasites en fonction des stations

Dans le tableau n° 8 et les figures n° 49 et 50, nous avons représenté les parasites en fonction de la station d'étude et de l'espèce de poisson et dans l'eau.

Tableau VIII: Présence des parasites par site et par poisson

Parasites	Stations Poissons Organes	Jardin d'essai			Barrage de Zéralda			Zemouri
		Carpe koï		Eau	Rotengle		Eau	Allache
		T.D	Branchies		T.D	Branchies		TD
<i>Trichodina sp.</i>		-	-	-	-	-	-	+
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>		-	-	+	+	-	-	-
<i>Epistylis sp.</i>		-	-	+	-	-	-	-
<i>Henneguya sp.</i>		-	-	+	-	-	-	-
<i>Trichophyra sp.</i>		-	-	+	-	-	-	-
<i>Cestoda sp.</i>		-	-	-	+	-	-	-
<i>Pseudodactylogrus sp.</i>		-	-	-	+	-	-	-
<i>Acanthocephalex sp.</i>		-	-	+	+	-	-	-
<i>Toxocara sp.</i>		-	-	-	+	-	-	-
<i>Nematoda sp.</i>		-	-	+	+	-	-	-
<i>Ergasilus sp.</i>		-	-	-	-	+	-	-
<i>Argulus sp.</i>		-	+	-	-	-	-	-
12		0	1	6	6	1	0	1

+ : Présence ; - : absence

D'après le tableau et les figure n° 49 et 50, le nombre de parasites est plus important dans les eaux douces que dans la mer. Au niveau du jardin d'essai 7 espèces de parasites sont trouvées. A Zéralda 7 espèces de parasite sont déterminées. Alors que à Zemouri 1 seul parasite a été trouvé.

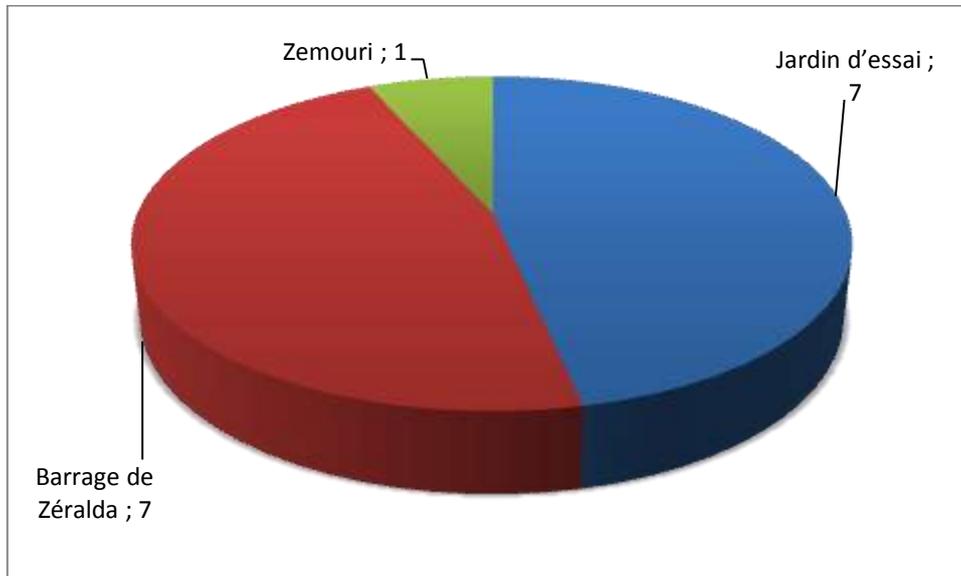


Figure n° 49 : Variation du nombre des espèces des parasites selon les stations

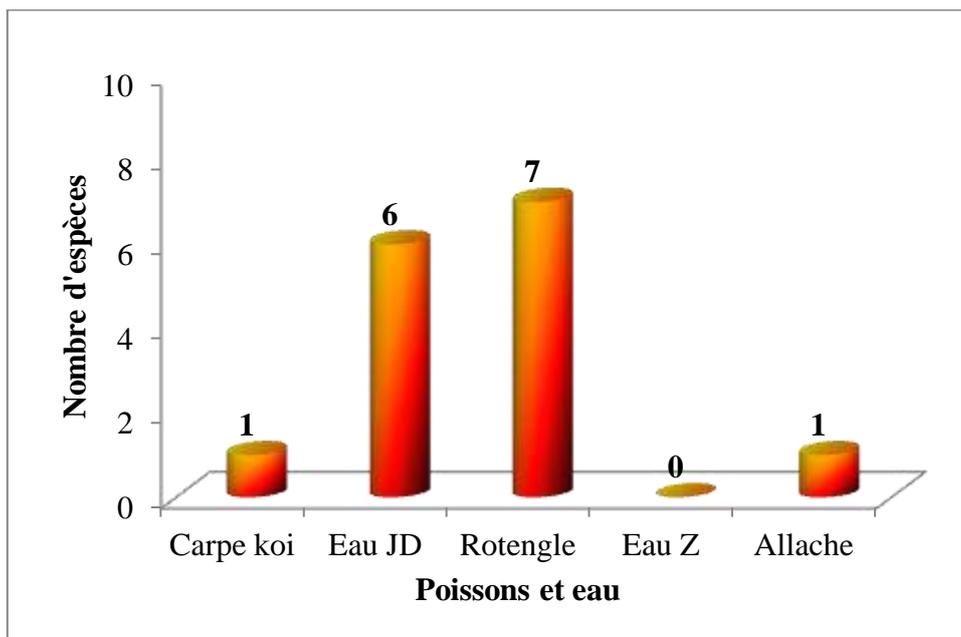


Figure n° 50 : Variation du nombre des espèces de parasites en fonction des poissons et de l'eau

Les parasites identifiés se répartissent en 1 espèce chez la carpe koï, 7 espèces chez le rotengle, 1 espèce chez l'allache, 6 espèces dans les eaux des bassins du jardin d'essai du Hamma et aucune espèce de parasite dans les eaux du barrage de Zéralda.

3.3.4. Richesse totale est moyenne des parasites

Nous avons trouvé une richesse totale de 12 espèces de parasites. Cette richesse totale varie en fonction des stations. En effet, ces espèces de parasites sont au nombre de 7 au niveau de jardin d'essai, 7 au niveau du barrage de Zéralda et 1 parasites chez l'Allache à Zemouri.

La richesse moyenne des parasites identifiés dans les 3 stations est au nombre de 2 espèces.

3.3.5. Prévalence des parasites

Tableau IX : Prévalences des parasites

Espèces	Pi	Prévalence	Constance
<i>Trichodina sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	2	28,57	Accessoires
<i>Epistylis sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Henneguya sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Trichophyra sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Cestoda sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Pseudodactylogrus sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Acanthocephalex sp.</i>	2	28,57	Accessoires
<i>Toxocara sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Nematoda sp.</i>	2	28,57	Accessoires
<i>Ergasilus sp.</i>	1	14,29	Accidentelles
<i>Argulus sp.</i>	1	14,29	Accidentelles

Pi : Prélèvement où le parasite est présent. Pi <20 : Accidentelle ; Pi >20 : Accessoire.

La prévalence des parasites varie entre 14,3 et 28,6. 9 espèces ont une prévalence de 14,29 %, il s'agit de *Trichodina sp.*, *Epistylis sp.*, *Spore de Henneguya sp.*, *Trichophyra sp.*, *Cestode*, *Pseudodactylogrus sp.*, *Toxocara sp.*, *Ergasilus sp.* et *Argulus sp.* 3 espèces ont une prévalence de 28,57%, il s'agit de *Ichthyophthirius multifiliis*, *Acanthocephalex* et *Nématode*.

3.3.6. Analyse factoriel des correspondances

Nous avons choisi pour interpréter AFC l'axe 1 et l'axe 2. La contribution de ces deux axes est supérieure à 50 (59,2%).

Contribution des prélèvements : dans l'axe 1, l'infestation des branchies de la carpe koi au Jardin d'essai contribue à le constituer avec 100%. Dans l'axe 2, l'infestation de l'eau du Jardin d'essai à une contribution de 53,9% suivi de l'infestation de tube digestif du rotengle à Zéralda avec 46,2%.

Contribution des espèces :

Pour l'axe 1, les espèces de parasites qui contribuent le plus à sa constitution sont représentées seulement par *Argulus sp.* (100%).

Pour l'axe 2, les espèces parasites qui contribuent le plus à sa constitution sont représentées par *Ichthyophthirius multifiliis* ; *Acanthocephalex sp.* ; *Toxocara sp.* ; *Nématode* Avec chacune 15,4%. Pour le même axe, des espèces parasites qui contribuent le plus à sa constitution sont représentées par *Epistylis sp.* ; *Spore de Henneguya sp.* ; *Trichophyra sp.* ; *Cestode* ; *Pseudodactylogrus sp.* avec chacune 7,7%.

Les espèces de parasites sont réparties en 3 groupes dans la figure n° 51 :

Groupe A : Ce sont des parasites qui sont identifiés une seule fois, soit au niveau du tube digestif de l'allache à Zemouri (*Trichodina sp.*) et au niveau des branchies du rotengle au barrage de Zéralda (*Ergasilus sp.*).

Groupe B : Ce sont des parasites qui sont identifiés soit dans l'eau des bassins du jardin d'essai du Hamma, soit dans le tube digestif du rotengle au barrage de Zéralda, soit dans les deux. Il s'agit comme exemple d'*Ichthyophthirius multifiliis*, *Epistylis sp.* et *Henneguya sp.*

Groupe C : C'est *Argulus sp.*, qui se trouvait au niveau des branchies de la carpe koi au jardin d'essai du Hamma.

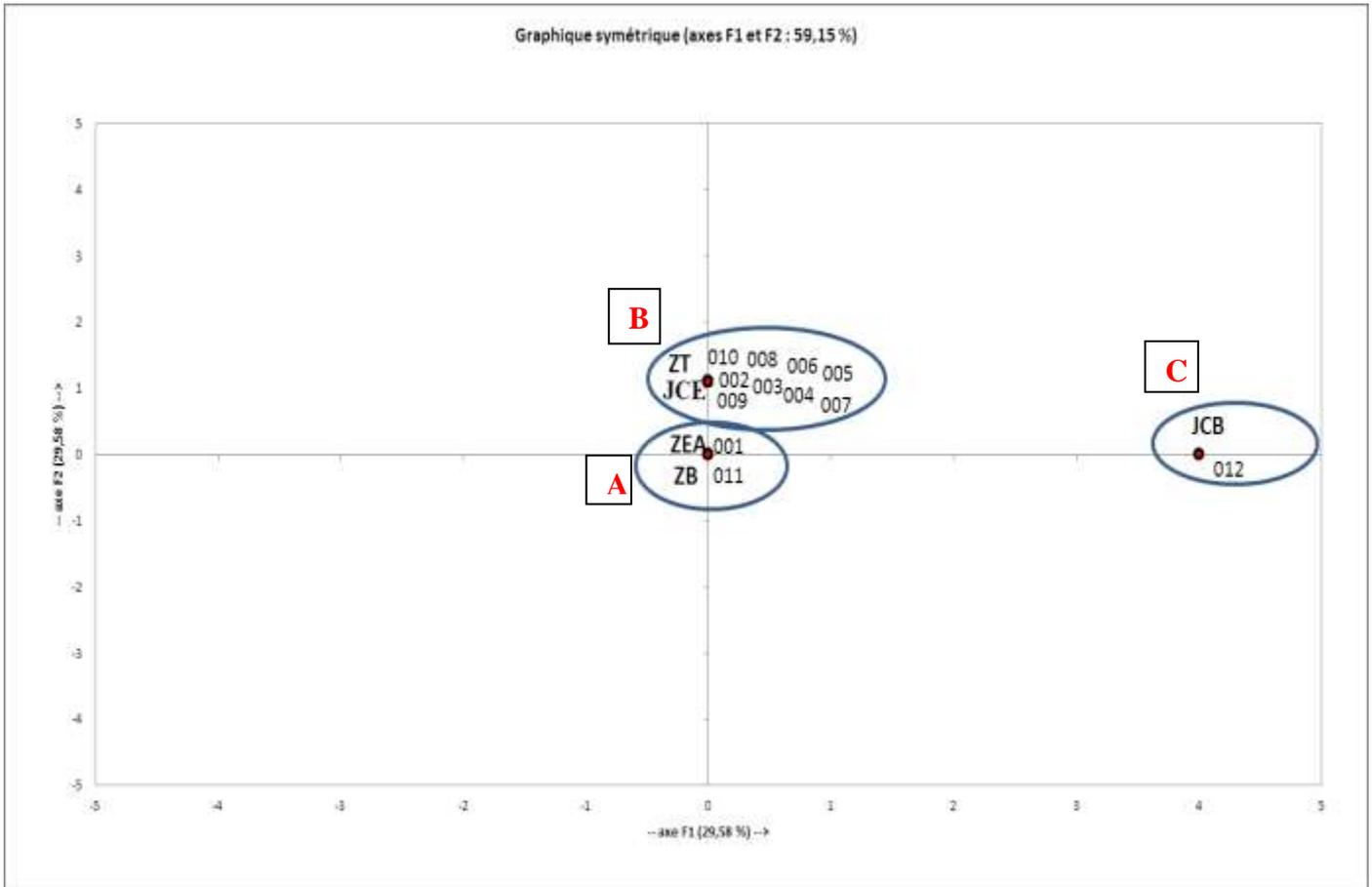


Figure n° 51: Représentation graphique d'analyse factorielle des correspondances (Original).

3.3.7. Test de Khi^2

Ce test est utilisé pour comparer entre la présence des parasites et les poissons hôtes, l'eau et les stations. Les résultats sont enregistrés dans le tableau X.

Tableau X: Tableau de test de Khi^2

Paramètres	Valeurs
Khi^2 (valeur observée)	54,095
Khi^2 (valeur critique)	60,481
Ddl	44
p-value unilatérale	0,142
Alpha	0,05

Selon le Tab. X, la variation entre les parasites, les stations et les poissons est non significative.

3.4. Les Résultats de l'examen histologique

Présentation des résultats des examens histologique des différents organes du rotengle, ainsi que leur interprétation :

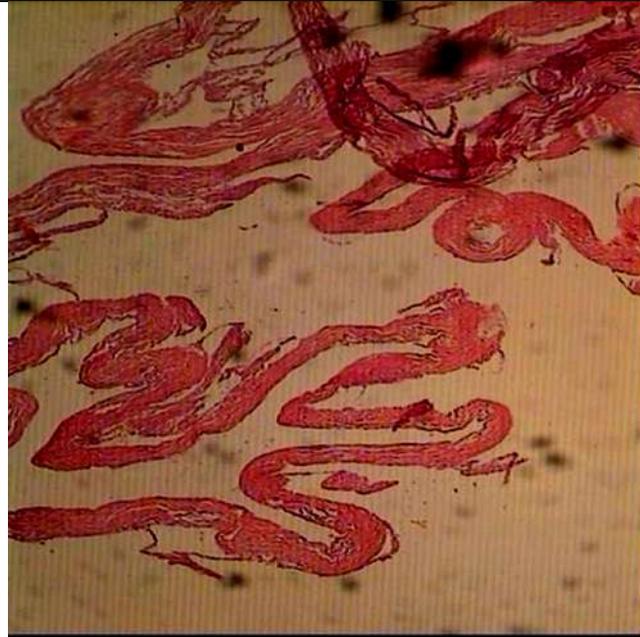


Figure n° 52 : Coupe histologique d'un intestin d'une femelle Rotengle. Coloration éosine hématoxyline / Grossissement (X100).

Les villosités sont de taille importante au niveau de l'intestin antérieur. Il n'existe pas de glande de Lieberkühn ni de musculaire muqueuse. Un stratum compactum sépare le chorion de la musculaire propre constituée de deux assises de cellules musculaires lisses.

Résultat : Absence de lésions.

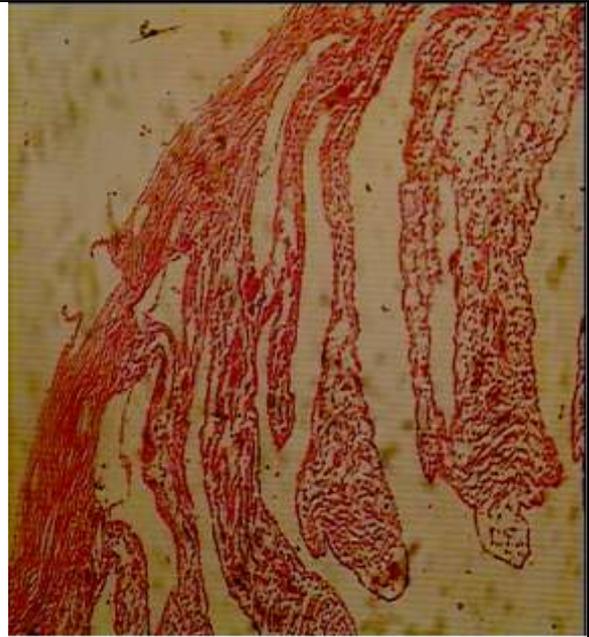


Figure n° 53 : Coupe histologique d'un intestin* d'une femelle Rotengle. Coloration éosine hématoxyline / Grossissement (X400).

Les villosités au niveau de l'intestin antérieur. Il n'existe pas de glande de Lieberkühn ni de musculaire muqueuse.

Résultat : Absence de lésions.



Figure n° 54 : Coupe histologique d'un intestin d'un male Rotengle. Coloration éosine hématoxyline / Grossissement (X100).

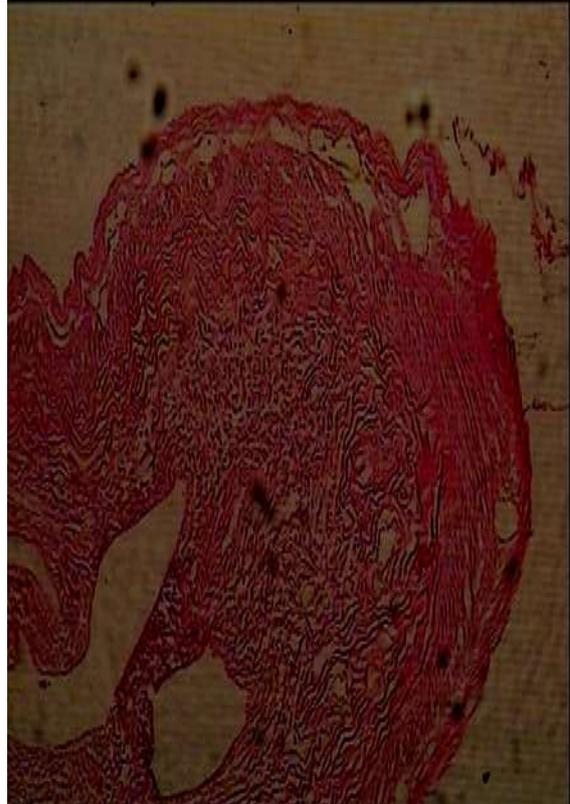


Figure n° 55 : Coupe histologique d'un intestin d'un male Rotengle. Coloration éosine hématoxyline/Grossissement (X400).



Figure n° 56 : Coupe histologique d'une portion d'un Intestin distal Rotengle male.
Coloration éosine hématoxyline / Grossissement (X100).

Résultat : Absence de lésions.

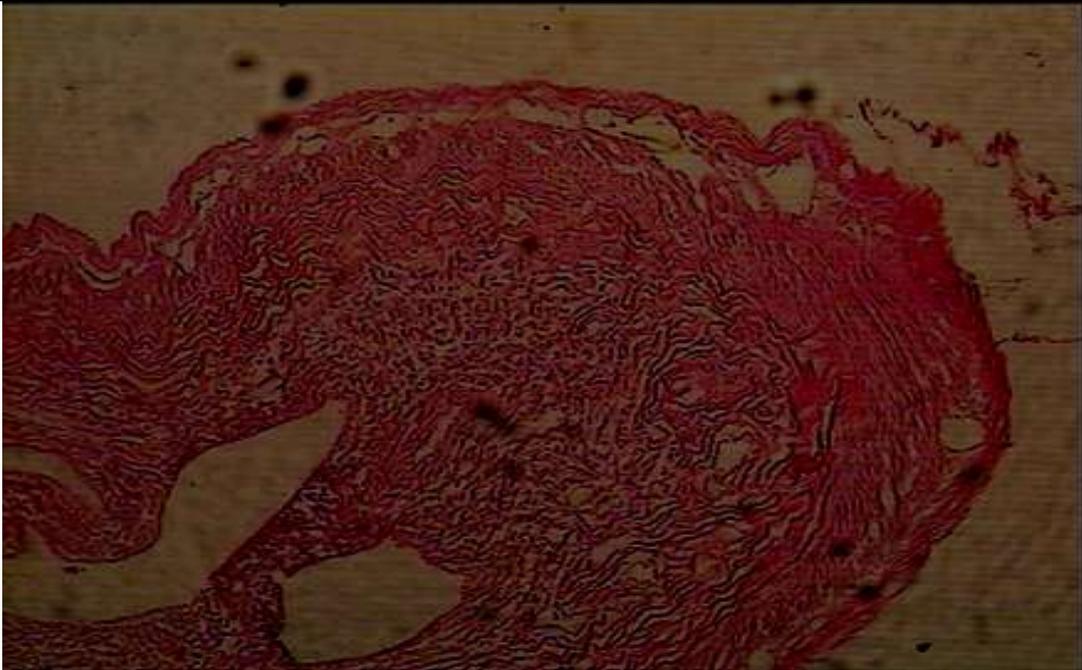


Figure n° 57 : Coupe histologique d'un intestin distal* d'un male Rotengle. Coloration éosine hématoxyline /Grossissement (X400).

*L'intestin grêle des poissons comprend deux parties, le duodénum et l'iléon. Il n'existe pas de glande de Lieberkühn ni de musculaire muqueuse. Le plateau des microvillosités est moins bien structuré (microvillosités de petite taille, dispersées). La membrane plasmique s'invagine dans la région péri-nucléaire, sur les faces latérales et basales. Ces invaginations sont souvent accolées à des mitochondries, nombreuses dans la région basale, entre les replis membranaires.

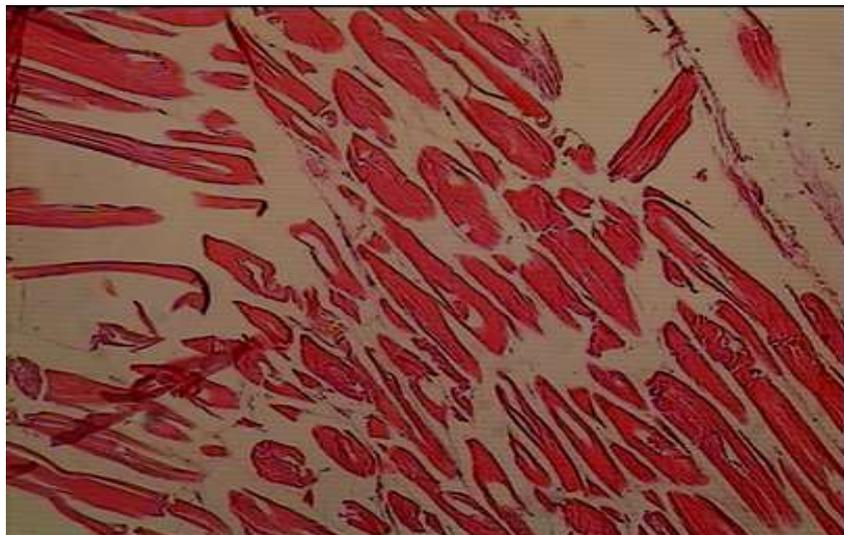


Figure n° 58 : Coupe transversale d'un muscle d'une femelle Rotengle. La ligne latérale le muscle latéraux profond dits blancs. Coloration éosine hématoxyline / Grossissement (G. X400).

Résultat : Absence de lésions.

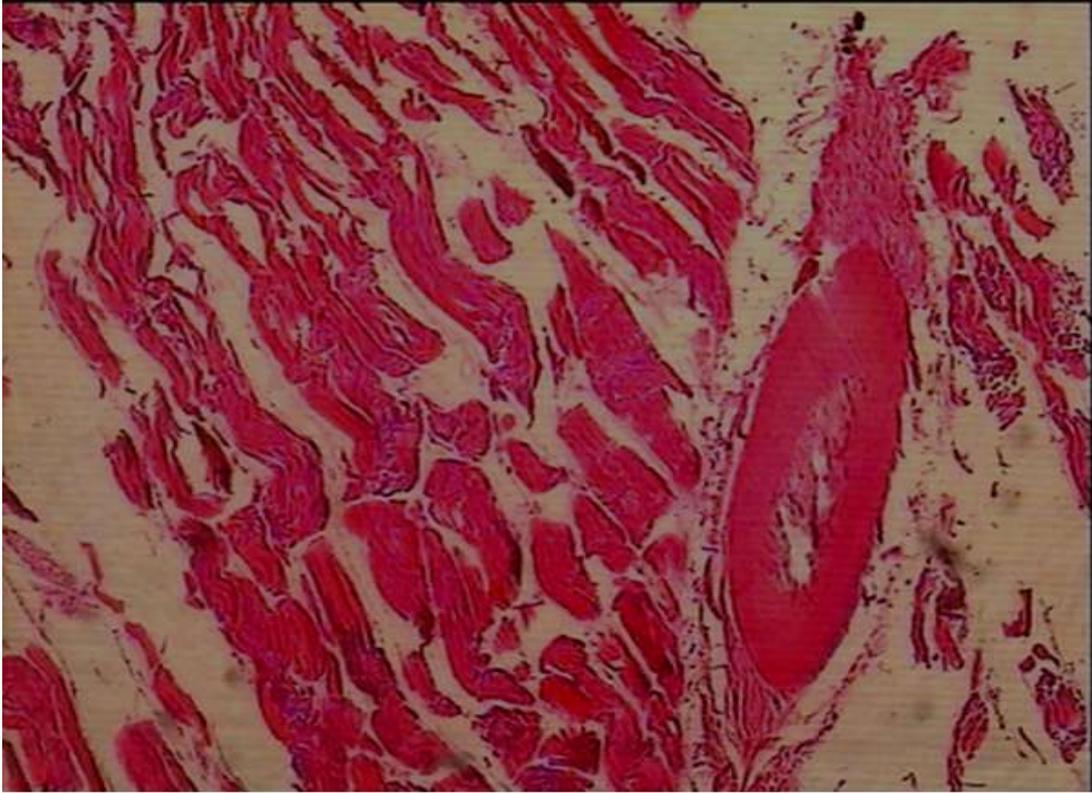


Figure n° 59 : Coupe transversale d'un muscle normal d'un male Rotengle. La ligne latérale le muscle latéraux profond dits blancs. Coloration éosine hématoxyline / Grossissement (G. X400).

La coupe transversale dans le voisinage de la ligne latérale, les muscles latéraux profonds dits blancs est un muscle majoritaire et de plus grand calibre. Les muscles blanches des poissons permettent les mouvements de nage rapide grâce à leur vitesse de contraction élevée et à leur orientation au sein du muscle blanc.

Résultat : Absence de lésions.

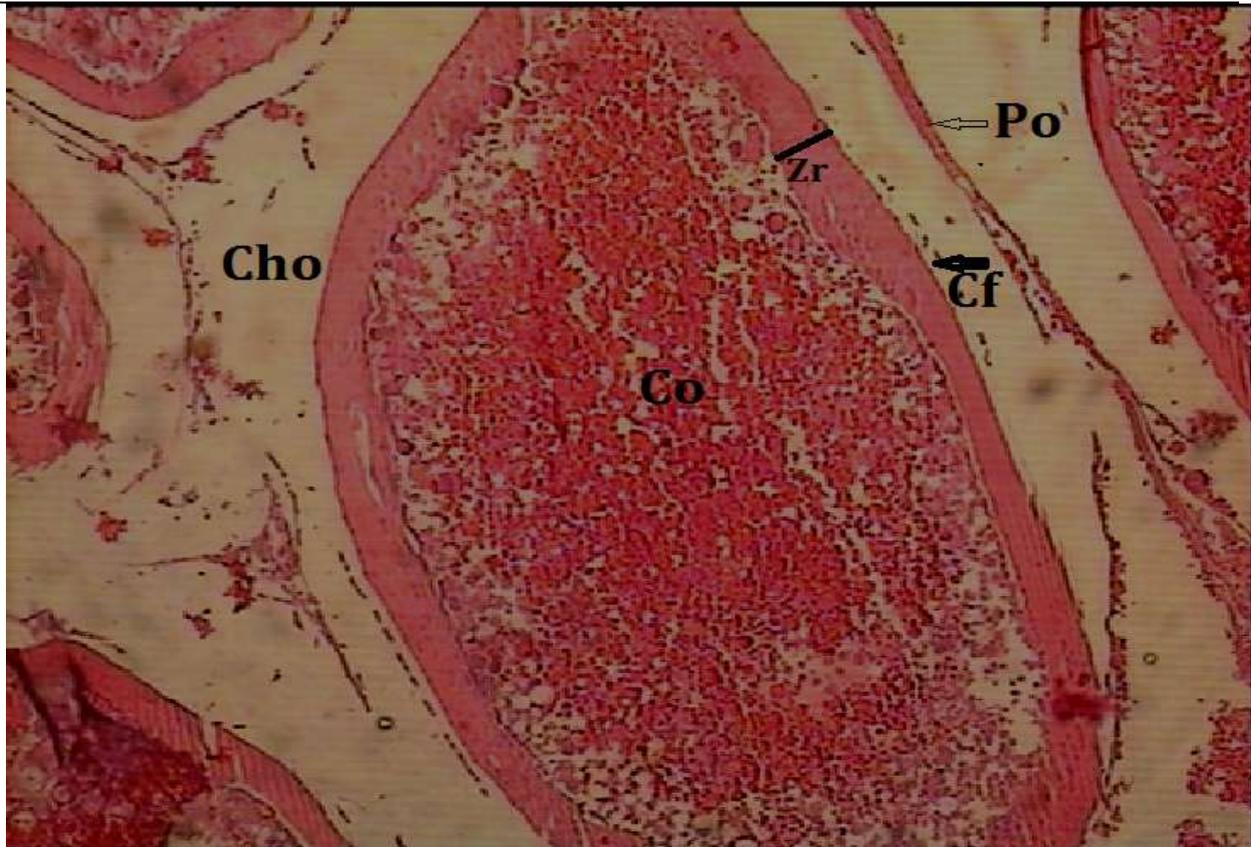


Figure n° 60 : Coupe histologique d'un Ovaire de Rotengle. La phase Folliculogénèse ovarienne. Coloration éosine hématoxyline / Grossissement (G. X400).

Po : paroi ovarienne, **Co** : Cytoplasme de l'ovocyte, **Zr** : Zona radiata, **Cf** : Cellules folliculaires, **Cho** : Chambre ovarienne.

La phase Folliculogénèse ovarienne (phase de ponte), l'ovocyte semble liquéfié, ses inclusions vitelline ayant perdu leur consistance lui donne un aspect hyalin. L'ovocyte peut se détacher de sa thèque et sa granulosa peut être dans la cavité ovarienne.

Aspect d'un ovocyte jeune à un stade prévitellogène, à cytoplasme fortement basophile. N : noyau = vésicule germinative contenant de nombreux nucléoles à la marge (flèches). V : vaisseaux sanguins.

Détail de la paroi ovocytaire illustrant la mince granulosa (flèches) entourant l'ovocyte.

Résultat : Absence de lésions.

Discussion générale

La qualité microbiologique des poissons permet d'apprécier l'hygiène du produit ainsi que de son environnement. Au cours de notre travail, les analyses bactériologiques de poissons ont montrés que la flore aérobie mésophile totale (FAMT) est élevée. Ceci est dû aux pratiques de manipulations.

Le travail réalisé par Sindayigaya *et al.* en 1990, consisté à l'appréciation de la qualité bactériologique du poisson commercialisé au Burundi. La qualité bactériologique des poissons est déterminée par la recherche et le dénombrement de la flore bactérienne.

Notre essai consisté à la recherche des germes pathogènes : les salmonelles et les coliformes fécaux dans le poisson, afin d'apprécier la contamination fécale. Aussi, la recherche des *Staphylococcus aureus* vu son importance sur le plan sanitaire. Dans l'eau, l'analyse microbiologique a concerné la FAMT, les coliformes et les streptocoques. Les streptocoques sont des indicateurs d'hygiène. Les résultats de l'analyse de l'eau et du rotengle étaient négatifs absence de flore pathogène. Par contre, l'allache était contaminée par une bactérie potentiellement pathogène (*Staphylococcus aureus*). Dans ce cas, les cultures positives doivent être confirmées au moyen d'essai faisant appel à l'activité de la coagulase. Malheureusement, on n'a pas pu procéder aux tests de confirmation. Les essais sur l'identification parasitaire dont sa forme infestante et sa taxonomie, ont confirmés la présence d'espèce parasitaire par sa fréquence ou et par son site de localisation chez les poissons d'eau douce, d'ornement et de mer. Les travaux de Robert et Pamela (1985), sur les parasites des poissons marins ont prouvés que les nématodes sont rarement à l'origine de maladie, car la cuisson tue ces parasites. En plus leur cycle de vie est considéré comme non pathogène. Ces nématodes peuvent traverser la paroi intestinale sans provoquer une maladie. Contrairement aux nématodes, les monogènes ont un impact sanitaire sérieux sur les populations piscicoles, car ils ont un cycle de vie directe.

Les travaux réalisés par Filippi (2013), ont confirmés que les *Pseudodactylogrus* sp. sont très répandus dans les lagunes, dont l'espèce *Pseudodactylogrus anguilla* est vraiment néfaste pour l'anguille qui est une espèce migratrice.

Le travail de Kaouachi *et al.* (2012) a consisté à l'étude des monogènes parasites du genre *Diplodus* dans l'Est du littoral algérien. Les données exposées dans ce travail ont permis de mettre en évidence la différence dans la richesse en espèces parasites d'une localité à l'autre (eau douce et mer), dont les monogènes *Chorychotyle chrysophrii* sont rencontrés chez le Pageot *Pagellus erythrinus*, et il est un bio-indicateur du site des îles Lavezzi. Ceci a été

confirmé dans notre travail, car la fréquence des espèces parasitaires rencontrées chez le rotengle et dans l'eau de Jardin d'essai est supérieure à celles rencontrées chez l'allache.

Les travaux de Girard et Elie (2007) ont procédé à l'identification des principales lésions anatomo-morphologiques et des principaux parasites externes des anguilles, dont l'infection causée par les ectoparasites est susceptible d'engendrer des altérations bien notées.

Au cours de notre travail, l'examen mycologique des échantillons de l'eau et des écouvillons réalisés, a mis en évidence la présence de champignons et de levures, avec une présence plus élevée des champignons, qui sont les résultats de diverses contaminations milieu et manipulation.

L'analyse de l'échantillon de l'eau de jardin d'essai a révélé la présence d'*Aspergillus niger*, *Aspergillus fumigatus*, *Alternaria chlamydospora* et *Penicillium*. Résultats de la contamination de l'environnement du poisson. L'analyse des écouvillons a montré la présence des levures.

Conclusion et perspectives

Notre étude a porté sur un échantillonnage des poissons d'eau douce et de mer, pour faire une approche sur les pathologies qu'on peut retrouver, malgré peu d'études, ont été consacré à ce sujet. Les phénomènes pathologiques constituent une entrave importante dans l'extension des élevages ainsi que la création de la richesse. La maîtrise des paramètres physico-chimiques permet un équilibre de l'écosystème limitant ainsi l'expression de phénomènes pathologiques et la croissance des individus.

D'après notre étude, on n'a pas décelé de processus pathologiques parce qu'il y a un suivi rigoureux préventif et curatif qui est entrepris au niveau de la station du Jardin d'essai et de Zéralda.

Notre recherche bibliographique ainsi que les travaux pratiques réalisés au niveau de divers laboratoires de zoologie, de parasitologie, de microbiologie, d'HIDAOA et d'histologie, nous ont renseignés sur la contamination en parasites des poissons d'eau douce par rapport aux poissons marins.

Cette discipline connaît une rareté de travaux pour élucider différents phénomènes, nous souhaiterons que notre modeste travail soit suivi par d'autre, afin de débiller plus de résultats. En perspective, ce travail sera plus riche en résultats si nous augmentons le nombre des poissons analysés et étalé au moins pendant une année pour étudier les variations saisonnières des différentes maladies et micro-organismes.

Il serait souhaitable de compléter cette étude par les analyses physico-chimiques des poissons et de l'eau, ainsi que le dosage des métaux lourds.

Références bibliographiques

1. **AKDOUCHE L., 2009.** Thèse de magister en hygiène et sécurité alimentaire : Contribution à l'étude des mammites fongiques des bovins dans la région de SIDI M'HAMED BEN ALI, wilaya de RELIZANE, Algérie, Alger, 85 pages.
2. **ANONYME, SD.** Le Rotengle. Edition Eau et Rivières, Bretagne, 2 pages.
3. **BACHELIER G., 1978.** La faune des sols, son écologie et son action. Ed. Organisme rech. sci. techn. Outremer (O.R.S.T.O.M.), documentation technique, Paris, 391 p. *In MILLA A., 2008,* L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie.
4. **BARNABE G., BILLARD R., 1991.** Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture. LAVOISIER Tec et Doc, Paris, 500 pages.
5. **BENBELKACEM IDIR., 2010.** Thèse de magister en nutrition et reproduction des bovins
6. **BILLARD R., 2005.** Introduction à l'aquaculture. Lavoisier, Paris, 235 pages.
7. **BLONDEL J., 1975.** L'analyse des peuplements d'oiseaux, éléments d'un diagnostic écologique. I. la méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P.). Rev. Ecol. (Terre et Vie), 29 (4) : 533 - 589. *In MILLA A., 2008,* L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie.
8. **BLONDEL J., 1979.** Biogéographie et écologie. Ed. Masson, Paris, 173 p. *In MILLA A., 2008,* L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie.
9. **BREITENSTEIN A., 1998.** Grand guide encyclopédique de l'aquarium. Artémis ed, Paris, 239 pages.
10. **CARRA P. et GUEIT M., 1952.** Le jardin d'essai du Hamma. Ed. Direction agri.. Gouv. Gén. Algérie, Alger, 114 pages.
Contribution à l'étude des mammites fongiques des bovins dans deux élevages de la région de Tiaret, Algérie, Alger, 121 pages.
11. **DAJOZ R., 1971.** Précis d'écologie. Ed. Dunod, Paris, 434 p. *In MILLA A., 2008,* L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie.
12. **DIOMANDÉ D., GOURÈNE G. et TITO DE MORAIS L., 2001.** Stratégies alimentaires de *Synodontis bastiani* (Siluriformes : Mochokidae) dans le complexe fluvio-lacustre de la Bia, Côte d'Ivoire. *Cybum*, 25 (1) : 7 - 21. *In MILLA A., 2008,*

L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie.

13. DROUHET E. et DUPONT B., 1985. Les champignons levuriformes d'intérêt médical. Laborama, Revu d'information. Avril, N° 21 : 3-12. *In AKDOUCHE LEILA., 2009.* Contribution à l'étude des mammites fongiques des bovins dans la région de sidi M'HAMED BEN ALI, wilaya de Relizane, thèse de Magister Es Science, Ecole Nationale Supérieure Vétérinaire.

14. GINET. R., ROUX. A.L., 1986. Les plans d'organisation du règne animal manuel de zoologie. Edition Doin, Paris, 245 pages.

15. GIRARD P., ELIE P., 2007. Manuel d'identification des principales lésions anatomomorphologiques et des principaux parasites externes des anguilles. CEMAGREF / Association « Santé Poissons Sauvages ». Etude Cemagref n°110 - Groupement de Bordeaux, 81 pages.

16. GRASSE P.-P., 1996. Zoologie vertébrés. Masson, Paris, 188 pages.

17. Hassani M.M., Kerfouf S.A. et BrahimTazi N.A., 2012. *Metoncholaimus* sp.(Nematoda Oncholaimidae) pseudoparasite of *Mullus surmuletus* (Linnaeus,1758) (Perciniformes Mullidae) in the western Algerian Sea. Biodiversity Journal, 2012, 3 (3): 173-178.

18. HILL B. J., 1984. Lymphocystis disease of fish. Conseil International Pour L'exploration De La Mer, Copenhague, 5 pages.

19. KAOUACHI N., BOUALLEG C., BENSOUILAH M. et QUILICHINI Y., 2012. Les monogènes parasites du genre *Diplodus* dans l'Est du littoral algérien. Université de corse, France, 63 pages.

20. KINKELIN P., MICHEL Chr., GHITTINO P., 1985. Précis de pathologie des poissons. INRA Editions, Paris, 348 pages.

21. LEGENDRE. L., LEGENDRE. P., 1984. Ecologie numérique - La structure des données écologiques. Ed. Masson, Paris, T. 2, 335 p. *In MILLA A., 2008,* L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie.

22. MARCHAND B., 1994. Les animaux parasites - biologie et systématique. Les nouvelles éditions Africaines du Sénégal, Dakar, 294 pages. *In FILIPPI Jean-José, 2013,* Etude parasitologique de *Anguilla anguilla* dans deux lagunes de Corse et étude ultrastructurale du tégument de trois digènes parasites de cette anguille, thèse de Doctorat Es science, physiologie et biologie des organismes- populations- Interactions, Université de Corse-PASCAL PAOLI, Ecole Doctorale Environnement et société.

23. **MARTOJA. R., MARTOJ-PIERSON. M., 1967.** Initiation aux techniques d'histologie animale. Masson et Cie, Paris, 330 pages.
24. **MUUS BENT J., DAHLSTROM PREBEN., 1998.** Guide des poissons d'eau douce et pêche. Edition originale : Europas Ferksvandsfisk, Suisse, 223 pages.
25. **PETIT J., 1999.** Environnement et aquaculture. Inra, Paris, 228 pages.
26. **POLYANSKY Y.I. 1961.** Ecology of parasites of marine fishes. p. 48-83. In VA Dogiel, GK Petruschenko, YI Polyansky (eds) Parasitology of fishes. Oliver & Boyd, Edinburg.
27. **RAMADE F., 1984.** Eléments d'écologie - Ecologie fondamentale. Ed. Mc. Graw-Hill, Paris, 397 p. In **MILLA A., 2008,** L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d' Agronomie.
28. **ROBERT J. PRICE., PAMELA D. TOM., 1985.** Parasites-in-Marine-Fishes-UC-Davis. Université de Californie, Davis, Californie, 3 pages.
29. **RONALD J., 1979.** Pathologie du poisson. Maloine S.A.Editeur, Paris, 317 pages.
30. **SINDAYIGAYA. E., DEBEVERE. J., DEELSTRA. H., 1990.** Appréciation et amélioration de la qualité bactériologique du poisson commercialisé au Burundi. Cas de *Stolothrissa tanganyicae* et *Luciolates stappersii*. Tropicultura, Cours international de production et santé animales tropicales, institut de médecine tropicale Prince Léopold, Antwerpen, Belgique, 68 pages.
31. **SNEDECOR G. W., COCHRAN W. G., 1957.** Méthodes statistiques. Ed. Association coord. techn. agri., Paris, 649 p. In **MILLA A., 2008,** L'Ornithochorie dans différents milieux du Sahel et du Littoral algérois, thèse de Doctorat Es Science, Ecole Nationale Supérieure d' Agronomie.
32. **THIRY E., 2011.** Maladies virales des poissons. 1er GMV, Université de Liège, 16 pages.
33. **TRIKI-Yamani R.R., 2011.** Pathologies des produits de la mer. Office des publications universitaires (Ecole Nationale Supérieur Vétérinaire), Alger, Ben Aknoun, 123 pages.
34. **ZEGHDOUDI E., 2006.** Thèse de master en gestion de l'économie de la pêche : Modélisation bioéconomique (Algérie), Barcelone, 71 pages.
35. **ZERALDA., 2013.** Projet plan de gestion 2005-2013 Etude d'aménagement SYLVO-CYNEGETIQUE de la réserve de chasse de Zéralda sur 1034 HA.

Sites internet

36. <https://fr.wikipedia.org/wiki/Parasitologie>. Consulté en Janvier 2016.
37. <https://fr.wikipedia.org/wiki/Zemmouri> Consulté le 07/ 06 / 2016.
38. <https://www.google.dz/maps/place/Zemmouri> Consulté le 07 / 06/ 2016.
39. <https://www.google.dz/search?q=cycle+de+parasites> Consulté le 07/06/2016.
40. <https://www.aquadebutant.com> Consulté le 11/06/2016.
41. <http://gd-biosubsea.pagesperso-orange.fr/poissons.htm> Consulté le 11/06/2016.
42. **Ministère de la pêche., 2012.** Tables de reconnaissance des espèces pélagiques et de ressources halieutiques en Algérie. Projet Tcp / ALG / 3301, Alger, 21 pages.
43. **Laboratoire d'HIDAOA, ENSV, 2016.**
44. <https://www.google.dz/#q=Jardin+d%27essai+Alger> Consulté le 21/06/2016.

(Annexe 1)

Bilan des lâchers de la faune piscicole par l'O.N.D.P.A Mazafran

N°	Noms communs	Noms scientifiques	Nombre	Retenues	Date de lâcher
01	Carpe argentée	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	350	R. Sup	20 juin 1987
02	Carpe herbivore	<i>Ctenopharyngodon idella</i>	50	R. Sup	
03	Carpe royale	<i>Cyprinus carpio</i>	70	R. Sup	
04	Alvins de Sandre	<i>Lucioperca lucioperca</i>	700	R. Sup	
05	Alvin de Black bass		30	R. Sup	
06	Alvin de Carpe royale	<i>Cyprinus carpio</i>	100	R. Inf	03 juin 1987
07	Alvin de Carpe argentée	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	50	R. Inf	
08	Alvin de Carpe herbivore	<i>Ctenopharyngodon idella</i>	40	R. Inf	
09	Alvin de Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i>	04	R. Inf	
10	Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i>	06	R. Inf	
11	Œufs de Sandre	<i>Lucioperca lucioperca</i>	3600	R. Inf	3 avril 1989

(Annexe 2)

Bilan des lâchers de la faune piscicole par le C.N.D.P.A de Bousmail

N°	Noms communs	Noms scientifiques	Nombre	Retenues	Date de lâcher
01	Alvin de Carpe royale	<i>Cyprinus carpio</i>	5000	R.Inf et Sup	03/02/2004
02	Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i>	42	R.Inf et Sup	04/04/2004
03	Mulet	<i>Mugilus cephalus</i>	25	R.Inf et Sup	22/02/2004
04	Mulet	<i>Lisa aurata</i>	25	R.Inf et Sup	22/02/2004
05	Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i>	34	R.Inf et Sup	06/03/2005
06	Alvin de Sandre	<i>Lucioperca lucioperca</i>	3000	R.Inf et Sup	24/04/2005
07	Carpe commune	<i>Cyprinus carpio</i>	17	R.Inf et Sup	24/04/2005

(Annexe 3)

Tableau 17 : Table de MAC – GRADY

Nombre de caractéristiques	Nombre de microorganismes
000	0,0
001	0,3
010	0,3
011	0,6
020	0,6
100	0,4
101	0,7
102	1,1
110	0,7
111	1,1
120	1,1
121	1,5
130	1,6
200	0,9
201	1,4
202	2,0
210	1,5
211	2,0
212	3,0
220	2,0
221	3,0
222	3,5
223	4,0
230	3,0
231	3,5
232	4,0
300	2,5
301	4,0
302	6,5
310	4,5
311	7,5
312	11,5
313	16,0
320	9,5
321	15,0
322	20,0
323	30,0
330	25,0
331	45,0
332	110,0
333	140,0

(Annexe 4)

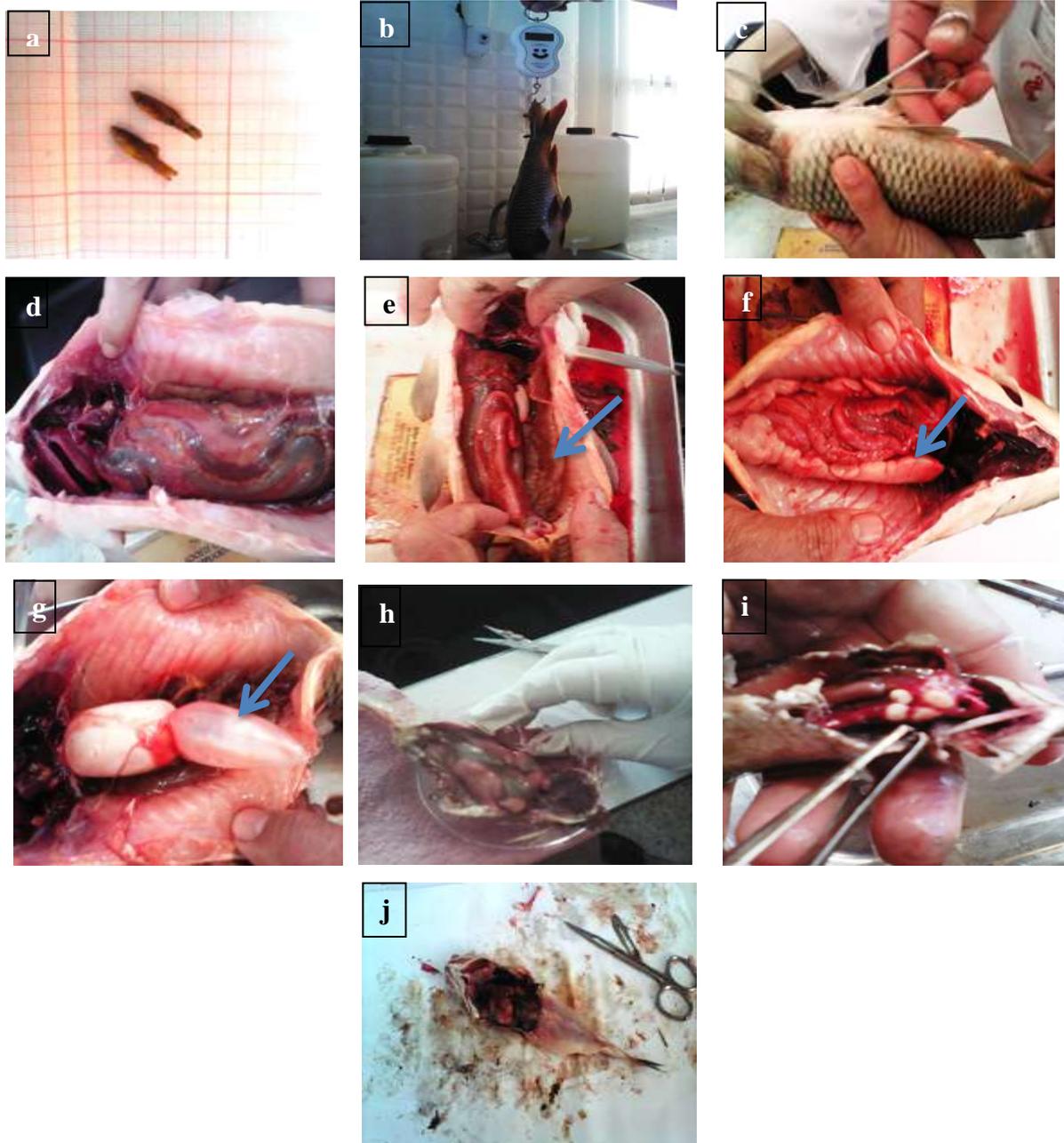


Figure n° 61 : Photos de la méthode de travail au laboratoire (Original).

a : carpe koï ; **b** : pesé de rotengle ; **c** : dissection de rotengle ; **d** : organes internes de rotengle ; **e** : ovaires, **f** : testicule ; **g** : vessie natatoire ; **h** : dissection de carpe koi ; **i** : nodules présents chez l'allache ; **j** : dissection de l'anchois

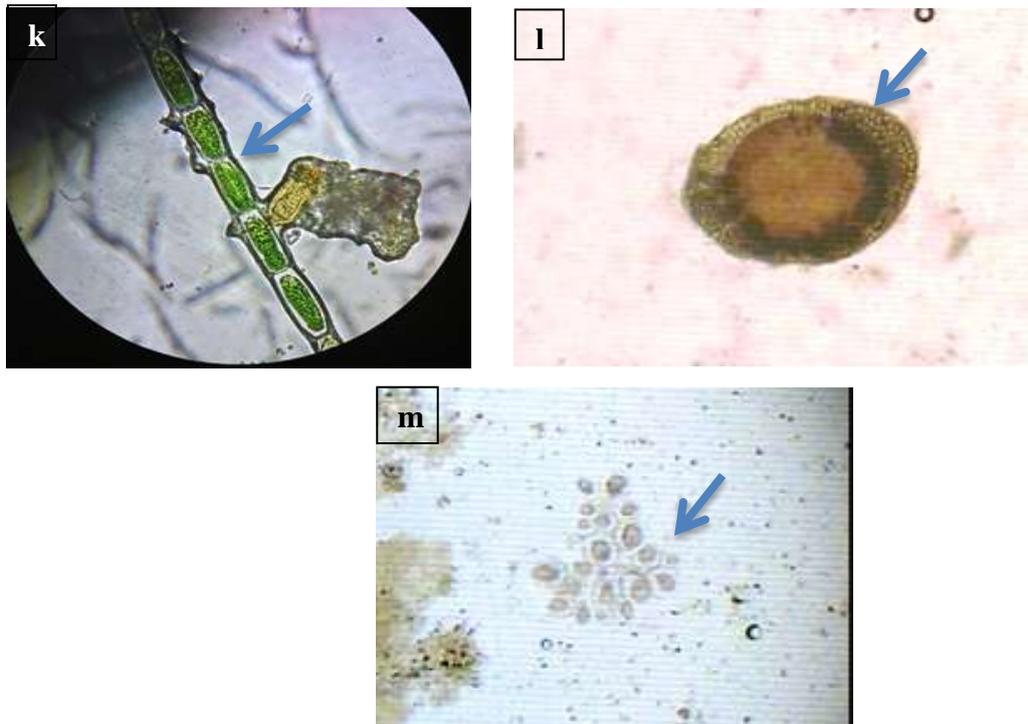


Figure n° 62 : Observation microscopique (Original).

k : Euglina trouvée dans l'eau, Gr.x40 ; **l :** graine de pollen chez le rotengle, Gr. x10 ;
m : œufs de nématode chez l'allache, Gr.x10

(Annexe 5)

Eventuelles solutions utilisées pour la technique de flottation

Solutions	Avantages	Inconvénients	Préparation
Solution de Seather (sucrée saturée) d = 1,12 ou 1, 27	<ul style="list-style-type: none"> - Très peu coûteux - Facile à préparer - Pas de déformation des oeufs de Nématodes - Indiquée pour la recherche de <i>Cryptosporidium</i> 	<ul style="list-style-type: none"> - Solution trop visqueuse, collante - Contamination possible par des moisissures 	<p>d = 1,12 :</p> <ul style="list-style-type: none"> - 680 g de sucre en poudre - eau qsp 1000 mL <p>d= 1,27 :</p> <ul style="list-style-type: none"> - 454 g de sucre en poudre - 355 g d'eau
Nitrate de sodium d = 1, 22	<ul style="list-style-type: none"> - Cette solution donne de très bons résultats pour les Nématodes 	<ul style="list-style-type: none"> - Tendance à former des cristaux - Déforme les éléments parasitaires en quelques minutes 	<ul style="list-style-type: none"> - 400 g de NaNO₃ - eau qsp 1000 mL
Sulfate de zinc à 33% d = 1,18	<ul style="list-style-type: none"> - Concentre très bien les kystes de <i>Giardia</i> 	<ul style="list-style-type: none"> - Remontée importante de débris - Stimulation importante des larves (perturbe beaucoup la lecture) 	<ul style="list-style-type: none"> - 371 g de ZnSO₄ - eau qsp 1000 mL
Sulfate de zinc modifié d = 1, 44	<ul style="list-style-type: none"> - Efficacité comparable à l'iode-mercurate - Pas polluant 	<ul style="list-style-type: none"> - Remontée importante de débris - Stimulation importante des larves (perturbe beaucoup la lecture) 	<ul style="list-style-type: none"> - 330 g de ZnSO₄ - 150 g d'acétate de zinc - eau qsp 1000 mL
Chlorure de sodium d = 1,18 à 1,2	<ul style="list-style-type: none"> - Très peu coûteux - Facile à préparer 	<ul style="list-style-type: none"> - Corrosif - Remonte presque uniquement les kystes de coccidies - Tendance à former des cristaux - Déformation importante des oeufs 	<ul style="list-style-type: none"> - 400 g de sel de cuisine - eau qsp 1000 mL
Sulfate de magnésium à 35% d = 1,28	<ul style="list-style-type: none"> - Peu coûteux - Indiqué pour la recherche de <i>Trichuris</i> - Remonte peu de débris 	<ul style="list-style-type: none"> - Tendance à former des cristaux 	<ul style="list-style-type: none"> - 350 g de MgSO₄ - eau qsp 1000 mL
Iodo-mercurate de potassium d = 1, 44	<ul style="list-style-type: none"> - Remonte tous les oeufs y compris ceux des Trématodes 	<ul style="list-style-type: none"> - Déforme les oeufs - Polluant - Corrosif 	?

Remarque : d = densité

(Annexe 6)

Principales espèces de parasites affectants les poissons

Poissons marins	Poissons d'ornement	Poissons d'eau douce
<i>Trypanoplasma salmositica</i> (<i>Oncorhynchus spp</i> , Saumons)	<i>Haemogregarina colisa sp</i> (<i>Colisa fasciatus</i> , Giant gourami)	<i>Costia necatrix</i> (Cyprinidae, carpe commune)
<i>Myxobolus cerebralis</i> = <i>Myxosoma cerebralis</i> (Saumon de l'Atlantique)	<i>Cryptosporidium navoris</i> (Naso à éperons orange <i>Naso lituratus</i>)	<i>Octomitus intestinalis truttae</i> = <i>octomitus truttae</i> (<i>Salmo trutta fario</i> , Truite commune)
<i>Trypanoplasma salmositica</i> (<i>Oncorhynchus mykiss</i> , Truite arc-en-ciel)	<i>Mesnilium malariae</i> (<i>Ophicephalus punctatus</i>)	<i>Trypanoplasma borelli</i> (<i>Carassius carassius</i> , Carassin commun)
<i>Piscicola salmositica n.sp</i> (<i>Oncorhynchus mykiss</i> , Truite arc-en-ciel)	<i>Piscinoodinium sp</i> (<i>corydoras</i> , Poisson chat)	<i>Trypanoplasma cyprini</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Tetracapsula bryosalmonae</i> (<i>Salmo trutta</i> , Truite commune)	<i>Ichtyobodo necator</i> = <i>Costia necatrix</i> (<i>Cyprinus carpio Koi</i> , Carpe Koi)	<i>Trypanosoma abramidis</i> (<i>Abramis brama</i> , Brème commune)
<i>Ceratomyxa shasta</i> (Saumon de l'Atlantique)	<i>Hexamita</i> (L'Oscar)	<i>Trypanosoma remaki</i> (<i>Esox lucius</i> , Brochet)
<i>Cryptobia iubilans</i> (<i>Oncorhynchus tshawytscha</i> , Chinook salmon)	<i>Protoopalina Symphysodonis</i> (<i>Symphysodon aequifasciata</i> , Discus Commun)	<i>Trypanosoma barbi</i> (<i>Barbus barbus</i> , Barbeau commun)
<i>Calyptospora funduli</i> (<i>Fundulus grandis</i> , Kilifish Golfe)	<i>Chilodonella piscicola</i> = <i>C.Cyprini</i> (<i>Oxygymnocypris Stewartii</i>)	<i>Trypanosoma percae</i> (<i>Perca fluviatilis</i> , Perche commune)
<i>Cryptocaryon irritans</i> (<i>Epinephelus merra</i> , Mérou gateau de cire)	<i>Chilodonella sp</i>	<i>Trypanosoma granulorum</i> (Anguilles)
<i>Cryptocaryon sp</i> (<i>Zebrasoma flavescens</i> , chirurgien jaune)	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (<i>Poecilia reticulata</i> , Guppy)	<i>Trypanosoma danilewskyi</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	<i>Tetrahymena pyriformis</i> (<i>Poecilia reticulata</i> , Guppy)	<i>Chilodonella cyprini</i> (<i>Carassius auratus auratus</i> , Poisson voile de chine)
--	<i>Chilodonella hexasticha</i> (Aquarium)	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i> (<i>Symphysodon aequifasciatus</i> , Discus)

	d'eau chaude)	
--	<i>Trichodina reticulata</i> (<i>Carassius carassius</i> , poisson rouge)	<i>Henneguya zschokkei</i> (<i>Oncorhynchus nerka</i> , Saumons)
--	<i>Tetrahymena corlissi</i> (<i>Poecilia reticulatus</i> , Guppy)	<i>Myxobolus piriformis</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	<i>Epistylis colisarum</i> (<i>Colisa fasciatum</i>)	<i>Myxobolus notatus</i> (<i>Rhodeus sericeus</i> , Bouvière)
--	<i>Mitraspora</i> <i>cyprini</i> = <i>Hoferellus</i> <i>carassi</i> (<i>Cyprinus</i> <i>carpio</i> , carpe koi)	<i>Glugea anomala</i> (<i>Jordanella floridae</i> , Cyprinodontidae)
--	<i>Thelohanellus</i> <i>Toyamai</i> = <i>Myxobolus</i> <i>Toyamai</i> (<i>Cyprinus</i> <i>carpio</i> , carpe koi)	<i>Glugea hertwigi weissenberg</i> (<i>Osmerus mordax</i> , Eperlan d'Amérique)
--	<i>Piscinoodinium</i> <i>pillulare</i> (<i>Carassius</i> <i>auratus</i> , poisson rouge)	<i>Dermocystidium branchialis</i> (<i>Saumon de coho</i> , Saumons)
--	<i>Ichtyobodo necatrix</i> (<i>Cyprinus carpio koi</i> , carpe koi)	<i>Dermocystidium percae</i> (<i>Perca fluviatilis</i> , Perche commune)
--	<i>Cryptobia agitans</i> (<i>Oreochromis</i> <i>mossambicus</i> , Tilapia du Mozambique)	<i>Eimeria subepithelialis</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	<i>Cryptobia branchialis</i> (<i>Oreochromis</i> <i>mossambicus</i> , Tilapia du Mozambique)	<i>Eimeria carpelli</i> = <i>Eimeria cyprini</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	<i>Pleistophora</i> <i>hyphessobryconis</i> (<i>Danio rerio</i> , poisson zèbre)	<i>Myxobolus exigus</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	<i>Heterosporosis fincki</i> (<i>Pterophyllum scalare</i> , Scalaire)	<i>Thelohanellus piriformis</i> (<i>Cyprinus</i> <i>carpio</i> , Carpe commune)
--	<i>Eimeria funduli</i> (<i>Nothobranchius</i> <i>rachovii</i> , Nothobranche de Rachov)	<i>Henneguya lobosa</i> (Characidae)

--	<i>Myxidium leei</i> (<i>Diplodus puntazzo</i> , Sar à museau pointu)	<i>Myxobolus luciopercae</i> (<i>Barbus barbus</i> , Barbeau commun)
--	<i>Cryptocaryon sp</i> (<i>Zebrasoma</i> <i>flavescens</i> , chirurgien jaune)	<i>Myxobolus pfeifferi</i> (<i>Barbus barbus</i> , Barbeau commun)
--	<i>Costia necatrix</i> (Cyprinidae, carpe commune)	<i>Myxobolus volgensis</i> (<i>Barbus barbus</i> , Barbeau commun)
--	<i>Chilodonella cyprini</i> (<i>Carassius auratus</i> <i>auratus</i> , Poisson voile de chine)	<i>Myxobolus sandrae</i> (<i>Barbus barbus</i> , Barbeau commun)
--	<i>Ichthyophthirius</i> <i>multifiliis</i> (<i>Symphysodon</i> <i>aequifasciatus</i> , Discus)	<i>Myxidium matsuii</i> (<i>Anguilla japonica</i> , Anguille du Japon)
--	--	<i>Thelohania contejeani</i> Henneguy (Ecrevisse)
--	--	<i>Psorospermium haeckeli</i> (Ecrevisse)
--	--	<i>Lentospora cerebralis</i> (Saumons)
--	--	<i>Trichodina nigra</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	--	<i>Acanthamoeba polyphaga</i> (Tilapia)
--	--	<i>Chilodonella hexasticha</i> (<i>Oreochromis</i> <i>niloticus</i> , Tilapia du nil)
--	--	<i>Chilodonella piscicola</i> (<i>Oxygymnocypris</i> <i>stewartii</i>)
--	--	<i>Chilodonella branchialis</i> (<i>Cyprinus</i> <i>carpio</i> , carpe commune)
--	--	<i>Trichodina sp</i> (<i>Silurus glanis</i> , Silure glane)
--	--	<i>Zschokkella nova</i> (<i>Carassius</i> <i>carassius</i> , Carassin commun)
--	--	<i>Myxobolus neurobius</i> (<i>Salvelinus alpinus</i> , Omble chevalier)
--	--	<i>Protoopalina symphysodonis</i> (<i>Symphysodon aequifasciatus</i> , Discus commun)
--	--	<i>Goussia cichlidarum</i> (<i>Sarotherodon</i> <i>galilaeus</i>)
<i>Metoncholaimus</i> <i>amplus</i> (<i>Mullus</i> <i>surmuletus</i> , Rouget- barbet de roche)	<i>Capillaria pterophylli</i> (Angelfish)	<i>Anguillicola australiensis</i> (Anguille)

<i>Metoncholaimus pristiurus</i> (<i>Mullus surmuletus</i> , Rouget-barbet de roche)	<i>Cystoopsis acipenseris</i> (<i>Atractosteus tropicus</i>)	<i>Anguillicola crassus</i> (Anguille)
<i>Metoncholaimus amplus</i> (<i>Haemulon sciurus</i> , La gorette bleue)	<i>Camallanus cotti</i> (<i>Poecilia reticulata</i> , Guppy)	<i>Cucullanus sp</i> (Anguille)
<i>Croconema stateni</i> (Argentine red shrimp)	<i>Cithariniella citharini</i> (<i>Citharinus citharus</i>)	<i>Contracaecum sp</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Anisakis spp</i> (<i>Clupea harengus</i> , Hareng)	<i>Cithariniella Kalili n.sp</i> (<i>Synodontis sorex</i>)	<i>Procamallanus sp</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Anisakis simplex</i> (<i>Gadus morhua</i> , Morue de l'Atlantique)	<i>Synodontisia thelastomoides n g.n.sp</i> (<i>Synodontis sorex</i>)	<i>Spirocamallanus daleneae n.sp</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Cystoopsis acipenseris</i> (<i>Acipenser brevirostrum</i> , Esturgeon à museau court)		<i>Camallanus Kirandensins</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Contracaecum fabri</i> (<i>Sciaena umbra</i> , Corb)	--	--
<i>Anguillicola crassus</i> (Anguille)	--	--
<i>Cucullanus heterochrous</i> (<i>Platichthys Flesus</i> , Flet commun)	--	--
<i>Cucullanus cirratus</i> (<i>Gadus morhua</i> , Morue franche)	--	--
<i>Cucullanus alii</i> (<i>Lutjanus johni</i> , Or snapper)	--	--
<i>Cucullanus bourdini</i> (<i>Pristipomoides filamentosus</i> , Snapper Rose)	--	--
<i>Cucullanus lutjani</i> (<i>Lutjanus gibbus</i> , Vivaneau bossu)	--	--
<i>Cucullanus pagrus</i> (<i>Lutjanus griseus</i> ,	--	--

Vivaneau sarde grise)		
<i>Cucullanus rivulatus</i> (<i>Lutjanus rivulatus</i> , Vivaneau maori)	--	--
<i>Convoluta roscoffensis</i>	<i>Acanthogyrus tilapiae</i> (Tilapia)	<i>Khawia spp</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Paratomellarubra</i>	<i>Euclinostomum heterostomum</i> (<i>Coptodon zillii</i> , Tilapia Zillii)	<i>Khawia armeniaca</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Pseudobiceros bedfordi</i>	<i>Acanthogyrus malawiensis</i> (Tilapia)	<i>Khawia parva</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Dendrocoelum lacteum</i>	--	<i>Khawia rossittensis</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Gyrocotylidea sp</i>	--	<i>Khawia japonensis=khawia cyprini</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Anoiktostoma coronatum</i> (<i>Sciaena umbra</i> , Corb)	--	<i>Khawia saurogobii</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Paracryptogonimus aloysiae</i> (<i>Sciaena umbra</i> , Corb)	--	<i>Khawia sinensis</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Pleorchis polyorchis</i> (<i>Sciaena umbra</i> , Corb)	--	<i>Khawia baltica</i> (<i>Tinca tinca</i> ,Tanche)
<i>Metadena pauli</i> (<i>Sciaena umbra</i> , Corb)	--	<i>Caryophyllaeus laticeps</i> (Poissons cypriniformes)
<i>Stephanostomum bicoranatum</i> (<i>Sciaena umbra</i> , Corb)	--	<i>Khawia iowensis</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Atrispinum seminalis</i> (<i>Teleostei</i>)	--	<i>Khawia coregoni=coregonuswartmanni</i> (Salmonid ae)
<i>Aphalloides coelomicola</i> (<i>Pomatoschistus microps</i> , Gobie tacheté)	--	<i>Khawia tenuicollis</i>
<i>Bacciger bacciger</i> (<i>Atherina boyeri</i>)	--	<i>Khawia xiamenensis= Tsengia xiamenensis</i>
<i>Telosentis molini</i> (<i>Atherina boyeri</i>)	--	<i>Dendrocoelum lacteum</i>
<i>Deropristis inflata</i> (<i>Anguilla anguilla</i> , Anguille commune)	--	<i>Dendrocoelum lacteum</i> (Tous les types de cours d'eau douce)
<i>Aphalloides coelomicola</i> (<i>Pomatoschistus</i>	--	<i>Opisthorchis felineus</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)

<i>microps</i> , Gobie tacheté)		
<i>Paratimonia gobii</i> (<i>Pomatoschistus microps</i> , Gobie tacheté)	--	<i>Clonorchis sinensis</i> (<i>Carassius auratus</i> , Poisson rouge)
<i>Choricotyle chrysophryi</i> (<i>Pagellus acarne</i>)	--	<i>Pseudamphistomum truncatum</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	--	<i>Clinostomum marginatum</i> (<i>Tinca tinca</i> , Tanche)
--	--	<i>Clinostomum tilapiae</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Diplectanum sciaenae</i> (<i>Téléostei</i>)	<i>Neobenedenia melleni</i> (<i>Acanthuridae</i> , Poissons-chirurgiens)	<i>Dactylogyrus vastator</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Diplectanum bocqueti</i> n.sp (<i>Argyrosomus regius</i> , Maigre)	<i>Neobenedenia</i> sp (<i>Platax orbicularis</i> , Poule d'eau)	<i>Gyrodactylus elegans</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Diplectanum dollfusi</i> n.sp (<i>Argyrosomus regius</i> , Maigre)	--	<i>Gyrodactylus Salaris</i> (<i>Salmo Salar</i> , Saumons)
<i>Diplectanum aculeatum</i> (<i>Umbrina cirrosa</i> , Ombrine commune)	--	<i>Pseudodactylogyrus</i> sp (Anguille)
<i>Diplectanum chabaudi</i> n. sp (<i>Umbrina cirrosa</i> , Ombrine commune)	--	<i>Diplectanum aequans</i> (<i>Dicentrarchus labrax</i> , Bar commun)
<i>Diplectanum grassei</i> (<i>Umbrina cirrosa</i> , Ombrine commune)	--	<i>Microcotyle labracis</i> (<i>Dicentrarchus labrax</i> , Bar commun)
<i>Diplectanum banyulensis</i> (<i>Umbrina canariensis</i> , Ombrine bronze)	--	--
<i>Diplectanum labourgi</i> (<i>Umbrina canariensis</i> , Ombrine bronze)	--	--
<i>Lamellodiscus sarculus</i> n.sp (<i>Pagrus coeruleostictus</i>)	--	--
<i>Lamellodiscus sigillatus</i> n.sp (<i>Pagrus coeruleostictus</i>)	--	--
<i>Lamellodiscus</i>	--	--

<i>rastellus n.sp (Pagrus auriga, Pagre rayé)</i>		
<i>Lamellodiscus baeri (Pagrus pagrus, Pagre commun)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus ergensi (Diplodus vulgaris, Sar à tête noire)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus erythrini (Pagellus erythrinus, Pageot commun)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus fraternus (Diplodus vulgaris, Sar à tête noire)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus furcillatus (Diplodus noct)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus ignoratus (Diplodus Sargus, Sar commun)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus Knoepffleri (Spondyliosoma cantharus, Dorade grise)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus pagrosomi (Acanthurus coeruleus)</i>	--	--
<i>Lamellodiscus dentexi (Dentex macrophthalmus, Denté à gros yeux)</i>	--	--
<i>Pseudodactylogyrus anguillae (Anguilla anguilla)</i>	--	--
<i>Benedenia sciaenae (Sciaena umbra, Corb)</i>	--	--
<i>Calceostoma inermis(Sciaena umbra, Corb)</i>	--	--
<i>Calceostoma calceostoma(Sciaena umbra, Corb)</i>	--	--
<i>Diplectanum simile (Sciaena umbra, Corb)</i>	--	--
<i>Pseudodactylogyrus anguillae (Anguillae)</i>	--	--

<i>Pseudodactylogyrus bini</i> (Anguillae)	--	--
<i>Chorychotyle chrysophrii</i> (<i>Pagellus erythrinus</i> , Pageot commun)	--	--
<i>Lamellodiscus furcosus</i> (Teleostei)	--	--
<i>Encotyllabe vallei</i> (Teleostei)	--	--
<i>Diplectanum aequans</i> (<i>Dicentrarchus labrax</i> , Loup)	--	--
<i>Mycrcotyle labracis</i> (<i>Dicentrarchus labrax</i> , Loup)	--	--
<i>Microcotyle chrisophrii</i> (<i>Solea vulgaris</i>)	--	--
<i>Furnestinia echenei s</i> (<i>Sparus aurata</i> , Daurade Royale)	--	--
<i>Gyrocotylidea sp</i> (Rabbitfish, Chimères)	--	<i>Schistocephalus sp</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Diphyllobothrium latum</i> ou Taenia du poisson (<i>Acanthurus coeruleus</i>)	--	<i>Caryophylaeus sp</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
<i>Longicollum pagrosomi</i> (<i>Trachurus trachurus</i> , Chinchard)	--	<i>Ligula intestinalis</i> (<i>Tinca tinca</i> , Tanche)
<i>Bothriocephalus claviceps</i> (<i>Anguilla rostrata</i> , Anguille d'Amérique)	--	<i>Parvitaenia samfya</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	--	<i>Cyclusteria sp</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	--	<i>Bothriocephalus aegyptiacus</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)
--	--	<i>Bothriocephalus claviceps</i> (Anguille)
<i>Sparidicola papilliferens</i>	<i>Leiperia cincinnalis</i> (<i>Coptodon rendalli</i> ,	<i>Ergasilus sieboldi</i> (<i>Cyprinus carpio</i> , Carpe commune)

<i>(Lithognathus mormyrus, Marbré)</i>	Tilapia à poitrine rouge)	
<i>Sparidicola lithognathi=Brachiella lithognathae (Lithognathus Lithognathus, Marbré)</i>	<i>Leposphilus labrei (Astronotus ocelatus, Oscar)</i>	<i>Argulus foliaceus (Cyprinus carpio, Carpe commune)</i>
<i>Sparidicola lithognathi(Lithognathus mormyrus, Marbré)</i>	<i>Lernea giraffe (Heterotis niloticus)</i>	<i>Argulus foliaceus (Cyprinus carpio, Carpe commune)</i>
<i>Clavellotis briani n.sp (Lithognathus mormyrus, Marbré)</i>	<i>Argulus sp (Paracheirodon axelrodi, Néon rouge)</i>	<i>Leopeophteirus Salmonis (Salmo Salar, Saumons Atlantiques)</i>
<i>Caligus ligusticus (Lithognathus mormyrus, Marbré)</i>	<i>Ergasilus sieboldii (Poecilia reticulata, Guppy)</i>	<i>Caligus elongates (Salmo Salar, Saumons Atlantiques)</i>
<i>Clavellotis strumosa (Pagellus Erythrinus, Pageot commun)</i>	--	<i>Ergasilus sp (Anguille)</i>
<i>Clavellotis Sargi=Clavellopsis Sargi (Diplodus annularis, Sparailon)</i>	--	<i>Argulus sp (Anguille)</i>
<i>Clavellotis fallax (Lithognathus mormyrus, Marbré)</i>	--	<i>Caligus minimus (Dicentrarchus labrax, Loup)</i>
<i>Argulus sp (Gasterosteidae, Epinoche)</i>	--	<i>Laernaenicus sprattae (Sardina pilchardus, Sardine)</i>
<i>Ergasilus (Teleostei)</i>	--	<i>Laernaenicus sprattae (Anguille-civelle)</i>
<i>Nerocila bivittata (Labrus merula)</i>	--	<i>Motocya epimerica (Atherina boyeri)</i>
<i>Pranzia larvae (Diplodus annularis, Sparailon)</i>	--	<i>Lernanthropus Kroyeri (Dicentrarchus labrax, Bar commun)</i>
<i>Ergasilus nanus (Mugil cephalus, Mulet)</i>	--	<i>Anilocra (Muge)</i>
<i>Caligus sp (Salmo salar, Saumon)</i>	--	<i>Lamproglena monody (Cyprinus carpio, Carpe commune)</i>
<i>Caligus elongates (Salmo salar, Saumon)</i>	--	<i>Lernaea cyprinacea (Cyprinus carpio, Carpe commune)</i>
<i>Caligus minimus (Dicentrarchus labrax, Loup)</i>	--	<i>Dolops ranarum (Cyprinus carpio, Carpe commune)</i>
<i>Lernanthropus Kroyeri (Dicentrarchus labrax,</i>	--	--

Loup)		
<i>Bomolochus soleae</i> (<i>Solea vulgaris</i>)	--	--
<i>Eubrachiella mugilis</i> (<i>Liza aurata</i>)	--	--
<i>Nerocila orbigny</i> (<i>Liza ramada</i>)	--	--
<i>Eubrachiella mugilis</i> (<i>Liza saliens</i> , Mulet sauteur)	--	--

(Annexe 8)

Tableau des présences-absence pour l'AFC

Numéros	Espèces	JCT	JCB	JCE	ZT	ZB	ZE	ZEA
001	<i>Trichodina sp.</i>	0	0	0	0	0	0	1
002	<i>Ichthyophthirius multifiliis</i>	0	0	1	1	0	0	0
003	<i>Epistylis sp.</i>	0	0	1	0	0	0	0
004	<i>Henneguya sp.</i>	0	0	1	0	0	0	0
005	<i>Trichophyra sp.</i>	0	0	1	0	0	0	0
006	<i>Cestoda sp.</i>	0	0	0	1	0	0	0
007	<i>Pseudodactylogrus sp.</i>	0	0	0	1	0	0	0
008	<i>Acanthocephalex sp.</i>	0	0	1	1	0	0	0
009	<i>Toxocara sp.</i>	0	0	1	1	0	0	0
010	<i>Nematoda sp.</i>	0	0	1	1	0	0	0
011	<i>Ergasilus sp.</i>	0	0	0	0	1	0	0
012	<i>Argulus sp.</i>	0	1	0	0	0	0	0

JCT : Tubes digestifs des carpes koï au jardin d'essai du Hamma.

JCB : Branchies des carpes koï au jardin d'essai du Hamma.

JCE : Eau des bassins du jardin d'essai du Hamma.

ZT : Tubes digestifs des rotengles du barrage de Zéralda.

ZB : Branchies des rotengles du barrage de Zéralda.

ZE : Eau du barrage de Zéralda.

ZEA : Tubes digestifs de l'allache de Zemouri.

Résumé

Notre étude a été menée dans le but de mettre en évidence les différents agents pathogènes qui affectent les poissons d'eau douce ou de mer (Bactéries, parasites, champignons, levures) susceptibles de perturber l'écosystème et d'empêcher l'équilibre de la biodiversité. Nos travaux consistés à faire des analyses microbiologiques, mycologiques, parasitologiques et des coupes histologiques sur plusieurs échantillons issus de trois stations : Jardin d'essai, barrage de Zéralda et Zemouri. Les prélèvements concernés le poisson et l'eau. La majorité des résultats microbiologiques étaient négatifs grâce aux mesures de prophylaxie préventive et curative appliqués dans les stations examinées. Notons la présence de 12 espèces de parasites à faibles effectifs sans manifestation de symptômes. La mycologie a révélée l'existence des champignons (*Aspergillus fumigatus*) et des levures.

Mots clés : Poissons, microbiologie, mycologie, parasitologie, ana-path.

Summary

Our study was conducted in order to highlight the different pathogens that affect freshwater and sea fish (bacteria, parasites, fungi, yeast) that might disrupt the ecosystem and prevent equilibrium the biodiversity. Our work consistes doing microbiological, mycological, parasitological and histological sections on several samples from three stations: Jardin d'essai, Dam Zéralda and Zemouri. Samples concerned fish and water. The majority of microbiological results were negative due to preventive and curative disease control measures applied in the reviewed stations. Note the presence of 12 species of parasites at low numbers which do not cause disease. Mycology revealed the existence of fungi (*Aspergillus fumigatus*) and yeast.

Keywords: Fish, microbiology, mycology, parasitology, ana-path.

ملخص

أجريت الدراسة لدينا من أجل تسليط الضوء على مسببات الأمراض المختلفة التي تؤثر على أسماك المياه العذبة والبحر (البكتيريا والطفيليات والفطريات والخمائر)، التي قد تعطل النظام البيئي ومنع التوازن والتنوع البيولوجي. قمنا بتحليل ميكروبيولوجية، فطرية، طفيلية والمقاطع النسيجية على عدة عينات من ثلاث محطات : حديقة التجارب بالحامة، سد في محمية زرالدة ومناة زموري. وكانت غالبية نتائج التحليل الميكروبيولوجية سلبية بسبب تدابير مكافحة الأمراض الوقائية والعلاجية المطبقة في المحطات التي تم استعراضها. لاحظنا وجود 12 نوعا من الطفيليات بي أرقام المنخفضة التي لا تسبب المرض. كشفت الالتحالي الفطرية وجود الفطريات من نوع الرشاشيات فوميجاتوس والخميرة.

كلمات البحث : الأسماك، علم الأحياء المجهرية، علم الفطريات، الطفيليات، التثريح المرضي