

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية

République Algérienne Démocratique et Populaire

وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة الجيلالي بونعامة بخميس مليانة

Université Djilali Bounaama de Khemis Miliana

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la terre

Département de Biologie



Mémoire pour l'obtention du diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Microbiologie appliquée

Thème

Caractérisation des microorganismes des poissons et l'eau d'élevage au niveau du barrage de Sidi M'hamed Bentaiba D'Arib

Soutenu le : 31/07/2019

Présenté par : M^{elle} Labdi Nadjet

Devant le Jury :

Encadreur : Mme GUETARNI H.

MCA, UDBKM

Président : M. MEHAIGUENE M.

MCB, UDBKM

Examineur 2 : M. SAIFI M.

MAB, UDBKM

Année universitaire : 2018/2019

Remerciements

Louange à Allah ! Le Tout Miséricordieux, à Toi que nous venions, à Toi que nous retournerions et c'est Toi dont nous implorons secours.

Nos remerciements viennent d'emblée à Toi le Tout puissant d'avoir fait durant notre parcours de volonté, de force et de succès jusqu'aujourd'hui à la réalisation de ce travail si remarquable.

*Ce modeste travail ne verra pas le jour sans la personne à qui nous tenons à la remercier infiniment et que seul le bon Dieu lui accorde sa bénédiction et la bienfaisance ainsi que toute sa famille. Il s'agit de la femme qui nous a montré plus qu'un promoteur puisse faire à l'égard de ses étudiants par sa présence permanente, son dynamisme, sa bonne volonté, ses encouragements, ses conseils et son soutien éthique, pédagogique, scientifique. Retrouvez entre ces lignes Madame **Guitarni H**, l'expression de cette gratitude si profonde.*

Nous remercions également aux différents responsables et Ingénieurs cadres aux organismes respectifs, la Station de traitement des eaux de la Wilaya d'Ain-defla, pour leur collaboration et leur soutien.

*Aux membres de jury, particulièrement à **Mr Mehaiguen M et Mr Saïfi** .d'avoir accepté d'évaluer ce travail et que tous les mérites et honneurs vous reviennent. Nous vous remercions profondément pour cette formation.*

A tous nos amis de près ou de loin sans distinction et en particulier nos promotionnaires depuis l'école primaire jusqu'à l'université.

En fin je tiens à exprimer, mes remerciements à toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin dans la réalisation de ce travail.

Merci à tous et à toutes.

DEDICACE

Je dédie ce travail.

A mes chers parents symbole de sacrifice, plus particulièrement à mon papa Djelloul et ma mère Halima de tendresse et d'amour, vous avez comblé ma vie de tendresse d'affection et de compréhension.

Rien au monde ne pourrait compenser les efforts et les sacrifices que vous avez consentis pour mon bien être, et la poursuite de mes études dans de bonnes conditions. Aucune dédicace, ne saurait exprimer à sa juste valeur le profond amour que je vous porte. Puisse Dieu, vous procure santé, bonheur et longue vie.

A mon Frères Fouad et mes Sœurs Nassima, Cherifa, Hanane mes Neveux : Ishak, Diyae Eddin, Mehdi, Achraf.

A mes amies Mouna, Yessmine, Sarra, Khadidja, Fatiha et particulièrement qui m'ont supporté et m'ont aidé à traverser plusieurs phases du mon parcours universitaire, avec vous j'ai trouvé une nouvelle famille merci beaucoup à vous tous d'être là pour moi, sachez que j'y serais là pour vous.

A toute la promotion 2ème année master Microbiologie à qui je souhaite pleins de succès dans la vie professionnelle ainsi que pour tout le reste. Ce mémoire vous est dédié à tous.

LABDI Nadjat

Liste des tableaux

<i>Numéro</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>
Tableau 1	Site potentiel de l'aquaculture en Algérie	7
Tableau 2	Les ressources hydriques en Algérie	10
Tableau 3	Liste des espèces existant en Algérie pouvant faire l'objet d'élevage aquacole	12
Tableau 4	Récapitulatif des pathologies microbiennes des poissons dues aux bactéries à Gram négatif	26
Tableau 5	Récapitulatif des pathologies microbiennes des poissons dues aux bactéries à Gram positif	28
Tableau 6	Mesure de quelques paramètres physicochimiques d'eau de barrage (turbidité, température, PH, conductivité et oxygène dissous)	47
Tableau 7	Résultats du dénombrement des germes totaux sur milieu solide	48
Tableau 8	Résultats du dénombrement des germes totaux sur milieu solide de l'échantillon de 30 mètres	48
Tableau 9	Résultats du dénombrement des autres germes d'eau de surface	49
Tableau 10	Dénombrement des autres germes de l'eau de 30 mètres	49
Tableau 11	Coloration de gram des souches isolées de l'eau de barrage	50
Tableau 12	Résultats du test catalase et oxydase des souches isolées de l'eau de surface et de 30 mètres	51
Tableau 13	Résultats du dénombrement sur milieu solide à partir de la solution mère préparée de la chaire pour l'échantillon de Barbeau (boite 01 et 02)	52
Tableau 14	Résultats de l'ensemencement et du dénombrement sur milieux solide à partir de la solution mère de l'intestin pour le poisson du Barbeau	53
Tableau 15	Résultats de l'ensemencement et du dénombrement en solution mère de l'intestin de la Carpe à grosse tête	53

Liste des tableaux

Tableau 16 : Caractères macroscopiques des souches isolées distinctes de l'échantillon 1 représentant le poisson du Barbeau partie surface, chaire et intestin sur milieux sélectifs	56
Tableau 17 : Caractères macroscopiques des souches isolées distinctes de l'échantillon 2 représentant le poisson de la Carpe a grosse tête partie surface, intestin sur GN	57
Tableau 18 : Coloration de Gram du premier échantillon (surface, intestins, chaire)	59
Tableau 19 : Coloration de Gram sur les souches isolées et purifiées du deuxième échantillon : Carpe a grosse tête (intestin surface)	59
Tableau 20 : Résultats du test catalase des souches isolées des deux échantillons des parties de la surface et intestin	62
Tableau 21 : Résultats du test oxydase des deux échantillons de poisson pour ses différents compartiments (surface, chaire, intestin)	64
Tableau 22: Aspect des isolats sur milieu Chromagar Orientation pour les deux échantillons de poissons	65
Tableau 23: Résultats de la lecture des souches identifiés avec galerie API20E	68

Liste des figures

<i>Numéro</i>	<i>Titre</i>	<i>Page</i>
Figure 1:	Production des ressource halieutique en Asie	5
Figure 2:	Elevage en mode intensif de tilapia en Algérie	6
Figure 3:	Lâcher des esturgeons de 5jours dans milieu naturel (élevage en mode extensif)	9
Figure 4:	Poisson barbeau (Barbus barbus)	15
Figure 5:	Poisson de la carpe a grande bouche (Hypophthalmichthys nobilis)	16
Figure 6:	Arbre phylogénétique simplifié des poissons. (Des exemples de poissons comestibles sont indiqués entre parenthèses) par leur nom courant en français	20
Figure 7:	Muscle du poisson (en orange)	21
Figure 8:	Circulation sanguine dans le poisson	22
Figure 9:	Circulation sanguine chez les poissons et les mammifères	23
Figure 10:	Données Cartographiques satellitaire de barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba	29
Figure 11:	Echantillon N°1 du poisson Barbeau	31
Figure 12:	Echantillon N°2 du poisson de la carpe a grosse tête	32
Figure 13:	Frotti de surface d'échantillon de poisson (Barbeau)	36
Figure 14:	Dissection du poisson et extraction de la partie intestinale (Barbeau)	37
Figure 15:	La mise au prés-enrichissement de la chaire ainsi que l'intestin en milieu EPT	38
Figure 16:	Aspect macroscopiques des colonies isolées du poisson	52
Figure 17:	Aspect macroscopique des souches isolées pures sur gélose appropriée	55
Figure 18:	Les aspects des isolats coloration de Gram vu sous microscope optique (G X 100)	58
Figure 19:	Résultats du test catalase	61
Figure 20:	Lecture du résultat du test oxydase	63
Figure 21 :	Résultats d'identification par galerie API20E	67

LES ABREVIATIONS

L'ABREVIATION

LA SIGNIFICATION

mg.l⁻¹	Milligramme par litre.
µs/cm	Micro-siémens par centimètre
ADH	Arginine dihydrolase
AFNOR	Association Française de Normalisation
APASMAC	Association des Pecheurs Arles-St Martinde Crau
API	Analytical Profile Index
BN	Bouillon Nutritif
C°	Degré Celsius
EPA	Eau Peptonné Alcaline
EPT	Eau Peptonnée Tamponnée
FAO	Food And Agriculture Organization
Gn	Gélose Nutritive
Gram -	Gram Négative
Gram+	Gram Positive
H, h	Heure
Ifermer	Institut française de recherche pour l'exploitation de la mer
ISO	International Organization for Standardization
Ldc	Lysine Décarboxylase
MPRH	Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutique
MATE	Ministère de L'aménagement du Territoire et de L'Environnement
NF	Norme Française
NTU	Unité de Turbidité Néphélogométrique
OMS	Organisation Mondiale de la Santé.
ODC	Ornithine Décarboxylase
ONPG	Orthonitrophenyl B Galactoside
Pca	Plate Count Agar
pH	Potentiel Hydrométrique
SMBT	Sidi Mhamed Ben Tayba
T°	Température
UFC	Unité Formant Colonies

Résumé

La production des ressources halieutiques et l'abondance de nouvelles espèces dans nos marchés prennent de plus en plus une grande importance pour les gouvernements. En effet, la consommation du poisson ne cesse d'augmenter.

L'analyse microbiologique du poisson permet de nous informer sur la diversité de la population bactérienne abondante dans ces espèces.

Notre travail est basé sur l'isolement et l'identification de la flore bactérienne des deux espèces de poisson élevées en mode extensif au barrage de Sidi M'hamed Ben Taiba (Barbeau et Carpe à grosse tête). En introduisant l'influence des facteurs environnementaux sur la charge et la diversité des espèces bactériennes par l'analyse physicochimique (température, pH, Turbidité, Conductivité oxygène dissous) et bactériologique (recherche des coliformes totaux et fécaux, les entérocoques et les bactéries sulfite-réductrices) de l'eau d'élevage.

L'isolement a été fait sur plusieurs milieux sélectifs (Chapman, MRS et M17, DCLS, Slanetz, BEA et Hektoen). Quarante souches ont été isolées des différents compartiments des deux espèces de poisson. Dont nous avons pu identifier 12 espèces réparties en 9 genres : *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Pseudomonas*, *Serratia*, *Salmonella*, *Citrobacter*, *Proteus*, *Chrysobacterium*, *Stenotrophomonas* et des genres de bactéries lactiques.

Mots clés : Barrage de Sidi M'hamed Bentaiba, Ain Defla, Barbeau, Carpe à grosse tête, Microflore de poisson.

Abstract

The production of fisheries resources and the abundance of new species in our markets are becoming increasingly important to governments. Indeed, the consumption of fish continues to increase.

Microbiological analysis of fish provides information on the diversity of the abundant bacterial population in these species.

Our work is based on the isolation and identification of the bacterial flora of the two fish species reared extensively at the Sidi M'hamed Ben Taiba dam (Barbeau and Bighead Carp). By introducing the influence of environmental factors on the load and diversity of bacterial species by physicochemical analysis (temperature, pH, Turbidity, Conductivity dissolved oxygen) and bacteriological (search for total and fecal coliforms, enterococci and sulphite bacteria). Reducers of farmed water.

The isolation was done on several selective media (Chapman, MRS and M17, DCLS, Slanetz, BEA and Hektoen). Forty strains were isolated from the different compartments of the two species of fish. From which we could identify 12 species divided into 9 genera: *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Pseudomonas*, *Serratia*, *Salmonella*, *Citrobacter*, *Proteus*, *Chrysobacterium*, *Stenotrophomonas* and genera of lactic acid bacteria.

Key words: *Sidi M'hamed Bentaiba Dam, AinDefla, Barbeau, Bighead Carp, Fish Microflora.*

Table des matières

Résumé

Abstract

Liste des abréviations

Liste des tableaux

Liste des figures

Introduction..... 1

PARTIE I : Aperçus Bibliographique

I. L'aquaculture 4

I. Généralité 4

I.1. Aquaculture et FAO 5

I.2. Avantages De l'aquaculture..... 5

I.3. Inconvénients de l'aquaculture..... 5

II.L'aquaculture En Algérie..... 6

II.2. Potentialités..... 7

II.2.1. Sites Potentiels..... 7

III. La Pisciculture..... 8

III .1. Définition..... 8

III.2. Différents modes d'élevages en pisciculture..... 8

III.2.1. Mode intensif.....8

III.2.2. Mode extensif 9

III.2.3. Mode semi-extensif..... 10

III.3. Pisciculture en Algérie..... 11

III.3.1. Potentiel biologique..... 11

III.3.2. Technologie et organisation institutionnelle 13

Table des matières

IV. Les espèces élevées au barrage de Sidi M'hamed Ben Taïba à titre d'expérimentation	14
IV.1. Le Barbeau.....	14
IV.1.2. Description générale du Barbeau.....	15
IV.1.3. Reproduction du Barbeau	15
IV.1.4. Régime alimentaire.....	16
IV.1.5. Habitats	16
IV.1.6. Conseils d'expert	16
IV.2. Carpe à grosse tête	16
IV.2.2. Description	17
IV.2.3. Écologie.....	17
IV.2.4. Taille	18
IV.2.5. Système de production	18
IIV. La Microflore du Poisson.....	18
IIV.1. Anatomie du poisson	18
IIV.2. Bactéries et micro-organismes dans les poissons	25
IIV.3. Pathologie microbienne des poissons	26

PARTIE II : ETUDE EXPERIMENTAL

CHAPITRE I: MATÉRIELS ET MÉTHODES

I. Présentation de lieu de stage	29
I.1. Fiche technique du barrage Sidi M'hamed Ben Taïba.....	29
I.2. Présentation de lieu d'expérimentation	30
II. Échantillonnage.....	31
II.1. Echantillon de poisson	31
II.2. Echantillonnage d'eau.....	33

Table des matières

III. Analyse des échantillons au lieu d'expérimentation	33
III.1. Analyse d'échantillon d'eau	33
III.1.1. Paramètres physicochimiques	33
III.1.2. Paramètres bactériologiques	35
III.2. Analyse d'échantillon de poisson.....	36
III.2.1. Frotti de surface.....	36
III.2.2. Dissection du poisson.....	36
III.3. Quantification du prélèvement et préparations de la solution mère	37
IV. Prés-enrichissement et enrichissement.....	38
V. Préparation des dilutions décimales.....	38
VI. Isolement	39
VII. Ensemencement et dénombrement sur milieu solide PCA	40
VIII. Purification	41
IX. Conservation a court durée.....	41
X. Conservation a longue durée.....	41
XI. Identification et caractérisations des souches purifiées	41
XI.1. L'étude macroscopique	42
XI.2. L'étude microscopique	42
XII. Etude de métabolites respiratoires	43
XIII. Identification des souches isolées	44
XIII.1. Test d'orientation en Chromagar Orientation.....	44
XIII.2. Identification par galerie API 20 E.....	44

Table des matières

CHAPITRE II: RESULTATS ET DISCUSSION

I. Eau de barrage	47
I.1. Paramètres physicochimiques.....	47
I.2. Paramètres bactériologiques de l'eau	48
I.2.1. Dénombrement de la flore totale sur milieu solide des deux échantillons d'eau de barrage	48
I.2.2. Dénombrement des autres germes d'eau pour les deux échantillons prélevés.....	49
I.3. Caractères microscopique.....	49
II. Poisson.....	52
II.1. Dénombrement de la flore mésophile totale sur milieu solide	52
II.2. Caractérisation des souches purifiées	54
II.2.1. Caractères morphologiques.....	54
II.2.2. Caractères biochimiques et métaboliques	61
II.3. Identification des souches.....	66
II.3.1. Résultats d'identification des souches suspectées sur milieu sélectif.....	66
II.3.2. Identifications avec la galerie API20E.....	67
II.4. Souches isolées et identifiées des deux espèces de poissons et l'eau d'enlevage du barrage de Sidi M'hamed Ben Taiba	69
Conclusion et perspectives.....	74

Références bibliographiques

Annexes

INTRODUCTION

Introduction générale

Introduction

La consommation de poisson ne cesse d'augmenter à travers le monde, dans trois décennies, du fait de l'accroissement de la population mondiale, nos besoins alimentaires, notamment en poisson, seront 70% supérieurs. **(Dehaut, 2014)**

Plusieurs facteurs peuvent expliquer cet attrait pour l'aliment poisson d'une part le développement de l'aquaculture qui est la première cause. Selon le FAO sa contribution à l'offre mondiale de poisson, de crustacés et de mollusques, n'a cessé d'augmenter au cours des 30 dernières années, passant de 3,9% de la production totale en poids en 1970 à 27,3%. Cependant, l'aquaculture est le pilier de la sécurité d'aliment du point de vue d'assurer un accès disponible de ressource halieutique. **(Dehaut, 2014)**

Toutefois, l'Algérie et depuis la création de la Ministère de la Pêche et des Ressources Halieutiques connaît actuellement un grand essor en matière de production ce qui reflète l'introduction et la disponibilité de nouvelles espèces de poisson ayant une valeur marchande dans nos marchés nationales prenant l'exemple de la carpe chinoise **(M.P.R.H., 2013)**.

D'autre part, c'est la qualité du produit consommé qui vient en second cause de cet attrait, à l'exception de quelques espèces, le poisson a une faible teneur en graisses saturées, glucides et cholestérol. Outre, son apport en protéines de qualité, le poisson est une source de nombreux micronutriments essentiels, y compris plusieurs vitamines (D, A et B), des minéraux (calcium, iode, zinc, fer et sélénium) et des acides gras polyinsaturés oméga-3. Vue sa valeur nutritionnelle apporté au consommateur, sa qualité microbiologique elle-même doit être mise en évidence. **(Dehaut, 2014)**

En effet les poissons, quelques soient leur provenance, présentent une flore bactérienne normale et autre responsable de l'altération qui est la cause des pertes économiques importantes et souvent des maladies graves des consommateurs **(Shewan, 1977)**.

Des études menées sur le contrôle microbiologique ainsi que la microflore du poisson mit en élevage ont démontré une variété bactérienne vaste dans différents compartiments du poisson voyons la peau, la chair et les intestins admettant que ce sont les réservoirs ou bien les compartiments hôtes des bactéries. Cette flore diffère selon plusieurs facteurs citons la physiologie de l'espèce, son alimentation ainsi que les facteurs environnementaux qui constituent la source essentielle de contamination de la flore du poisson **(Vallé, 1996)**, parlant de leurs paramètres microbiologiques et physicochimiques changeables et non contrôlables.

C'est pour cela le but de notre étude consiste à mettre en valeur :

- La microflore de nos échantillons de poisson par identification des espèces bactériennes ;

Introduction générale

- Prélèvement d'un échantillon de deux types de poisson : le barbeau et la carpe à grosse tête du barrage de Sidi M'hamed Bentaiba ;
- Evaluation de la qualité physicochimique et microbiologique de l'eau d'élevage (surface et 30 m).

Le présent manuscrit comporte les chapitres suivants :

Etude bibliographique sur l'aquaculture, la pisciculture, les espèces des poissons utilisées dans le présent travail ainsi que la microflore microbienne des poissons.

Etude expérimentale, dont nous avons présenté l'ensemble du matériel et les techniques utilisées pour arriver à déterminer l'influence de l'eau d'élevage (paramètres physicochimiques) sur la qualité microbiologique de la flore des poissons (barbeau et carpe à grosse tête) des trois compartiments : peau, chair et intestin.

Une conclusion générale.

Partie I :

Aperçus

Bibliographique

I. L'aquaculture

Généralité

L'aquaculture se trouve au carrefour des recherches biologiques et écologique ; elle concerne autant les processus de production de matières vivantes que les processus nutritifs, l'adéquation entre sites et espèces élevées et les manipulations génétiques (**Barnabe, 1991**).

On définit l'aquaculture comme étant « l'art de multiplier et d'élever les animaux et les plantes aquatiques ». Elle est donc une activité de production de diverses espèces animales et végétales, en systèmes intensifs ou extensifs dans des eaux continentales, côtières et maritimes (**Zouakh, 2016**), site on :

- La pisciculture: élevage des poissons
- L'algoculture: culture des algues
- La conchyliculture: élevage des mollusques bivalves
- La carcinoculture: élevage des crustacés
- L'échinoculture: élevage des oursins et holothurie
- L'aquarioculture: élevage des poissons d'ornement (**Chakour et Chaker, 2013**)

On admet généralement que 124 espèces de poissons sont cultivées dans le monde (**Huet, 1970**) et selon (**Schreiner, 2018**) L'aquaculture peut fournir:

- Nourriture pour les gens
- Appâts pour pêcheurs à la ligne récréatifs (**Fig. 1**)
- Poisson pour le stockage
- Plantes et animaux à usage ornemental



Fig. 1 Production des ressources halieutiques en Asie (**FAO, 2019**)

I.1. Aquaculture et FAO

La FAO reconnaît la contribution croissante de l'aquaculture à la sécurité alimentaire, en fournissant une assistance technique par le biais de la mise en œuvre du Code de conduite pour une pêche responsable, qui:

- Promeut le développement durable de l'aquaculture, en particulier dans les pays en développement, grâce à une meilleure performance environnementale du secteur, à la gestion de la santé et à la biosécurité.
- fournit des analyses et des rapports réguliers sur l'état et les tendances du développement de l'aquaculture aux niveaux mondial et régional, en partageant les connaissances et les informations.
- élabore et met en œuvre des politiques et des cadres juridiques efficaces favorisant un développement durable et équitable de l'aquaculture avec de meilleurs avantages socio-économiques (FAO, 2019).

I.2. Les avantages de l'aquaculture

Une aquaculture contrôlée peut permettre de limiter l'exploitation de certaines espèces de poissons menacées par la surpêche.

Elle permet de répondre à la demande croissante de poisson comme source de protéines (Mao, 2009).

I.3. Les inconvénients de l'aquaculture

Une pratique intensive de l'aquaculture peut entraîner une dégradation des écosystèmes marins et des côtes (mangroves, zones humides...) car elle implique souvent l'utilisation de produits chimiques (Mao, 2009).

II- L'aquaculture en Algérie

L'Algérie est le plus grand pays africain avec sa superficie de 2 381 741km², elle se caractérise par une côte maritime de 1 622 Km qui s'étend le long de la mer méditerranéenne au nord du continent africain (M.A.T.E, 2013).

Les ressources halieutiques et aquacoles dans le pays représentent un potentiel économique considérable. La zone de pêche sous juridiction nationale représente près de 9,5 millions d'hectares pour l'exercice de la pêche, et près de 100 000 ha de superficie de plans d'eaux naturels et artificiels répartie sur tout le territoire national pour l'exercice de l'aquaculture, mais aussi de la pêche continentale. Les potentialités annuelles sont estimées 5.105 tonnes par an, avec une réserve importante en différentes espèces halieutiques. Ceci est loin d'être atteint sachant que la production arrive difficilement à dépasser le seuil des 11,3 .104 tonnes/an. (M.P.R.H, 2003)



Fig. 2 Elevage en mode intensif de tilapia en Algérie (M.P.R.H, 2013)

L'histoire de l'aquaculture en Algérie remonte pour les premiers essais à plus d'un siècle, en effet plusieurs centres spécialisés ont vu le jour pour l'encadrement scientifique et technique.

Différentes opérations ont marquées l'histoire de l'aquaculture algérienne les premiers essais furent en 1880 au niveau de l'embouchure d'Arzew.

- 1982 à 1990, exploitation de l'anguille aux lacs Tonga, Oubeira et Mellah par un privé. la production annuelle moyenne était de l'ordre de 80 tonnes exporté vers l'Italie
- 1983/1984: Premiers travaux de réalisation d'une écloserie de loup au lac El mellah
- 1985/1986: Des reervoirs d'eau furent peuplés ou repeuplés en poissons importés de Hongrie: carpes royales, carpes à grande bouches, carpes herbivores, carpes argentées, sandres.
- 1987: Filière sub-surface installée par l'ONDPA
- 1989: Implantation d'une écloserie type mobile à Harreza pour la reproduction de carpes (10 millions de larves), une autre écloserie de carpes à double capacité que la première a été implantée à Mazafran
- 1991: dans le cadre de repeuplement, 6 millions d'alevins de carpes ont été lâchés dans les plans d'eau des barrages Baraka, Gargar, Meurdjet-El amel, Benaouda, Oubeira.
- Durant les années de 1921 à 1993 aucune politique durable n'a permis de promouvoir le secteur de l'aquaculture.
- 1999: Inventaires des sites aquacoles à travers le pays
- 2000: Création d'un comité national autour du sujet : Aquaculture en Algérie ; ce qui a abouti à des résultats importants du point de vue perspectives, ainsi un établissement du plan national d'aquaculture en Algérie.

- 2001: Début de la première campagne d'élevage d'alevins, ainsi qu'une exploitation plus ample de sites aquatiques à travers le territoire national (côtière, intérieure, Saharienne)
- 2002 : importation de Tilapia d'Egypte
- 2006 : importation de carpes argentées et grandes bouches de Hongrie
- 2012-2020 : des programmes du Gouvernement pour le développement du secteur de la pêche et de l'aquaculture (FAO, 1999) et (M.P.R.H, 2013).

II.2. Potentialités

II.2.1. Sites potentiels

Tableau 1: site potentiel de aquaculture en Algérie (M.P.R.H, 2013)

Pole	Zone choisie	Espèces développés	Wilaya
A	Sites littoraux, lac et oueds, barrages, zones humides, retenues collinaires, chott, étangs	Algues, loup, daurade, moule, huître, anguille, mullet, carpe, truite	Guelma, Souk-Ahras, Oum El Bouagui, Tébessa, Khenchla, Constantine
B	Lacs naturels, oueds, barrages, retenues, chott, étangs	Carpe argentée, mullet	Msila, Bordj Bou Arreridj, Sétif, Batna, Mila, Bouira
C	Sites littoraux, eau des rejets thermoélectriques, retenues	Loup, dorade, moule	Ain Defla, Médéa, Djelfa, Tissemsilt, Blida
D	Sites littoraux, lacs naturels et oueds, barrage et retenues c.	Carpe argentée, carpe royale, mullet, sandre, truite, moule	Relizane, Mascara, Tiaret
E	Sites littoraux, lacs naturels et oueds, barrage et retenues c.,étangs	Moule, carpe argentée, mullet	Sidi Bel Abbas, Saida, Naâma
F	Barrages, retenues c, ressources en eau des zones semi-arides, canaux d'irrigation	Tilapia, silure glane	Bechar, ElBayad, Adrar, Tindouf, Tamenraset
G	Sebkha, chott, ressources en eau des zones semi arides, canaux d'irrigation, retenues collinaires	Artemia, algues	Biskra, ElOued, Ouargla, Laghouat, Ghardaia, Illizi

III. la pisciculture

III.1. Définition

La pisciculture est une des branches de l'aquaculture. Spécialisée dans l'élevage de poissons, Cette aquaculture est pratiquée principalement en eau douce (86 %). C'est surtout une aquaculture vivrière, qui permettra de fournir localement des protéines animales. (Ifremer, 2012)

Les professionnels de la pisciculture sont regroupés en syndicats ou instances nationales représentatives et développent leur activité dans le cadre d'une approche respectueuse de l'environnement tout en misant sur une production de haute qualité. (Masson, 2019)

L'élevage piscicole de plus d'une vingtaine d'espèces est actuellement maîtrisé. C'est le cas de la daurade, du turbot, du saumon, de l'esturgeon (pour le caviar)...

D'autres espèces, comme le thon, ne sont pas réellement élevées, mais engraisées. En effet, on ne maîtrise pas les techniques de contrôle de la reproduction de ces espèces. Des individus sauvages sont donc capturés en pleine mer puis sont rassemblés dans des cages pour être engraisés avant d'être réellement pêchés. Les recettes mondiales de la pisciculture en 2008 enregistrées par la FAO ont totalisé 33,8 millions de tonnes d'une valeur d'environ 60 milliards de dollars américains. La pisciculture est un secteur à fort potentiel économique (FAO & Masson, 2019)

La pisciculture est une activité très diversifiée par les milieux dans lesquels elle se pratique, par ses objectifs, ses modalités de production et d'exploitation. Tout où partie du cycle biologique peut être concerné par l'élevage. Dans certains cas, la production ne portent que sur les juvéniles (Ifremer, 2012).

III.2. Les différents modes d'élevages en pisciculture

III.2.1. Mode intensif

Ce système est principalement utilisé pour les piscicultures d'eau douce. Les systèmes en circuit recirculé pour les espèces marines concernent les écloséries qui élèvent le poisson jusqu'au stade grossissement. Le système en circuit recirculé fonctionne sur le principe suivant : l'eau chargée des déchets d'élevage en sortie de bassin subit une série de traitements d'épuration avant d'être réutilisée en partie ou totalement. Cela permet ainsi de limiter la production de déchets dans le milieu naturel et également de contrôler l'intrusion de pathogènes (Ifremer, 2009).

Il existe deux types de systèmes en circuit recirculé : la pisciculture en recirculation complète ou partielle. Le degré de circulation dépend de l'espèce de poisson élevée et des composantes employées dans le traitement de l'eau. En effet, dans un circuit en recirculation complète, davantage de composantes pour le traitement de l'eau sont intégrées. Un système en recirculation complète propose un taux de recirculation variant entre 95 et 99,9 % (Bergheim et al, 2009)

III.2.2. Mode extensif



Fig. 3 Lâcher des esturgeons de 5 jours dans milieu naturel (élevage en mode extensif) (Tricoci M, 2012)

Ce mode se caractérise par une fonction de production dans laquelle l'intervention humaine se concentre sur la reproduction du cheptel. (Larkin, 1991), Cette intervention peut se faire de deux façons:

- par l'aménagement physique d'habitats particuliers: fermeture saisonnière de lagunes pour retenir les juvéniles de poissons avant leur migration vers la mer (valliculture, qui comprend d'autres interventions comme la régulation de la circulation de l'eau, l'élimination d'espèces indésirables, ou l'apport de compléments de nourriture, ...), création de frayères et de nurseries artificielles pour soutenir la reproduction de populations naturelles (saumons), captage de naissain naturel par apport de substrats pour la collecte de larves de coquillages (conchyliculture), création de niches pour les juvéniles de certaines espèces lorsque la densité des premières est limitante, ...
- par le lâcher dans le milieu naturel de juvéniles d'écloserie (Lockwood, 1991).

Les systèmes extensifs peuvent viser trois objectifs:

- Reconstitution par repeuplement de populations naturelles réduites par l'altération de leur environnement, notamment la dégradation d'habitats critiques pour la reproduction (pollutions, barrages sur les cours d'eau entravant la migration des reproducteurs, disparition ou envasement de frayères et de nurseries de poissons anadromes, ...)
- Acclimatation d'espèces ou de populations exotiques en vue de créer de nouveaux stocks plus intéressants que les indigènes;
- simple grossissement d'un cheptel par alevinage du milieu naturel, aboutissant souvent au surpeuplement. (Sogansa, 2014).

III.2.3. Mode semi-extensif

C'est un système de culture caractérisé par une production de 0,5 à 5 tonnes/ha/an, parfois une alimentation supplémentaire à base d'aliments de basse qualité, l'empoissonnement d'alevins sauvages ou produits en écloserie, l'utilisation régulière d'engrais organiques ou chimiques, une alimentation en eau par pluies

ou marées avec ou sans échange d'eau limité, un monitoring simple de la qualité de l'eau; normalement pratiqué en étangs traditionnels ou améliorés, ainsi qu'en cages, e.g. pour l'élevage de petits alevins se nourrissant de zooplancton

III.3. Pisciculture en Algérie

L'Algérie dispose d'un potentiel hydrique très important, dont la quasi-totalité reste inexploitée. Les possibilités de développement de la filière d'activité aquacole sont considérables sur les plans des ressources naturelles et humaines, l'Algérie dispose de potentialités naturelles significatives sur tout le territoire national (littoral & intérieur du pays) En outre, on note un potentiel d'environ 100 000 hectares de ressources hydriques naturelles ou artificielles à travers les 1280 km de côte que compte notre pays. (Dalila, 2007)

Les ressources hydriques se répartissent comme suit:

Tableau 2: Les ressources hydriques en Algérie (M.P.R.H, 2004)

Potentiel hydrique	Localisation	Superficie	Type d'exploitation
Sites littoraux	Bande côtière	500	Intensif, conchyliculture
Embouchures d'Oued		8000	Elevage en eau saumâtre
Barrage retenues collinaires	32-32% à l'est 41-44% à l'ouest 26-19% au nord 1-5% au sud	50000	Aquaculture en cages flottantes Production intensives en bassins
Marraïns	Fetzara & Tonga à l'est, Lac Macta à l'ouest	15000	Zone de pêche d'alevins d'espèces euryhalines
Les sebkhas	Bethioua merouan	3000	Approvisionnement en artemia
Zones semi-arides	Chott Ech cherghi, Oued ghir	20000	Pisciculture
Lacs	El Mellah, Oubeira, Tonga Taref Tamelah à Bejaia	865,2200 2000 40	Pisciculture, conchyliculture
Eaux de forages			Exploitation aquacole

III.3.1. Potentiel biologique

L'Algérie dispose d'un potentiel biologique tant considérable que diversifié. Il est important de signaler que l'Algérie demeure l'un des rares pays en méditerranée à disposer de ressources halieutiques à très hautes valeur marchande très prisées par les consommateurs étrangers.

- Les poissons nobles tels que : mérou, dorade, thon rouge, espadon...

- Les crustacés tels que : crevettes royales, langoustines, langoustes

- Les céphalopodes tels que : poulpes, seiches, calmars

- Les algues (600 espèces), le zooplancton...

A l'heure actuelle des connaissances, plus d'une vingtaine d'animaux aquatiques peuvent développer une aquaculture d'appoint (**Karali et Echikh, 2004**). Il existe différents types d'élevages selon les espèces envisageables en Algérie :

❖ Les espèces pouvant être élevées en mode extensif :

- **En eau douce** : carpe, tilapia, mullet, sandre, black-bass

- **En eau saumâtre** : mullet, bar, sole, daurade

❖ Les espèces pouvant être élevées en mode semi-intensif à intensif en cages flottantes :

- **En eau douce** : Carpe

- **En eau de mer** : Bar, daurade

❖ L'élevage intensif en bassins construits en dures :

- Loup, daurade, turbot.

❖ La conchyliculture :

- En filière : Huîtres, moules, palourdes... (**Ministère de la pêche, 2004**)

Tableau 3: Liste des espèces existant en Algérie pouvant faire l'objet d'élevage aquacole (**Ministère de la pêche, 2004**)

Nom scientifique	Nom vernaculaire	Nature du Milieu	Régime alimentaire	Origine
Cyprinus carpio	Carpe commune	Eau douce	Omnivore	Chine
C.c.Var specularis	Carpe royale	Eau douce	Omnivore	Chine

Ctenopharyngodonidella	Carpe herbivore	Eau douce	Herbivore	Chine
Barbus barbus	Barbeau	Eau douce	Omnivore	Autochtone
Anguilla anguilla	Anguille	Eau saumâtre	Carnivore	Autochtone
Mugil cephalus	Mulet	Eau Saumâtre	Herbivore	Autochtone
Tilapia nilotica	Tilapia	Eau douce	Microphage	Nil (Egypte)
Micropterus salmoides	Black bass	Eau douce	Carnivore	Allochtone
Dicentrarchus labrax	Loup	Eau de mer	Carnivore	Autochtone
Salmon gardneiri	Truite	Eau douce	Carnivore	Autochtone
Alburnus alburnus	Ablette	Eau douce		Allochtone
Exos lucius	Brochet	Eau douce	Carnivore	Autochtone
Lucioperca lucioperca	Sandre	Eau douce	Carnivore	Hongrie
Pagrus aurita	Dorade	Eau de mer	Carnivore	Autochtone
Leuciscus rutilus	Gardon	Eau douce	Carnivore	Autochtone
Tinca tinca	Tanche	Eau douce	Carnivore	Autochtone
Solea solea	Sole	Eau de mer	Carnivore	Autochtone
Leuciscus cephalus	Chevaine	Eau douce	Omnivore	Allochtone
Siluris glanis	Poisson chat	Eau douce	Carnassier	Europe
Mytilus galloprovincialis	Moule Méditerranéenne	Eau de mer	Phytoplanctonophage et suspensivore	Autochtone
Ostrea edulis	Huître plate	Eau de mer	suspensivore	Autochtone
Crassostrea gigas	Huître creuse	Eau de mer	suspensivore	Autochtone
Venerupis aurea	Palourde jaune	Eau de mer	Phytoplanctonophage et suspensivore	Autochtone

III.3.2. Technologie et organisation institutionnelle

Technologie

En matière de technologie aquacole, l'Algérie ne dispose pas d'un important héritage, et le peu d'infrastructures réalisées depuis 1937 jusqu'à l'heure actuelle n'a fait l'objet d'aucune mise en valeur ni d'une exploitation conséquente mais plutôt laissé pour compte, comme le montrent les cas suivantes: (**Karali et Echikh, 2004**)

- La station d'alevinage du Ghrib
- La station du Mazafran, et l'écloserie de cette station
- L'unité de fumage d'anguille au niveau du lac Oubeira
- L'écloserie de loup au niveau du lac El Mellah
- Ecloserie de type mobile de Harriza
- Structure établie par l'ONDPA en vue d'une conchyliculture : « soucoupe balastable »
- Des essais de culture de moules sur des filières ; îles de Sandja
- L'exploitation selon les systèmes de tables conchylicoles pour l'élevage des moules reste non optimisée au niveau du lac El Mellah.

Toutefois, patrimoine pouvait constituer une bonne assise pour le développement d'une aquaculture productive en Algérie s'il avait été soumis à une bonne gestion.

Il reste à noter que le développement de l'aquaculture ne se limite pas uniquement à l'acquisition de moyens techniques mais encore plus à la maîtrise de la technologie aquacole qui fait défaut à la formation dispensée dans les institutions.

III.3.2.1. Tutelle du secteur des pêches de 1962 à 2004

- 1962 – 1979 : Sous-direction, au niveau du Ministère du transport
- 1979 – 1982 : Secrétariat d'Etat à la pêche, au niveau du Ministère de l'Agriculture et de la pêche
- 1987 – 1988 : Deux Directions au niveau du Ministère de l'Hydraulique
- 1989 – 1990 : Sous-direction au niveau du Ministère de l'Agriculture
- 2000 – 2004 : Ministère de la pêche et des ressources halieutiques
- 1990 : Création de l'ANDP (Agence Nationale de Développement de la pêche), puis son évolution en direction générale des pêches (DGP) : Direction Générale des Pêches, constitue l'autorité nationale en matière d'administration et de développement du secteur.

- 1993 : Création du CNDPA : Centre National d'Etudes et de Documentation pour la Pêche et l'Aquaculture, établissement à caractère administratif, conseillé technique du Ministère.
- ONDPA : Office National du Développement de la Pêche et l'Aquaculture, créée en 1985, elle a pour objet l'exploitation, et le développement des activités aquacoles.
- ITPA : Institut des Techniques de Pêche et d'Aquaculture
- ISMAL : Institut des Sciences de le Mer et de l'Aménagement du Littoral, crée en 1983.
- Septembre 2002: Création de la Chambre de Pêche et d'Aquaculture de la Wilaya d'Alger (Zeralda) : établissement public à caractère industriel et commercial, doté de la personnalité morale et de l'autonomie financière.

Pour un meilleur encadrement de la profession, quelques associations ont vu le jour, dont

- Association Algérienne des Aquaculteurs

- Association des Aquaculteurs de l'Ouest

IV. Les espèces élevées au barrage de Sidi M'hamed Ben Taiba à titre d'expérimentation

IV.1. Le Barbeau

Le barbeau (*Barbus barbus*) (**Fig4**) est le poisson le plus commun et le plus abondant dans les eaux continentales du Maghreb (**Mouslih, 1984**), le barbeau fluviatile était un poisson recherché pour améliorer le repas ordinaire des paysans. Un poisson plein d'arêtes qui améliorerait malgré tout le quotidien mais il est vrai que son intérêt gastronomique est limité. C'est pourquoi il fut renié des pêches alimentaires dès le début du XXème siècle.

Règne : Animalia

Embranchement : Chordata

Classe : Actinopterygii

Ordre : Cypriniformes

Famille : Cyprinidae

Nom vernaculaire : Barbeau fluviatile, barbeau commun, barbarin, barbe, barbelat, barbet, barbette, barbeü, barbillon, barbot, barboti, boquillon, coquillon, drenek, durgan, goujon barbet, moustachu, sourd.



Fig. 4 Poisson Barbeau (*Barbus barbus*). (Fédération nationale de la pêche en France)

IV.1.2. Description générale du Barbeau

Le barbeau possède un corps allongé, son dos est légèrement bombé brun-vert, les flancs sont dorés, avec un ventre blanc. La caudale, l'anale ainsi que les pelviennes sont orangées. La tête est longue, et la bouche infère est bordée d'épaisses lèvres charnues et portent 4 barbillons sur la lèvre supérieure. Les écailles sont de taille moyenne (55 à 65 le long de la ligne latérale). Sa nageoire dorsale porte 7 à 11 rayons, le plus long est ossifié et dentelé sur son bord postérieur.

Sa taille varie de 30 à 100cm et son poids max est de 12 kg. (A.P.A.S.M.C, 2010)

IV.1.3. Reproduction du barbeau

Le frai a lieu entre mai et juillet. La tête et le dos des mâles se recouvrent de boutons de frai (points/tubercules blancs). Les barbeaux se réunissent en grands bancs et remontent le fleuve. La ponte a lieu sur un fond de gravier ou de pierres. La femelle pond de 3 000 à 9 000 œufs (12 500 œufs / kg de la mère) de 2mm.

Les œufs sont légèrement toxiques (Ils étaient utilisés autrefois comme vomitif). Ils sont collés aux pierres mais peu à peu, ils sont emportés par le courant. Ils éclosent au bout de 10 à 15 jours. Les alevins dotés d'une vésicule ne se mettent à la recherche de nourriture que quand cette vésicule est résorbée. Ils mangent la toute petite faune du fond.

La maturité sexuelle est atteinte après 4 à 5 ans. (Corolla et Kupfer, 2014)

IV.1.4. Régime alimentaire

Omnivore à prédominance carnée ; son repas est composé de plancton, de graines, de céréales, de larves d'insectes, d'écrevisses, de vers d'eau divers, de gammarus, de petits mollusques et des œufs d'autres poissons. (Lauren, 2015)

IV.1.5. Habitats

Le barbeau apprécie les cours d'eau limpides et beaucoup oxygénés tels que la truite. Il se déplace en bancs dans les zones à très courant fort. C'est un poisson d'eau douce qui vit en général dans les fonds caillouteux comme le goujon. Aimant fouiller le fond à la recherche de nourriture, il lui arrive d'ingurgiter des crustacés ou des petites larves d'eau douce.

Le barbeau est un poisson qui vit au fond des eaux comme le poisson-chat, le silure, la breme et le goujon. Le barbeau se tient au fond dans les zones de courant. Il aime les secteurs de courant moyen, au fond caillouteux et sableux. La fraie de ce poisson d'eau douce se déroule de mai à juillet selon la température de l'eau. La femelle pond plusieurs milliers d'oeufs qui collent graviers. Ses oeufs sont toxiques. (Valentin, 2018)

IV.1.6. Conseils d'expert

Le barbeau fluviatile affectionne particulièrement les fonds recouverts de cailloux, galets, gros blocs, enrochement, sable, avec une alternance de courants et de profondeurs qui sont à même de lui fournir sa nourriture journalière.

Sa répartition géographique est assez large mais il semble cependant rare dans le Nord et l'Ouest ainsi que le long des façades maritimes.

Son poids moyen varie entre 1,5 et 4 kg, pour une quarantaine de centimètres.

Mais certains spécimens peuvent atteindre le mètre, pour 7 kg et plus, vous rendant totalement impuissant face à leur départ si vous avez la chance d'en ferrer un.

La durée de vie de ce poisson est évaluée à une vingtaine d'années (Lauren, 2015).

IV.2. Carpe a grosse tête



Fig. 5 Poisson de la Carpe a grande bouche (*Hypophthalmichthys nobilis*)

Très proche de la Carpe argentée. La Carpe a grosse tête (*Hypophthalmichthys nobilis*) est un poisson filtreur (tamiseur) mais son appareil filtreur n'est pas aussi fin que celui de la Carpe argentée. C'est également un poisson se nourrissant en pleine eau, prélevant sa nourriture dans la masse des eaux libres (son habitat) des étangs. Son alimentation habituelle comprend des animaux planctoniques (zooplancton) ainsi que des algues de plus

grosse taille (phytoplancton). Il a été constaté que dans les bassins contenant un nombre suffisant de Carpe à grosse tête, il ne se développe jamais de “fleurs d’eaux” d’algues bleu-vert; en contrôlant le développement des algues bleu-vert, la Carpe à grosse tête se révèle un poisson d’accompagnement extrêmement utile en élevage piscicole, bien que jusqu’à un certain point elle entre en compétition avec la Carpe commune, en ce qui concerne le zooplancton. La nourriture de la larve de Carpe à grosse tête est identique à celle des larves de Carpe herbivore et de Carpe argentée. (Woynarovich, 1982).

IV.2.2. Description

La Carpe à Grosse Tête possède une grosse tête sans écailles ainsi qu’une bouche terminale sans dents. La carpe à grosse tête n’a pas de barbillons (les appendices ressemblant à des moustaches que l’on remarque sur les coins de la bouche). Ses yeux se trouvent sous la ligne centrale de son corps. Sa partie supérieure est grisâtre alors que son ventre est couleur crème. Son dos et ses flancs sont couverts de taches grises et noires et ses écailles sont petites et courbées. Similaire à la carpe argentée, la carpe à grosse tête possède toutefois un corps habituellement un peu plus large. (Nasekar & Bogutskaya, 2011).

Contrairement à celles de la carpe argentée, les branchiospines de la carpe à grosse tête ne sont pas fusionnées et ont plutôt l’apparence d’un peigne. Elles sont adaptées pour les usages généraux, pour la filtration de zooplancton et de certains phytoplanctons, les animaux et plantes microscopiques dont la carpe se nourrit principalement. Chaque carpe peut atteindre un poids de plus de 40 kilogrammes et une longueur de plus de 1,5 mètre, et vivre jusqu’à 16 ans. La carpe à grosse tête et la carpe argentée peuvent frayer ensemble. (Naseka & Bogutskaya, 2011)

IV.2.3. Écologie

La carpe à grosse tête est un puissant filtre-filtre à large spectre alimentaire qui se développe rapidement et se reproduit rapidement (Xie & Chen, 2001), ce qui fait de cette espèce un puissant concurrent.

Le régime alimentaire de cette espèce recoupe celui des espèces de planctonivores (poissons et invertébrés) et, dans une certaine mesure, celui des juvéniles de pratiquement tous les poissons indigènes. On pense que les carpes à grosse tête épuisent les stocks de plancton des poissons larvaires et des moules indigènes (Laird, 1996). Les carpes à grosse tête n’ont pas de véritable estomac, ce qui les oblige à se nourrir presque continuellement (Henderson, 1976).

Les carpes à grosse tête femelles atteignent la maturité sexuelle à trois ans, tandis que les mâles peuvent atteindre la maturité sexuelle en deux ans; Cependant, cela varie de manière significative avec les conditions environnementales changeantes (Huet, 1970) et (Kolar *et al*, 2007).

Les carpes à grosse tête ne fraient que dans les grandes rivières turbulentes et on pense qu’un hydrogramme en hausse (crue) est un indice de frai principal (Kolar *et al*, 2007). La fécondité augmente avec l’âge et le poids corporel et est directement liée au taux de croissance (Verigin *et al*, 1990).

Dans son aire de répartition naturelle, la carpe à grosse tête a une fécondité allant de 280 000 à 1,1 million d'œufs. En Amérique du Nord, la fécondité variait de 4 792 à 1,6 million d'œufs (**Kipp et al, 2011**). La carpe à grosse tête produit des œufs semi-flottants qui nécessitent du courant pour les empêcher de couler jusqu'au fond (**Soin & Sukhanova, 1972**) et (**Pflieger, 1997**).

IV.2.4. Taille

La carpe à grosse tête atteint la maturité en deux à trois ans. Elle peut généralement peser jusqu'à 18 kg, mais elle peut atteindre 40 kg pour 1.4 m (ce qui est rare).(**Nico & Fuller, 2019**)

IV.2.5. Système de production

A cause des caractéristiques de la carpe à grosse tête, les systèmes d'élevage utilisés sont limités. La culture extensive en eau ouverte et les étangs pour la polyculture sont les principaux systèmes utilisés. Le plus important facteur impliqué dans la production de la carpe à grosse tête est un apport suffisant de juvéniles de qualité. Comparativement, il est plus difficile de reproduire la carpe à grosse tête que d'autres poissons, ceci est dû au lent développement de leurs gonades. Il est aussi difficile de produire des fingerling de grande taille, à cause de leur lente croissance pendant les premiers stades de développement (**FAO, 2019**).

IIV. Anatomie et microflores du poisson

IIV.1. Anatomie du poisson

Les poissons sont généralement définis comme des vertébrés aquatiques utilisant des branchies pour extraire l'oxygène de l'eau et disposant de nageoires comprenant un nombre variable d'éléments, appelés rayons, qui en constituent l'armature (**Thurman & Weber, 1984**).

Cinq classes de vertébrés comprennent des espèces que l'on peut appeler poisson, mais seulement deux de ces groupes - les requins et raies et les poissons à arêtes - sont généralement importants et largement répandus dans le milieu aquatique. La **Figure 6** montre les liens au cours de l'évolution, entre les divers groupes de poissons.

Les poissons sont les plus nombreux des vertébrés avec au moins 20 000 espèces connues et plus de la moitié (58 %) vivent dans le milieu marin. Ils sont plus répandus dans les eaux chaudes et tempérées des plateaux continentaux (quelques 8 000 espèces). Dans les eaux froides polaires on trouve environ 1 100 espèces. Dans l'environnement pélagique des océans, bien loin de l'effet des terres, on ne trouve que 225 espèces. Curieusement, dans la zone méso-pélagique plus profonde du milieu pélagique (entre 100 et 1 000 m de profondeur) le nombre des espèces augmente. Il y a environ 1 000 espèces de poissons dans la zone comprise entre surface et abyssal (**Thurman & Weber, 1984**).

Classer tous ces organismes dans un système n'est pas tâche facile mais le taxonomiste regroupe les organismes en unités naturelles qui reflètent les relations de l'évolution. La plus petite unité est l'espèce. Chaque espèce est identifiée par un nom scientifique en deux parties : le genre et l'épithète spécifique (nomenclature binominale). Le nom du genre commence toujours par une majuscule et les deux sont en italique. Par exemple, le nom scientifique (espèce) du dauphin commun est *Delphinus delphis*. Le genre est une catégorie qui comprend une

ou plusieurs espèces tandis que l'étape suivante dans la hiérarchie est la famille qui peut comprendre un ou plusieurs genres. Ainsi le système hiérarchique complet est: Règne: Phylum: Classe: Ordre: Famille: Genre: Espèce (**Huss, 1999**).

L'utilisation de noms courants ou vernaculaires prête souvent à confusion car les mêmes espèces peuvent avoir différents noms dans différentes régions ou inversement le même nom est attribué à plusieurs espèces différentes ayant parfois des caractéristiques technologiques différentes. Comme point de référence, le nom scientifique devrait, par conséquent, être indiqué, dans toutes les publications ou rapports, la première fois qu'une espèce particulière est désignée par son nom courant. Pour plus d'information, le lecteur est invité à consulter l'ouvrage du Conseil International pour l'Exploration de la Mer "Liste des noms des Poissons et Coquillages" (**ICES, 1996**); le "Dictionnaire Multilingue des Poissons et Produits de la Pêche" préparé pour l'Organisation pour la Coopération et le Développement Economique (**OCDE, 1990**) et le "Dictionnaire Multilingue Illustré des Animaux et Plantes Aquatiques" (**Commission des Communautés Européennes, 1993**).

La classification des poissons en cartilagineux et osseux (les poissons sans mâchoires présentant peu d'intérêt) est importante du point de vue pratique du fait que ces groupes de poissons s'altèrent de façon différente et présentent des compositions chimiques différentes (**FAO, 1999**).

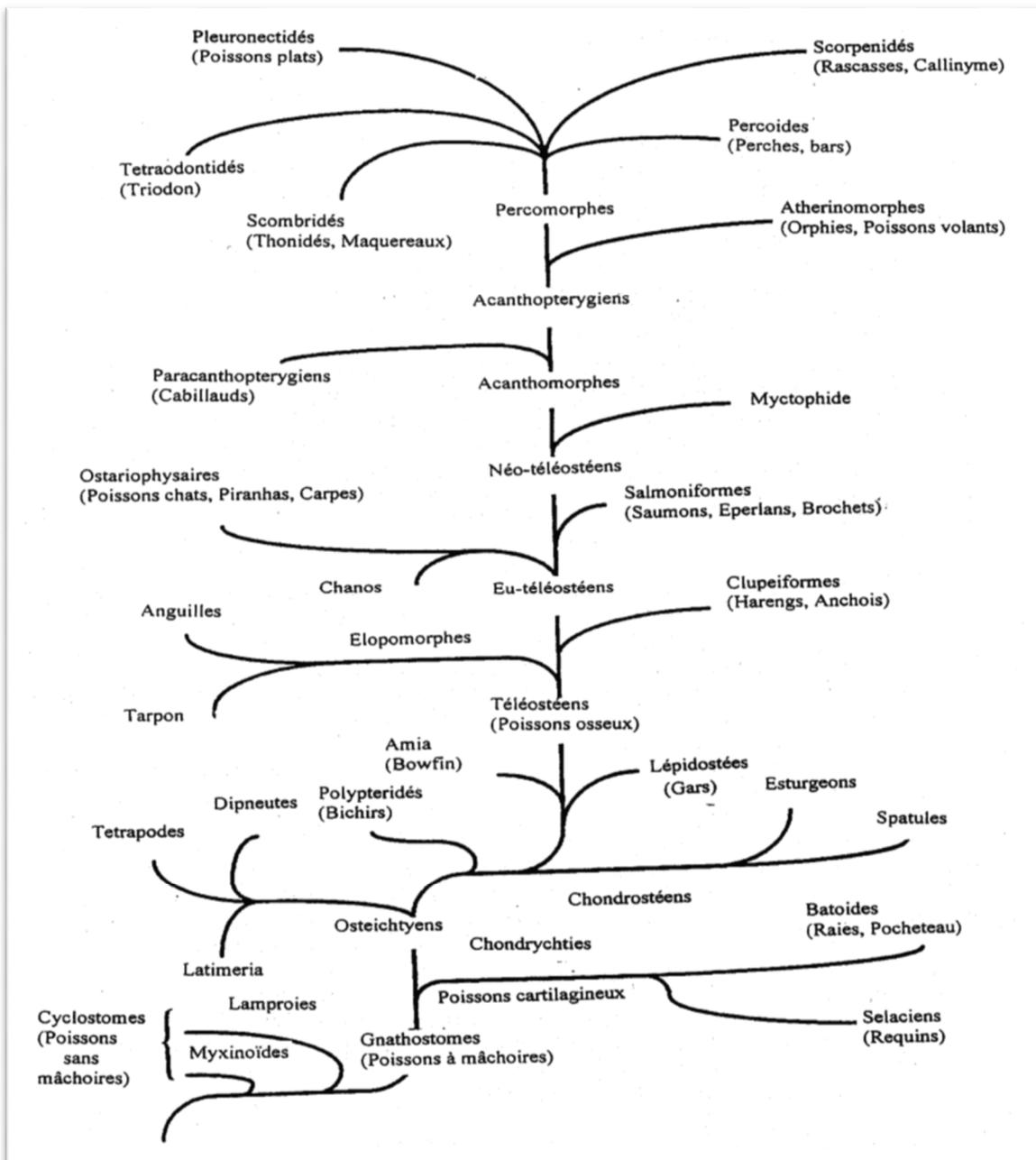


Fig. 6 Arbre phylogénétique simplifié des poissons. (Des exemples de poissons comestibles sont indiqués entre parenthèses) par leur nom courant en français. (Bonde, 1994)

IV.1.2. Le squelette des poissons

Vertébrés, les poissons ont une colonne vertébrale (l'arête centrale) et un crâne. L'arête centrale va de la tête à la nageoire caudale et est composée de vertèbres. Les vertèbres sont peu spécialisées, très semblables les unes aux autres. Chacune porte, dans la région caudale, une apophyse dorsale et une épine ventrale, le tout marquant nettement le plan médian du corps. Ces vertèbres ont des développements latéraux qui portent les côtes (FAO, 1999).

Les côtes, les arêtes sont des baguettes fibreuses, plus ou moins calcifiées, acérées, qui sont noyées dans les masses musculaires. Le crâne est formé de nombreuses pièces imbriquées, auxquelles sont fixées les mâchoires. L'appareil qui supporte les branchies et la langue sera réduit chez nous à l'os hyoïde. La ceinture scapulaire est soudée au crâne ; il n'y a pas de bassin, pas de sternum.

IIV.1.3. La peau des poissons

Les poissons sécrètent un mucus visqueux qui favorise leur glissement dans l'eau (Muus & Dahlstrom, 1991) et les protège des infections et des parasites. L'intégrité de cette peau muqueuse est essentielle à la régulation aqueuse du corps. On sait que l'anguille essuyée pour enlever la couche de mucus meurt sous l'effet du sel de l'eau de mer

IIV.1.4. Les muscles

L'anatomie des muscles du poisson est différente de celle des animaux terrestres : les poissons n'ont pas de tendons qui relient les muscles au squelette. Le poisson a des cellules musculaires disposées parallèlement reliées à des gaines de tissu conjonctif qui sont accrochées au squelette et à la peau : ce sont les myotomes (konig, 2019).

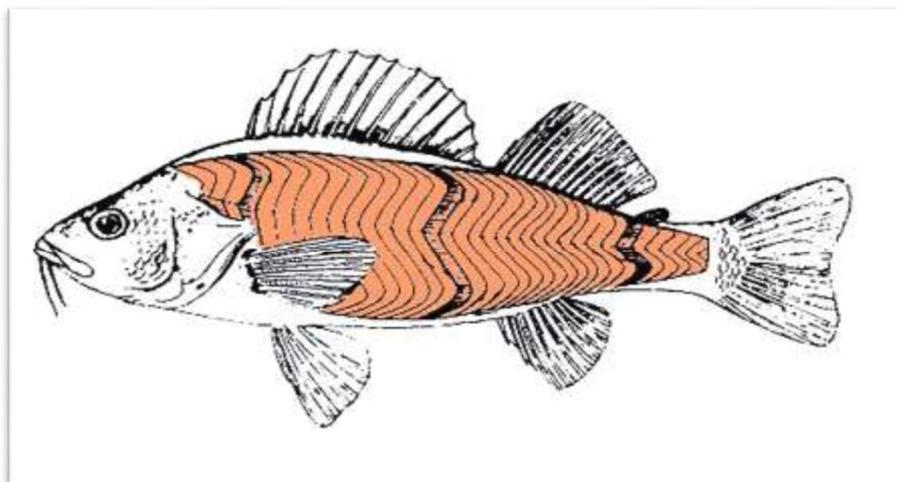


Fig. 7 Muscle du poisson (en orange)

La masse musculaire du poisson constitue les filets. Cette anatomie convient aux mouvements de flexion nécessaires à la propulsion du poisson.

Le tissu musculaire du poisson est composé de muscles striés. La cellule musculaire est formée de sarcoplasme contenant des noyaux, des grains de glycogène, des mitochondries et des myofibrilles. La gaine de tissu conjonctif est appelée « sarcolemme ». Le gros du tissu musculaire est blanc (source d'énergie : glycogène), mais certains poissons grands nageurs peuvent avoir des muscles sombres (le thon par exemple) avec des niveaux élevés de lipides de mitochondries (métabolisme aérobie) et de myoglobine.

La couleur rougeâtre de la chair du saumon est due à un caroténoïde : l'astaxanthine que ne peut synthétiser le poisson ; il se la procure dans son alimentation. Dans l'élevage, l'astaxanthine est inclus dans la nourriture

IV.1.5. Système cardiovasculaire des poissons

Le système cardiovasculaire est d'un intérêt considérable pour le technologiste du poisson du fait qu'il est important, chez certaines espèces, de saigner le poisson (c'est-à-dire d'éliminer la plus grande partie du sang) après sa capture.

Le cœur du poisson est construit pour une circulation unique (**Fig. 8**). Dans les poissons osseux, il consiste en deux alvéoles contiguës pompant le sang veineux vers les branchies via l'aorte ventrale.

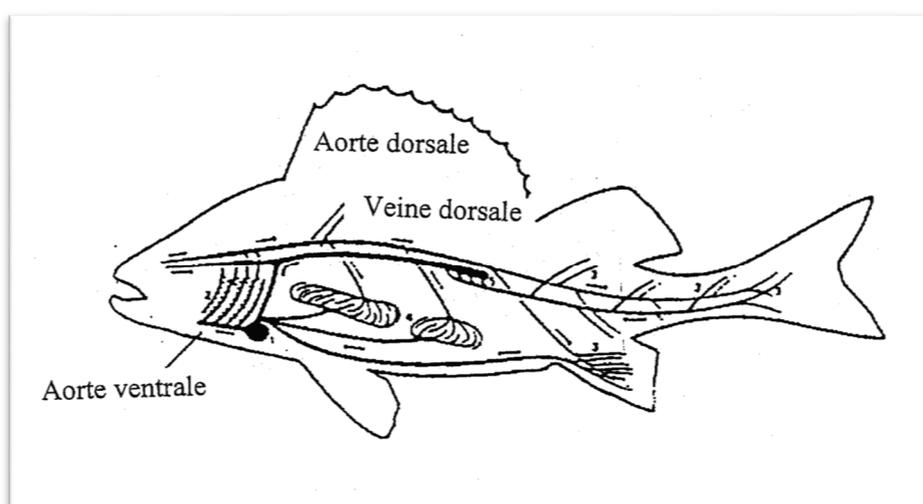


Fig. 8 Circulation sanguine dans le poisson (Eriksson & Johnson, 1979)

Note :

- Le cœur pompe le sang vers les branchies
- Le cœur pompe le sang vers les branchies.
- Le sang est aéré dans les branchies.
- Le sang artériel est diffusé dans les capillaires où se situe le transfert de l'oxygène et des aliments aux tissus environnants.
- Les éléments nutritifs provenant des aliments ingérés sont absorbés au travers des intestins, ensuite transportés vers le foie et plus tard diffusés dans le sang à travers tout le corps.
- Dans les reins, le sang est "purifié" et les déchets sont rejetés par l'urine.

Après avoir été aéré dans les branchies, le sang artériel est collecté dans l'aorte dorsale qui court juste en-dessous de la colonne vertébrale et, de là, il est véhiculé vers les différents tissus par les capillaires. Le sang

veineux revient au cœur, coulant dans les veines de plus en plus larges (la plus importante est la veine dorsale qui est également située sous la colonne vertébrale). Les veines se rassemblent toutes dans un seul vaisseau sanguin avant d'arriver au cœur. La quantité totale du sang dans le poisson est de 1,5 à 3 % du poids du corps, dont la plus grande partie est contenue dans les organes internes alors que les tissus musculaires, qui constituent les deux tiers du poids du corps, ne contiennent que 20 % du volume sanguin. Cette distribution ne varie pas durant l'activité car les muscles blancs, en particulier, ne sont pas très vascularisés.

En clair, la circulation unique du sang chez le poisson est fondamentalement différente du système circulatoire des mammifères (**Fig. 9**), où le sang passe deux fois par le cœur et est propulsé dans le corps sous haute pression due aux contractions du cœur.

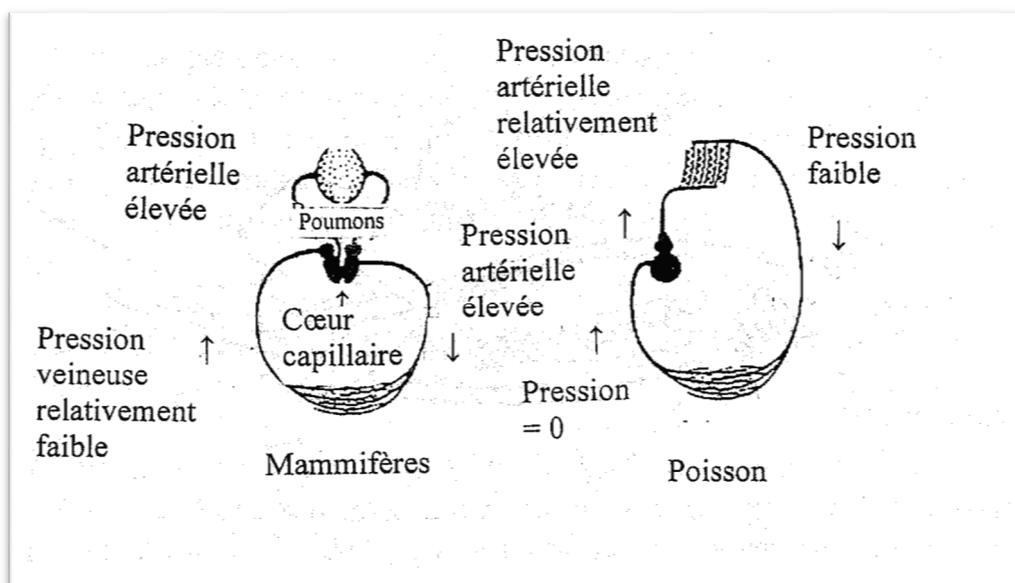


Fig. 9 Circulation sanguine chez les poissons et les mammifères (Eriksson & Johnson, 1979).

Chez le poisson, le cœur ne joue pas un rôle important dans le retour du sang des capillaires vers le cœur. Ceci a été confirmé par des recherches où on a examiné l'impact de différents procédés de saignée sur la couleur des filets de cabillaud. On n'a pas trouvé de différence entre le fait de saigner le poisson en lui coupant la gorge en avant ou en arrière du cœur avant l'éviscération. Le fait de ne pas saigner le poisson, préalablement à l'éviscération, n'a pas non plus créé de différence.

Dans certaines pêcheries, il est important de saigner le poisson si on veut obtenir un filet uniformément blanc. Pour y parvenir, un certain nombre de pays ont recommandé de saigner le poisson environ 15 à 20 minutes avant l'éviscération. Ceci signifie que la saignée et l'éviscération doivent être réalisées en deux opérations distinctes et que des équipements spécifiques (bacs de saignée) doivent être disposés sur le pont. Ceci complique le travail (deux opérations au lieu d'une), crée une perte de temps pour l'équipage et augmente l'attente avant le refroidissement du poisson.

Plusieurs chercheurs ont posé la question de la nécessité de traiter le poisson en deux temps comprenant une période spéciale de saignée (**Botta et al, 1986; Huss et Asenjo, 1977; Valdirmasson et al, 1984**). Il semble qu'un accord général se dégage sur les points suivants:

La saignée semble plus affectée par le temps passé à bord avant saignée/éviscération que par la procédure saignée/éviscération elle-même.

La meilleure saignée est obtenue sur du poisson vivant, mais il est très important de couper le poisson avant qu'il n'entre dans la rigor mortis car ce sont les contractions musculaires qui chassent le sang des tissus.

Il y a désaccord sur la façon de saigner. **Huss et Asenjo (1977)** ont trouvé que la meilleure saignée était obtenue par coupure profonde de la gorge comprenant l'aorte dorsale mais ceci n'a pas été confirmé par les travaux de **Botta et al (1986)**. Ce dernier recommande également d'inclure une période de saignement (méthode en deux temps) quand il s'agit de poisson vivant (capturé par madrague, nasse, senne, palangre ou turlutte) tandis que **Valdimarsson et al. (1984)** trouvent que la qualité du cabillaud mort (4 heures après avoir été hissé à bord) se trouvait légèrement améliorée en utilisant la méthode en deux temps. On doit cependant souligner que l'effet de la saignée doit être comparé aux avantages d'une manutention efficace et rapide conduisant à un refroidissement rapide des prises.

IV.1.6. Le système interne digestif chez le poisson

Les systèmes digestifs des poissons sont aussi divers que leur alimentation. En général, le tube digestif est relativement plus court chez les carnivores. L'estomac est souvent composé de plusieurs compartiments spécialisés. Des structures anatomiques particulières, les cæcums pyloriques peuvent être observés chez beaucoup d'espèces. Ces extensions anatomiques allongées compensent la taille modeste du tube digestif en augmentant la surface de la muqueuse intestinale et la capacité d'absorption des nutriments (**Cardenas, 2015**).

IV.1.7. Système nerveux (y compris l'urophyse)

L'étude du système neuro-sécréteur caudal (l'urophyse) en est un exemple. L'urophyse est un organe endocrine semblable à l'hypophyse. Elle produit des hormones qui influent sur le rôle des tubules rénaux et sur plusieurs organes osmorégulateurs. Chez plusieurs espèces de poissons, l'organe est facilement visible et se présente sous forme de lobe ou de renflement vers le bas de la moelle épinière, près de la queue. Chez les salmonidés cependant, le système est incorporé à la moelle épinière et il peut ou non produire un léger renflement de cette dernière. De telles différences visibles de structure macroscopique ne produisent pas de différence apparente de fonction (**Fridberg & Bern, 1968; Berlind, 1973**).

D'anciens travaux traitant de l'anatomie générale comprennent des illustrations du cerveau, mais non des nerfs périphériques (**Agassiz & Vogt, 1845; Harmer & Shipley, 1904; Parker & Haswell, 1963**). On connaît à peine l'existence de la portion autonome (autrefois appelée «sympathique») du système nerveux (**Bernstein, 1970; Campbell, 1970**). Mais, comme les systèmes nerveux se ressemblent beaucoup chez les divers groupes de vertébrés, on peut souvent appliquer aux salmonidés des connaissances acquises sur d'autres espèces. On se rendra compte toutefois des limites de telles extrapolations en lisant l'étude de la fonction du cerveau antérieur préparée

par **Aronson (1967)**. **Rao (1967)** examine le peu de différence anatomique qu'on peut trouver chez des espèces étroitement apparentées ayant des comportements très différents.

IIV.1.8. Système excréteur

Les reins sont des bandes de tissus rouge sombre. Chez le poisson d'eau douce, l'eau pénètre à travers les tissus perméables (peau, branchies, etc.) par osmose, pénétration qui est compensée par une extraction équivalente au niveau des reins. Les poissons de mer plongés dans une eau beaucoup plus salée que leur sang rejettent du sel par les branchies.

Les poissons n'ont pas de glandes sudoripares. Mais l'excrétion peut se produire sous forme de cristaux, et leur aspect argenté résulte en partie du dépôt de telles substances dans des chromatophores. Ces déchets colorés qui sont des pigments peuvent avoir des fonctions importantes, par exemple de camouflage (aspect argenté, changement rapide de couleur...) (**konigue, 2019**).

IIV.2. Flore bactérienne du poisson

Les micro-organismes se trouvent sur toute la surface externe (peau et branchies) et dans les intestins des poissons vivants et fraîchement pêchés.

Donc on peut distinguer la flore du poisson en deux types :

- la flore de surface des poissons de l'eau de mer est constituée par des bactéries appartenant aux genres *Pseudomonas*, *Achromobacter*, *Aeromonas*, *Flavobacterium*, *Serratia*, *Sarcina*, *Prouteus*, *Vibrio*, *Bacillus*, *Corynebacterium* ... (**Guiraud, 2003**).
- la flore intestinale rencontrée dans les poissons ; sont des bactéries de genre :

Achromobacter, *Pseudomonas*, *Flavobacterium*, *Vibrio*, *Escherichia*, *Clostridium* ...etc (**Guiraud, 2003**).

Cependant le poisson pêché dans des eaux propres et froides a une charge bactérienne plus faible. Selon leurs intervalles de température de croissance les bactéries psychrotrophes (supportant le froid) sont capables de se développer à 0 °C avec un optimum vers 25 °C. Les psychrophiles (aimant le froid) possèdent une température maximale de croissance aux environs de 20 °C. Les mésophiles concernent des poissons des eaux plus chaudes.

La microflore des poissons d'eaux tempérées est dominée par les bactéries psychrotrophes à Gram négatif *Pseudomonas*, *Moraxella*, *Acinetobacter*, *Shewanella* et *Flavobacterium*.

Les membres de la famille des vibrionacés (*Vibrio* et *Photobacterium*) et des aeromonodacés (*Aeromonas spp.*) sont aussi des bactéries courantes de la flore du poisson. Des bactéries à Gram positif comme *Bacillus*, *Micrococcus*, *Clostridium*, *Lactobacillus* et *corynéformes* peuvent être trouvées en quantités variables. Les *Aeromonas* sont typiques des poissons d'eaux douces.

Dans les eaux polluées, on peut trouver des charges élevées d'Enterobacteriaceae. On a constaté que *Escherichia coli* et *Salmonella* peuvent survivre très longtemps dans les eaux tièdes et, une fois introduites, peuvent devenir indigènes (**Fujioka et al, 1988**).

La chair du poisson sain, vivant ou fraîchement pêché est stérile car le système immunitaire du poisson empêche les bactéries de se proliférer dans sa chair. À la mort du poisson, le système immunitaire s'effondre et les bactéries peuvent proliférer librement. Le poisson s'altère à des vitesses variables. Les bactéries du poisson pêché dans les eaux tempérées entreront dans la phase de croissance exponentielle presque immédiatement après la mort du poisson (Konig, 2019).

IV.3. Pathologie microbienne des poissons

La mise en place des élevages de poissons a été suivie par l'apparition d'une pathologie infectieuse d'origine bactérienne. La plupart des genres et les maladies les plus rencontrées sont citées dans les tableaux

Tableau 4: Récapitulatif des pathologies microbiennes des poissons dues aux bactéries à Gram négatif

Famille	Espèce	Maladie	Habitat	Organe cible	Pathologie	Couleur	Références
Entérobactéria Ceae	<i>Yersinia ruckeri</i>	Yesiniose	-Eau et Poisson	bouche	Entérosepticémie hémorragique		(Vigneulle, 1986; SCHmidt et al, 2000)
	<i>Edwardsiella Tarda</i>		-Eau polluée -Poisson	-Foie -Rein -Muscle	-Nécrose du foie et rein -Lésion cutanée		(Roberts, 1979; Balebona et al., 1998; Grégory et al, 2001)
Vibrionaceae	<i>Vibrio Anguillarum</i>	Vibriose « peste rouge »	-poisson -Eau de mer -invertébrés	Peau Rate et reins Branchie	-Ulcération peau -Nécrose -Hémorragie focale	Sombre	(Vigneulle, 1986 ; Benkahla et al, 2006; Grégory et al, 2001; Naka et al., 2011)
	<i>Aéromonas Hydrophila</i>	Vibriose	-Poisson -Eau douce -Eau de mer	-Nageoires -Peau -Rein et Rate	-Lésion interne de la rate, rein -Nécrose -Ulcération de la muqueuse intestinale, desquamée dans la lumière	-Sombre -Abdomen Distendu	(Roberts, 1979 ; Depaola et al, 1986 ; Vigneulle, 1986; Grégory et al, 2001)

	Aéromonas salmonicida	Furonculose	-Parasite obligatoire des poissons	-Nageoire -Branchie	-Nécrose au niveau coeur et oreillette -Formation des furoncles -Ulcération du dos et des côtes	Sombre	(Roberts ,1979; Vigneulle ,1986 Grégory et al, 2001)
Cytophagaceae	Flexibacter columnaris	Columnaris	Mucus du poisson	-Tête et dos -Branchies -Queux	-Plaque blanchâtre -Ulcère hémorragique -Nécrose	Couleur Jaunâtre ou Orange	(Roberts, 1979 ; Balebona et al., 1998; Grégory et al., 2001)
	Flexibacter Psychrophila	Columnaris	-Surface des corps -Eau froide	-Nageoires, Peau - Organe interne	-Nécrose -Ulcère		(Roberts ,1979 Schmidt et al., 2000 Grégory et al., 2001)
Pseudomonas Adaceae	Pseudomonas fluorescens		Cadavre des poissons -Débris d'aliments -Eau	-Peau -Rate -Rein	-Lésion hémorragique (peau) -Ulcération (Peau) -Lésion de la rate et rein		(Balebona et al., 1998 ;Tryfinopoulou et al., 2001 ;Grégory et al. ,2001; Georgudaki et al , 2009)

Tableau 5: Récapitulatif des pathologies microbiennes des poissons dues aux bactéries à Gram positif

Famille	Espec	Maladie	Habitat	Organe cible	Pathologie	Couleur	Reference
Streptococcaceae	<i>Streptococcus faecalis</i>	Péritonite	-Matière fécale -poisson	- Général	-Lésion de myopathie -Septicémie généralisé	sombre	(Roberds et al., 1979 Grégory et a.l, 2001)
Bacillaceae	<i>Clostridium botulinum</i>	nfektion par des toxines après l'ingération	-Sol -Matière fécale -Matière organique -Etangs -Poisson	-Neurones	-La perte d'équilibre -La mort		(Roberds, 1979 Balebona et al., 1998)

			d'élevage				
Corynébacteriaceae	<i>Rénobactérium salmoninarum</i>	Corynébactériose Maladie des reins	-Inconnu	Nageoires -Rein, Rate, foie	-Infection rénale -Nécrose focale -Signe d'exophtalmie	Plus sombre	(Roberds, 1979; Vigneulle, 1986; Uhand et al., 2004)
Chlamydiaceae		Epithéliokystose		-Peau -Branchies	Lésions sur la peau et branchies	Granule blanc sur la peau	(Roberds, 1979)
Mycobacteriaceae	<i>Mycobacterium marinum</i>	Mycobactériose	- poissons	-Foie -Rate -Rein	-Ulcération du corps -Granule viscérale	Peau sombre distendu	(Roberds et al., 1979 Grégory et al., 2001; Uhand et al., 2004)
	<i>Mycobacterium fortuitum</i>	Mycobactériose	-Poisson	-Foie -Rate -Rein	-Ulcération du corps -Granule viscérale	Peau sombre distendu	(Roberds, 1979 Grégory et al., 2001)
Nocardiaceae	<i>Nocardia kampfachi</i>	Nocardiose	-Inconnu	Branchies -Palais -Peau	-émaciation -Ulcération	foncée de la peau	(Grégory et al., 2001)
		Nocardiose	-Inconnu	-Bouche Abdomen -Viscère	-Distension de la bouche et abdomen -Nécrose		(Roberds, 1979 Grégory et al., 2001)

Partie II :

Etude expérimental

CHAPITRE I

MATÉRIEL ET MÉTHODES

I. Présentation de lieu de stage

L'aménagement du Barrage Sidi Mhamed Ben Taiba est implanté sur Oued Ebda, affluent de la rive droite de Cheliff, à l'exutoire d'un bassin versant de 273 km² avec un apport annuel régularisable de 56 hm³. L'aménagement est situé à 8 km au Nord-Est du chef-lieu de la wilaya d'Ain Defla; dans la Daïra d'El-Amra commune d'Arib, il est accessible par la RN4. Le site se trouve sur l'oued Ebda immédiatement au Sud de la confluence de deux oueds situés au Nord : oued Ferhat et oued El-Had qui partent dans le bassin versant et s'étendent jusqu'à la montagne de Djebel Boumaàd et Djebel Zaccar Gharbi (**Direction SMBT, 2018**).



Fig. 10 Localisation de la zone d'étude (barrage Sidi M'Hamed Ben Taïba) (**Google Earth, 2019**).

Le barrage est un lieu d'élevage de poisson en système extensif avec une production de pêche continentale atteinte les 43.570 tonnes entre 2011-2012, il a reconnu des opérations de peuplements et de repeuplement dans une période étendue de l'année 2006 au 2016 des espèces suivant : sandre, carpe royale, carpe argentée mullet, ainsi que le barbeau et la carpe à grosse tête qui sont nos espèces d'études. (**Direction de la pêche Ain defla, 2019**)

I.1. Fiche technique du barrage Sidi M'hamed Ben Taïba

Les caractéristiques du barrage de Sidi M'hamed Ben Taïba et celles de son bassin versant sont présentées comme suit :

Date mise en service : 2005

Superficie du bassin versant : 194 Km²

Apport moyen interannuelle du bassin versant : 49 Hm³ contre 29 Hm³ Estimé par l'ABH

La capacité du barrage : 75 Hm³

Volume régularisé : 56 Hm³/an

Apport moyen annuel : 76 Hm³

Précipitation moyen annuel : 938 mm

Volume annuelle des apports solide : 330000 m

Crue probable de projet : 2647 m

I.2. Présentation de lieu d'expérimentation

La station de Sidi M'Hamed Ben Taïba est prévue pour traiter un débit moyen de 1800m³/h, l'eau brute est une eau de surface elle dispose sur deux laboratoire l'un pour les analyse physicochimique citons le ph la température...ect, et l'autre pour analyse microbiologique.

La qualité de l'eau traitée doit respecter les normes de l'OMS.

La chaîne de traitement est composée de deux lignes de fonctionnent en parallèle. Les principales étapes de traitement sont :

- Admission de l'eau brute dans l'ouvrage équipé d'une vanne de sécurité.
- Aération des eaux brutes et injection de sulfate d'alumine (AL₂(SO₄)₃), depermanganate de potassium (KMnO₄) et l'acide sulfurique (H₂ SO₄).
- Répartition du débit d'eau brute.
- Dosage de polyélectrolyte.
- Coagulation par apport externe d'énergie.
- Flocculation par apport externe d'énergie.
- Décantation.
- Filtration par 04 filtres à sable.

- Désinfection au chlore.
- Évacuation des boues.

II. Échantillonnage

Tous au long de notre durée de stage pratique précisée entre le mois d'Avril jusqu'au moi de Mais 2019 au sein de la station de traitement des eaux a Arib et dans le laboratoire physicochimique et microbiologique pour nos deux type d'échantillon eau et poisson.

II.1. Echantillon de poisson

Nos échantillons de poisson ont été récupérés selon leur disponibilités et les conditions physiologiques de manipulation voulu du barrage de Sidi M'hamed Ben Taiba, Cependant le prélèvement a connu deux étapes l'une pour le Barbeau et l'autre pour la Carpe à grande bouche, Mise en évidence que le poisson est sous élevage extensif. Les échantillons sont récupérés de manière aléatoire,

Pour le premier lieu un échantillon (**Fig 11**) de barbeau a été recueilli dans les renseignements suivant :

- La longueur :33.7 cm
- Le poids : 393g
- Le sexe : femelle



Fig. 11 Echantillon N°1 du poisson Barbeau (**originale**)

Cet échantillon de poisson recueilli à l'état frais et vivant, pêché et transporté directement dans une glacière contenant des pochettes de glace remplies d'échantillon d'eau de barrage de poisson gardant les conditions de manipulation voulues (fraîcheur et stérilisation).

Dans une deuxième sortie au barrage de Sidi M'hamed Ben Taiba et selon la disponibilité, l'échantillonnage a été fait pour une autre espèce de poisson c'était de carpe à grande bouche et dans les renseignements physiologiques recueillis des pêcheurs ont été les suivants (**Fig. 12**) :

- La longueur : 80cm
- Le poids : 6kg
- Le sexe : femelle



Fig. 12 Echantillon N°2 du poisson de la Carpe à grosse tête (**originale**)

Les mêmes conditions d'échantillonnage étaient pratiquées suivant les étapes et réglementations de stérilisation obligées, sauf qu'à la grande taille du poisson recueilli (Carpe à grosse tête) il a été mis dans un sac stérile en disposant sur lui de la glace et vite transporté au laboratoire.

II.2. Echantillonnage d'eau

Notre échantillonnage d'eau est fait en deux parties l'une pour surface appelé échantillon selon **Alberta Environment (2006a) & RESE-Nord (2005a)** et l'autre échantillonnage effectuée en deuxième lieu en profondeur 30 mètres selon les normes :

- Une bouteille d'échantillonnage (kc denmark's) est utilisée pour les profondeurs au-delà de 2 mètres
- Une vérification du matériel utilisé est nécessaire regroupant la vérification de la corde à la profondeur voulue, la position d'ouvertures d'échantillonneur, la propreté de la bouteille qui nécessite un rinçage (3fois) à l'eau.
- Envoyer le messageur vers le bas pour déclencher le mécanisme de bascule qui entraîne l'obturation par les embouts
- Remonter l'échantillonneur à la surface et laisser passer un petit volume d'eau dans le tuyau pour le rinçage de robinet
- Vider l'échantillon d'eau prélevé dans le flacon stérile à analyser

III. Analyse des échantillons au lieu d'expérimentation

III.1. analyse d'échantillon d'eau

III.1.1. Paramètres physicochimiques

Pour l'eau récupérée de deux points (surface et profondeur) une systématique d'analyse physicochimique est faite comme suivant :

III.1.1.1. Turbidité

Les matières non dissoutes (limon, argile, algue, grain de silice, microflore ...). Sont les causes qui influencent la clarté ainsi que la bonne qualité d'eau elle définit les termes de la turbidité d'eau.

L'appareil employé fonctionne sur le principe de la mesure diffusée. La longueur d'onde de la radiation incidente est de 860 nm comme recommandé dans la méthode ISO 7027.

III.1.1.2. La température (T°)

La mesure de la température a été effectuée en plongeant immédiatement le thermomètre dans le flacon d'eau à analyser pendant 5 minutes. La lecture doit se faire à travers les parois du flacon. Généralement, Les appareils de mesure de la conductivité ou du pH possèdent un thermomètre intégré (**Rodier et al, 2009**).

III.1.1.3. Le potentiel d'hydrogène (pH)

Le pH est une mesure de l'acidité de l'eau c'est-à-dire de la concentration en ions d'hydrogène (H⁺).

Mode opératoire :

- Brancher le pH-mètre, le laisser se stabiliser pendant quelques minutes, installer les électrodes aux entrées correspondantes sur l'appareil.
- Etalonner l'appareil à l'aide d'une solution tampon. Ensuite rincer l'électrode avec de l'eau distillée et avec l'échantillon à analyser.
- Amener l'échantillon d'eau à analyser à la température désirée.
- Plonger l'électrode dans l'échantillon à analyser et lire la valeur de pH directement.
- Après chaque détermination du pH, on retire l'électrode, on la rince et à la fin de l'expérience, on la laisse tremper dans l'eau distillée (**Rodier et al, 2009**).

III.1.1.4. Conductivités électrique

La conductivité électrique traduit la capacité d'une solution aqueuse à conduire le courant électrique ; Elle détermine la teneur globale des minéraux présent dans une solution.

L'unité de la conductivité électrique est le siemens par mètre (S/m) mais est généralement exprimée en $\mu\text{S/cm}$. (**Ayad, 2017**)

Mode Opératoire

- Pour la détermination de la conductivité, nous avons utilisé un conductimètre multiéléments
- On rince plusieurs fois la cellule à conductivité, d'abord avec de l'eau distillée puis en la plongeant dans un récipient contenant de l'eau à examiner.
- En laissant l'appareil se stabiliser, le résultat est donné directement en $\mu\text{S/cm}$ NA 749.

III.1.1.5. Oxygène dissous

La méthode utilisée pour le dosage de l'oxygène dissous est électrochimique. La réduction de l'oxygène, au niveau d'une cathode convenable, engendre un courant proportionnel à la pression partielle d'oxygène dans la solution. L'appareil de mesure utilisée est l'oxymètre. Elle affiche le taux d'oxygène en mg/l. (**Ayad, 2017**)

Mode opératoire

- On effectue le dosage directement en plongeant les électrodes dans l'eau à analyser. Comme toute méthode instrumentale.
- La concentration en oxygène dissous, à la température de mesure, est exprimée en mg.L^{-1} (**Rodier et al, 2009**).

III.1.2. Paramètres Bactériologiques

C'est le paramètre le plus important de la qualité de l'eau potable. Elle se mesure par la présence d'organismes indicateurs de pollution : les Germes totaux et les Coliformes qui vivent normalement dans les intestins humains et animaux.

Les bactéries indicatrices de contamination fécale sont les Coliformes connus sous le nom d'*Escherichia coli* (E.coli), les *Streptocoques fécaux* et les *Clostridium sulfito-réducteurs*. Elles se multiplient très facilement et sont utilisées généralement comme germes tests de contamination fécale (Ahonon, 2011).

Les germes supplémentaires recherchés sont les staphylocoques et cela pour leur intérêt pratique concernant les eaux de baignades (Gaujour, 1995 ; Rodier et al, 1996)

III.1.2.1. Recherche et dénombrement des germes totaux

La numération des germes aérobies mésophiles ou germes totaux, vise à estimer la densité de la population bactérienne générale dans l'eau potable. Elle permet ainsi une appréciation globale de la salubrité générale d'une eau, sans toutefois déterminer les sources de contamination (Levallois, 2003)

Mode opératoire

➤ Préparation des dilutions décimales

Une série de tube stériles est préparée correspondant au nombre de dilution voulu, remplis de 9ml d'eau distillé stérile. On prélève 1ml de l'échantillon d'eau de barrage à l'aide et on le met dans le tube de 9ml correspondant à la dilution 10-1 et comme sa pour tous les dilutions à préparés avec agitation après chaque prélèvement

➤ Ensemencement sur milieu solide PCA

Deux séries de boites pétries coulés de gélose PCA une pour une incubation à 22°C pour la recherche des bactéries psychrophiles et l'autre incubée à 30°C pour la recherche des germes mésophile. Les boites coulées de milieu PCA sont ensemencées en surface par 1ml d'échantillon d'eau à l'aide d'une pipette pasteur en râteau

III.1.2.2. Recherche et dénombrement des coliformes totaux, fécaux et streptocoque sur milieu solide

- La méthode se repose sur la filtration de 100ml d'échantillon sur membrane de porosité de 0.45
- Pour les coliformes totaux la membranes est déposée sur boite de pétrie coulée de milieu Tergitol incubée à 37°C pendant 24h (NF EN ISO 9308-1(T 90-414)
- Pour les coliformes fécaux la membrane incuber dans le même milieu à 44°C 48h
- Pour les streptocoques le milieu Slanetz est sélectionné pour la recherche et dénombrement des colonies, la membrane est déposée sur une boite coulée du milieu incubé à 37°C

III.2. Analyse d'échantillon de poisson

Une fois arrivés au laboratoire les échantillons de poissons prélevés ont été manipulés dans les conditions stériles près du bec bun zen et avec du matériel stérile au laboratoire de microbiologie

III.2.1. Frotti de surface

Le frotti de nos échantillons du Barbeau et de la Carpe à grande bouche (**Fig. 13**) a été fait à l'aide d'un écouvillon stérile d'une façon de le faire passer tout au long de la surface et des deux côtés gauche et droit tout en faisant tourner l'écouvillon sur lui-même sans oublier de se concentrer surtout sur les espaces des branchies comme lieu de passage de l'eau et autres matières contenues dans l'environnement du poisson.



Fig. 13 Frotti la surface d'échantillon de poisson (Barbeau) (originale)

III.2.2. Dissection du poisson

Afin de prélever la partie intestinale du poisson ce dernier subit une dissection suivant les étapes suivantes (**Fig. 14**):

- Faire un frotti d'éthanol sur les deux côtés du poisson et tous ses compartiments extérieurs comme fixateur et de même pour inhiber toute prolifération de microorganismes à l'intérieur du poisson donc assurer la stérilité du poisson de l'extérieur
- Mettre le poisson sur sa face dorsale tout en manipulant en condition stérile près du bec bunzin sur une plaque de dissection stérile et l'épingler par les opercules et l'extrémité postérieure du corps.
- L'animal est maintenu le ventre en l'air sur la plaque stérile et bien épingler pour éviter tous mouvements au moment de manipulation.

- Faire eu ciseaux une petite boutonnière en quelques millimètre en avant de la papille anale.
- Vérifier que la paroi musculaire assez mince en ce point a été sanctionnée
- Introduire la sonde cannelée dans la boutonnière en le faisant glisser sur la paroi de la cavité viscérale et en suivant la ligne médiane ventral jusqu'en un point situé un peu avant des fentes operculaires
- Faire une incision médiane suivant la sonde et raccorder d'un coup de ciseau chaque fente operculaire avec l'ouverture ainsi pratique
- Faire deux incisions verticales postérieures dont l'un contour la papille anale
- Écarter doucement les deux volets musculo-squelettiques ainsi délimiter en coupant avec précautions à l'aide d'un scalpel cloison qui sépare encore la chambre branchiales de la cavité viscérale
- fixer l'échantillon par 4 épingles et faire extraire la partie intestinale de lui (Vincent, 1962 ; Segarra et al, 2014)



Fig. 14 Dissection du poisson et extraction de la partie intestinale (Barbeau) (originale)

III.3. Quantification du prélèvement et préparations de la solution mère

Après que le prélèvement de la partie intestinale ainsi qu'une partie de la chaire du poisson est fait. C'est la quantification et la préparation de la solution mère qui suit, selon le mode opératoire de **Mouokeu et al, 2018**, Une quantité de 25g d'échantillon (chaire, intestin) prélever à l'aide d'un pince stérile et peser devant bec bun zen en gardant les conditions de manipulation stérile et ensuite mit dans 225ml d'eau physiologique pendant 30min afin d'obtenir une solution mère.

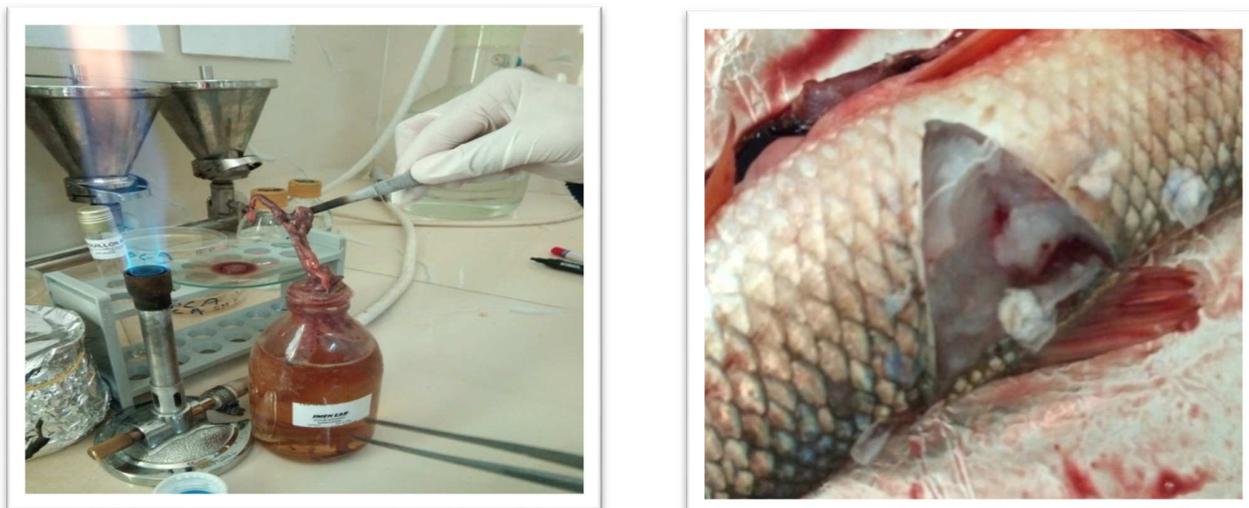


Fig. 15 La mise au prés-enrichissement de la chaire ainsi que l'intestin en milieu EPT (**Originale**)

IV. Prés-enrichissement et enrichissement

IV.1. La surface

Une fois l'écouvillonnage est fait des deux côtes près du bec bunzen, les écouvillons sont mis dans 3 tubes contenant chacun 10ml de boillon nutritif BN, de l'eau peptonée tomponée EPT et de l'eau peptonée alcalin EPA, selon les normes (AFNOR V 08-024, NF ISO 8914) et (NF V 08-052 Mai 1997)

Le tube du bouillon nutritif est incubé à 37°C pendant 48h et les tubes contenant 10ml de l'EPT et de l'EPA sont incubés à 37°C pendant 24h

IV.2. la partie intestinale

1ml de la solution mère estensemencé respectivement dans un tube de 9 ml d'eau peptonée tomponée et d'eau peptonée alcalin et laissé réagir pendant 30min.

V. Préparation des dilutions décimales (ISO 6887-1:2017)

Une série de tubes est préparée pour les dilutions décimales contenant chacun 9ml d'eau physiologique et étiquetée de 10-1, 10-2, 10-3, 10-4 et de 10-5 préparés selon le journal officiel de la république algérienne n° 15,(2018)

1ml prélevé par pipette pasteur stérile de la solution mère de l'intestin préparée à partir d'EPH, estensemencée dans un tube de 9ml d'eau physiologique stérile et agitée à l'aide d'un vortex pour obtenir la dilution de 10-1 et de même pour les autres dilutions

VI. Isolement

Pour mettre en évidence la microflore des différents compartiments analysés de nos échantillons de poisson prélevés, un ensemencement dans différents milieux de culture solide des microorganismes est effectué comme suite :

VI.1. la surface

Après formation de trouble dans les milieux d'enrichissements et de prés enrichissement (BN, EPT, EPA) un ensemencement est effectué selon les normes et les protocoles suivants :

- Pour le bouillon nutritif et après formation de trouble, un ensemencement par étalement de 0.1ml en surface ou par stries est effectué sur les boites de Gélose Nutritif.
- milieu Hektoen
- milieu Chapman (**norme NF V 057-1- janvier 2004**)
- Pour le tube enrichi a partir de l'EPT, un ensemencement par étalement de 0.1ml sur la surface des boites coulées a l'aide d'une pipette pasteur en râteau est effectué sur
- milieu Chapman pour la recherche des staphylocoques (**NF V08-057-1 Janvier 2004**)
- milieu Hektoen pour la recherche des entérobactéries (**King et al., 1968**)
- milieu Slanetz (**Norme NF T 90-416 : octobre 1985**) suivit d'un test de confirmation sur
- milieu BEA pour la recherche des streptocoques (**Bio-Rad, 2015**)
- gélose nutritif
- milieu DCLS pour la recherche des salmonelles (**Oxoid**)
- milieu Desoxycholate pour la recherche des salmonelles et shigelle
- milieu MRS et M17 pour la recherche des bactéries lactiques
- Pour le tube enrichi à partir de l'EPA (**AFNOR V 08-024, NF ISO 8914**).
- un ensemencement par stries a l'aide d'une pipette pasteur stérile sur milieu gélosé GNAB

Tout ensemencement est effectué pour une boite incubé à 37°C pendant 24à48h

VI.2. L'intestin

Après enrichissement en milieux EPT et EPA pendant 30min un ensemencement est effectué près du bec bunzen et avec du matériel stérile.

VI.2.1. Le tube à EPA

Un ensemencement est réalisé à l'aide d'une pipette pasteur en stries ou part étalement en râteau de 0.1ml en surface sur boite coulée de milieu GNAB incubée à 37°C pendant.

Un enrichissement en BN (10ml) de 1ml de la solution prés-enrichit est incubé à 37°C pendant 48h suivit après incubation d'un ensemencement de 0.1ml de la solution enrichi(BN) par stries sur milieu GNAB, incubée pendant 24h à 37°C

VI.2.2. Le tube à EPT

L'ensemencement est fait par étalement en surface à l'aide d'une pipette pasteur en forme de râteau ou par stries à l'anse de platine:

1ml de l'EPT est prélevé par pipettes pasteur stérile, ensemencer dans un tube de 10ml de boillon nutritif incubé à 37°C pendant 48h, suivit d'un ensemencement de 0.1ml de la solution enrichit sur les milieux solides suivants :Chapman , Hektoen (**King et al.,1968**) , et Gélose nutritif une boîte pétrie pour chacun

Par ailleurs, une quantité de 0.1ml de la solution pres-enrichit à partir d'EPT est ensemencée sur les milieux sélectifs :

- Desoxycholate pour la recherche des salmonelles (**Oxoid., 2019**)
- DCLS recherche des salmonelles (**Oxoid., 2019**)
- BEA (**Bio-Rad, 2015**)
- Slanetz (**Norme NF T 90-416 : octobre 1985**).

Suivit d'un test de confirmation sur milieu BEA après incubation de 24h à 37°C pour la recherche des streptocoques

Milieu M17 et MRS pour la recherche des bactéries lactiques.

- Tous ensemencement est effectué dans une seule boîte de pétrie incubée à 37°C pendant 24h

VII. Ensemencement et dénombrement sur milieu solide PCA :

A partir des dilutions décimales préparées une série de boîtes pétries étiquetées suivant l'ordre des dilutions de 10⁻¹ au 10⁻⁵ sont ensemencées sur milieu solide (PCA) suivant la méthode de **Guiraud & Rosec, 2004**.

Une série de boîtes pétries (boîte1) coulées de milieu PCA et ensemencées par 0.1ml en surface par râteau incubées pendant 72h à 30°C.

Une dernière série de boîtes pétries (boîte2) coulées d'une fine couche de milieu PCA et solidifiée suivit d'un ensemencement par étalement de 1ml de la dilution voulu. Les boîtes est ensuite coulées une seconde fois avec le milieu PCA en surfusion à 45°C, mélangée en mouvement de huit incubée 72h à 30°C.

Après incubation, les colonies microbiennes qui apparaissent sont dénombrées à l'aide d'un appareil de comptage de colonies. La charge microbienne par 10ml de dilution est calculée suivant l'équation :

$$N = \frac{\Sigma \text{colonie}}{V_{ml} \cdot (n_1 + 0.1n_2) \cdot d_1}$$

Où :

N : Nombre des microorganismes en UFC/ ml.

ΣColonie : pour les boites interprétables.

V_{ml}: Volume de solution déposé.

d₁: Facteur de la première dilution retenue.

n₁: Nombre de boites considérées à la première dilution retenue.

n₂: Nombre de boites considérées à la seconde dilution retenue.

VIII. Purification

Afin d'obtenir des colonies pures une succession de repiquage est effectué sur les même milieux de cultures cités précédemment.

IX. Conservation a court durée

Les souches isolées des échantillons analysés sont conservées dans des tubes contenant de la gélose nutritif inclinée, l'ensemencement est fait à l'aide d'une anse de platine stérile sous forme de strie sur la pente incubé pendant 24h à 37°C. Après incubation, les tubes de géloses inclinées ensemencés sont conservés au frais à 4°C (**Bourdon & Marchal, 1982 ; Martineau, 1996**).

X. Conservation à longue durée

Les souches isolées sont conservées dans un milieu nutritif additionné de 1 :1 v/v de glycérol, et de 0.005% de source de carbone filtré. Le mélange est agité au vortex et conservé à -20°C (**Obayori et al, 2009**).

XI. Identification et caractérisations des souches purifiées

L'identification des souches purifiées permet de mettre en valeur les caractères macro et microscopique ainsi que les caractères biochimiques de ses dernier qui sont la traduction des métabolites bactériens.

XI.1. L'étude macroscopique

Cette étude se fait à l'œil nu permet de mettre en évidence les caractères morphologiques des colonies obtenues après purification visant la forme, la couleur, la taille est l'aspect (**Johnson et al, 1980**).

Les caractères macroscopiques sont :

- La taille des colonies (petite, moyen, grand)
- La forme des colonies (grande, filamenteuse, ovale,)
- L'aspect de contour (irrégulier, étoilé...ect)
- La couleur de la colonie
- L'élévation (bombes ou plate)
- L'opacité (opaque, transparente)
- La surface (lisse, rugueuse, sèche)
- L'odeur

XI.2. L'étude microscopique

XI.2.1. Coloration de Gram

La coloration de Gram est une coloration différentielle qui repose sur la perméabilité de la paroi bactérienne. Les colorants utilisés ne colorent pas la paroi bactérienne mais sa structure détermine la positivité ou la négativité du gram, le liquide de Lugol (mordant) permet de former un complexe intracellulaire avec le violet de Gentiane.

Dans le cas des bactéries à Gram négatif, la perméabilité plus grande de la paroi permet à l'alcool d'éliminer ce complexe. Les bactéries à Gram négatif fixent alors la fuchsine et apparaissent colorées en rose, les bactéries à Gram positif dont la perméabilité de la paroi est moins importante ne sont pas décolorées par l'alcool et restent en violet.

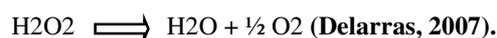
La coloration de gram se fait suivant la méthode de (**Delarras, 2007**) :

- Fixation de frotti : une suspension bactérienne de la souche à identifier est mise sur lame stérile en addition d'une goutte d'eau physiologique et faire une rotation avec étalement à l'aide d'une anse de platine stérile, le frotti est ensuite accédé à une flamme du bec Bunsen pour la fixation
- Le frotti fixé est étalé par des gouttes de violet de Gentiane pendant une minute avec rinçage
- Emettre des gouttes de Lugol en étalant toute la surface du frotti 1 minute avec rinçage
- Des gouttes de l'alcool sont disposées sur la lame pendant 30 secondes
- Et pour terminer des gouttes de la fuchsine pendant 1 minute

XII. Etude de métabolites respiratoires

XII.1. Test catalase

La catalase est une enzyme présente chez la plupart des bactéries aérobies strictes et anaérobies facultatives. Elle décompose l'eau oxygénée formée, en eau et en oxygène dégagé selon l'équation :



Procédure de test Catalase

- Transférer une petite quantité de colonie bactérienne sur une surface de lame de verre propre et sèche à l'aide d'une pipette pasteur stérile
- Déposer une goutte de 3% d' H_2O_2 sur la lame et mélanger.
- Un résultat positif est le dégagement rapide d'oxygène (dans les 5 à 10 secondes), comme en témoigne les bulles d'air.
- Un résultat négatif est l'absence de bulles ou seulement quelques bulles dispersées (**Tankeshwar, 2013**)

XII.2. Test oxydase

Le test de l'oxydase détecte la présence d'un système de cytochrome oxydase qui catalysera le transport des électrons entre les donneurs d'électrons dans la bactérie et d'un colorant rédox-tétraméthyl-p-phénylène-diamine. Le colorant est réduit à une couleur pourpre foncé.

Les bactéries positives pour l'oxydase possèdent la cytochrome oxydase ou l'indophénol oxydase (une hémoprotéine contenant du fer). Ces deux catalyseurs catalysent le transport des électrons des composés donneurs (NADH) vers les accepteurs d'électrons (généralement l'oxygène). Le réactif à l'essai, le dichlorhydrate de N, N, N', N'-tétraméthyl-p-phénylènediamine, agit comme un accepteur d'électrons artificiel pour l'enzyme oxydase. Le réactif oxydé forme le composé coloré (**Sagar, 2018**).

Procédures du test oxydase

- Étant donné que le réactif oxydase est instable et doit être fraîchement préparé pour être utilisé, cette méthode est pratique.
- Pour l'utilisation, un disque d'oxydase est retirée, déposée dans une boîte de Pétri et humidifiée avec de l'eau distillée.
- La colonie à tester est prélevée avec une boucle en platine et étalée sur la zone humide.
- Une réaction positive est indiquée par une teinte pourpre intense apparaissant dans les 5 à 10 secondes, une réaction «positive retardée» par une coloration en 10 à 60 secondes et une réaction négative par une absence de coloration ou par une coloration de plus de 60 secondes. (**Sagar, 2018**)

XIII. Identification des souches isolées

XIII.1. Test d'orientation en Chromagar Orientation

Chromagar Orientation Medium est un milieu chromogène servant à l'identification directe, à la différenciation et à l'énumération des agents pathogènes des voies urinaires courants. Il permet d'isoler de nombreux microorganismes se développant en conditions aérobies, tels que les Enterobacteriaceae, les Pseudomonas et d'autres bâtonnets à Gram négatif non fermentant, les entérocoques, les staphylocoques et de nombreux autres. (Becton Dickinson, 2019).

Les souches isolées de nos échantillons sont suspectées d'être de la même famille et genres des souches isolées des urines, ce qui nous a laissé de l'utiliser comme test d'orientation et même de purification pour nos isolats

Dans le Chromagar Orientation Medium, des peptones spécialement sélectionnées apportent les substances nutritives nécessaires. Le mélange chromogène se compose de substrats artificiels (chromogènes), qui libèrent des composés de diverses couleurs lors de la dégradation causée par des enzymes microbiennes spécifiques, ce qui permet de différencier directement certaines espèces et de détecter certains groupes de microorganismes avec un nombre limité de tests de confirmation (Becton Dickinson, 2019).

Mode opératoire

Une suspension bactérienne est préparée de colonie bien isolée dans une quantité d'eau physiologique dans un tube stérile est agitée. La suspension est alors ensemencé dans une boîte pétrie coulé du milieu Chromagar orientation à l'aide d'une anse de platine en stries incubé 37°C pendant 24h.

XIII.2. Identification par galerie API 20E

L'API 20E est un système standardisé pour l'identification des Enterobacteriaceae et autres bacilles à Gram négatif non fastidieux, comprenant 21 tests biochimiques miniaturisés

La galerie API 20 E comporte 20 micro-tubes contenant des substrats déshydratés. Les micro-tubes sont inoculés avec une suspension bactérienne qui reconstitue les tests. Les réactions produites pendant la période d'incubation se traduisent par des virages colorés spontanés ou révélés par l'addition de réactifs. La lecture de ces réactions se fait à l'aide du Tableau de Lecture et l'identification est obtenue à l'aide du Catalogue Analytique ou d'un logiciel d'identification (Biomérieux, 2010).

Dans notre travail et après avoir isolée les souches et accéder au milieu chromagar orientation et vue la quantité limités de galerie on a dû choisir quelques souches dominante pour l'identification par galerie API 20^E.

Mode opératoire

- Préparation de la galerie api
- Réunir fond et couvercle d'une boîte d'incubation et répartir environ 5 ml d'eau dans les alvéoles (avec pipette graduée et pipeteur) pour créer une atmosphère humide.
- Inscrire les références de la souche bactérienne sur la languette latérale de la boîte (+ date et initiales de l'opérateur).
- Déposer la galerie dans la boîte d'incubation.
- Préparation de l'inoculum
- Introduire quelques ml d'eau distillée stérile (avec une pipette Pasteur) dans un tube à vis stérile.
- Avec la pipette Pasteur, prélever une seule colonie bien isolée sur milieu gélosé.
- Réaliser une suspension bactérienne en homogénéisant soigneusement les bactéries dans le milieu. **(Dolisi, 2017)**
- Inoculation de la galerie

La suspension bactérienne est introduite dans les tubes de la galerie à l'aide de la même pipette (pour éviter la formation de bulles au fond des tubes, poser la pointe de la pipette ou de la PSIpette sur le côté de la cupule, en inclinant légèrement la boîte d'incubation vers l'avant) :

- pour les tests CIT , VP et GEL , remplir tube et cupule.
- pour les autres tests, remplir uniquement les tubes (et non les cupules),
- pour les tests : ADH, LDC, ODC, H₂S, URE créer une anaérobiose en remplissant leur cupule d'huile déparaffine.

La boîte d'incubation est refermée, incuber à 36°C ± 2°C pendant 18-24 h **(Biomérieux, 2010)**.

CHAPITRE II :

Résultats et Discussion

I. Eau de barrage

I.1. Paramètres physicochimiques

Le poisson héberge une flore bactérienne qui varie au dépend des facteurs environnementaux extrêmement variables et incontrôlables

Tableau 6 : Mesure de quelques paramètres physicochimiques d'eau de barrage (turbidité, température, pH, conductivité et oxygène dissous)

Paramètre	Température (°C)	Turbidité (NTU)	pH	Conductivité ($\mu\text{s/cm}$)	Oxygène dissous (mg/L)
Eau de barrage « surface »	19.60	3.27	8.36	505	10.60
Eau de barrage « 30m »	16.30	17.60	7.60	509	8.76

La mesure de la température superficielle et celle de 30 mètre du barrage nous a permis de mettre en valeur les résultats dans le **tableau 6**.

On peut déduire que la température mesurée en surface est élevée, elle atteint 19.6°C et par rapport à celle mesurée à 30 mètre qui atteint 16.3 °C, L'eau de surface est chaude par rapport à celle prélevée à 30 mètre.

Après la mesure de la turbidité de l'eau de barrage prélevée de la surface ainsi qu'au profondeur de 30 mètre on remarque que la turbidité du 30 mètre est très élevée dépassant les normes algériennes (5NTU) à une valeur atteinte les 17.6 supérieur à la turbidité mesurée en surface (3.32 NTU). On admet que l'augmentation de la turbidité est due au nettoyage de fond selon les informations prises de la direction du barrage lors d'échantillonnage.

Le potentiel d'hydrogène mesuré à l'aide d'un pH mètre est dans les normes algériennes (6.5 à 9), estimée à 7.6 en eau de surface et à 8.36 à la profondeur de 30 mètres d'eau.

D'après les résultats obtenus on a pu remarquer que la valeur de la conductivité estimée à 505 $\mu\text{s/cm}$ en surface est inférieure à 509 $\mu\text{s/cm}$ à celle mesurée à la profondeur de 30 mètre.

La mesure de l'oxygène dissous dans les deux échantillons prélevés nous a permis de constater que l'oxygène dissous en surface est supérieur à celui du fond avec une valeur de 10.6 en surface et de 8.75 en 30 mètre de profondeur.

I.2. Paramètres bactériologiques de l'eau

I.2.1. Dénombrement de la flore totale sur milieu solide des deux échantillons d'eau de barrage

Après ensemencements de la gélose par la solution mère et les dilutions décimales des échantillons d'eau, des colonies apparaissent sur la surface des boîtes 1 et 2 (eau de surface) (**tableau 7**) et en profondeur de 30 mètre (boîte 1 et 2) (**tableau 8**).

Tableau 7: Résultats du dénombrement des germes totaux sur milieu solide.

DILUTION	S M	10-1	10-2	10-3	10-4
BOITE01 (UFC)	1	-	-	-	-
BOITE02 (UFC)	4	-	-	-	-

(-) Négatif

Le Tableau 7 montre qu'il y a une seule colonie des bactéries psychrophile poussée sur milieu PCA incubé à 22°C et 4 colonies de bactéries mésophiles poussées sur même milieu incubé à 37°C.

Tableau 8: Résultats du dénombrement des germes totaux sur milieu solide

DILUTION	S M	10-1	10-2	10-3	10-4
BOITE01 (UFC)	Ind	Ind	161	148	98
BOITE02 (UFC)	Ind	Ind	100	7	17

Ind : Indénombrable

D'après les résultats du dénombrement obtenus et présentés par le tableau 8 nous avons remarqué que :

- Sur milieu PCA à 22°C, Le nombre de colonies des germes psychrophile est en ordre descendant de 161 jusqu'à 98 colonies.
- Sur milieu PCA à 37°C, le nombre des colonies varie du 100 au 17 pour les dilutions 10-2 jusqu'à 10-4, et les boîtes de la solution mère et de la dilution 10-1 sont indénombrables pour les deux boîtes

I.2.2. Dénombrement des autres germes d'eau pour les deux échantillons prélevés

Tableau 9 : Résultats du dénombrement des autres germes d'eau de surface

Paramètres	Résultats	Unités
Coliformes totaux	4	UFC/100 ml
Coliformes fécaux	1	UFC/ 100 ml
Entérocoques	14	UFC/ 100 ml
Staphylocoques	6	UFC/ 1 ml
Solfito-réducteurs	0	UFC/ 20 ml

Tableau 10: Dénombrement des autres germes de l'eau de 30 mètre

Paramètres	Résultats	Unités
Coliformes totaux	54	UFC/100 ml
Coliformes fécaux	0	UFC/ 100 ml
Entérocoques	4	UFC/ 100 ml
Staphylocoques	13	UFC/ 1 ml
Solfito-réducteurs	0	UFC/ 20 ml

Pour l'eau de surface, le dénombrement des colonies qui apparaissent sur la surface des géloses Tergitole ,Slanetz , Chapman et milieu viande foie a montré la dominance des entérocoques (14colonies dans 100ml) par rapport aux autres germes étudiés :coliformes, staphylocoques et bactéries sulfito-réductrices.

Pour l'eau prélevée du 30 mètre de profondeur, le dénombrement a révélé l'apparition de 54 UFC de coliformes totaux dans 100ml .les autres germes ont montré soit une absence totale (coliformes fécaux et bactéries sulfito-reductrices) soit des nombres estimés à13UFC pour les staphylocoques et 4 UFC pour les entérocoques.

I.3. Caractères microscopique

I.3.1 Coloration de Gram

Les résultats de la coloration de Gram des colonies isolées de l'échantillon d'eau de barrage de Sidi M'hamed Ben Taiba présentés par le tableau11.

Tableau 11: Coloration de Gram des souches isolées de l'eau de barrage

Echantillons	Isolats	Gram	Forme	Présence de spores
	S1	+	Coque en amas	-
	S2	+	Coque en amas	-
	S3	+	Coque en amas	-
	S4	-	Coque isolée	-
	S5	+	Bacille isolée	-
Echantillon surface	S6	+	Diplocoque	-
	S7	+	Diplocoque	-
	S8		Diplocoque	-
	S9	+	Diplocoque	-
	S10	+	Diplocoque	-
	S11	+	Diplocoque	-
	S1	+	Diplocoque	-
Échantillon de 30 mètre	S2	+	Coque en amas	-
	S3	+	Diplocoque	-
	S4	-	Coque isolée	-
	S5	-	Coque isolée	-
	S6	+	Bacille isolée	-
	S7	+	Diplocoque	-
	S8	-	Coque isolée	-
	S9	+	Coque isolée	-
	S10	-	Coque isolée	-
	S11	+	Bacille isolée	-
	S12	+	Diplocoque	-

La coloration de Gram de nos échantillons d'eau nous permet de mettre en valeurs le Gram des souches Gram positif ou négatif ainsi que la forme de la cellule et son mode de regroupement. Tous les isolats de l'échantillon de surface ayant un Gram positif sauf pour la S4(les différents caractères sont présentés par dans le **tableau 11**.

Dans l'échantillon prélevé du 30mètre, les isolats S1, S2, S3, S6, S7, S9, S11 et S12 sont de Gram positif alors que S4, S5, S8 et S10 ont montré une coloration négative du Gram, les autres caractères concernant la forme, le regroupement des cellules est mentionné dans le **tableau 11**.

I.3.2 Test catalase \ Test oxydase des échantillons d'eaux

Tableau 12: Résultats du test catalase et oxydase des souches isolées de l'eau de surface et de 30 mètre

Échantillons	Isolats	Test catalase	Test oxydase
Surface	S1	+	-
	S2	+	-
	S3	+	-
	S4	-	-
	S5	+	-
	S6	+	-
	S7	+	-
	S8	+	-
	S9	+	-
	S10	+	+
	S11	-	-
30 mètre	S1	+	-
	S2	-	+
	S3	+	-
	S4	+	-
	S5	+	-
	S6	+	-
	S7	+	-
	S8	+	-
	S9	+	-
	S10	+	-
	S11	-	-
	S12	+	-

(+) : Gram Positif

(-) : Gram Négatif

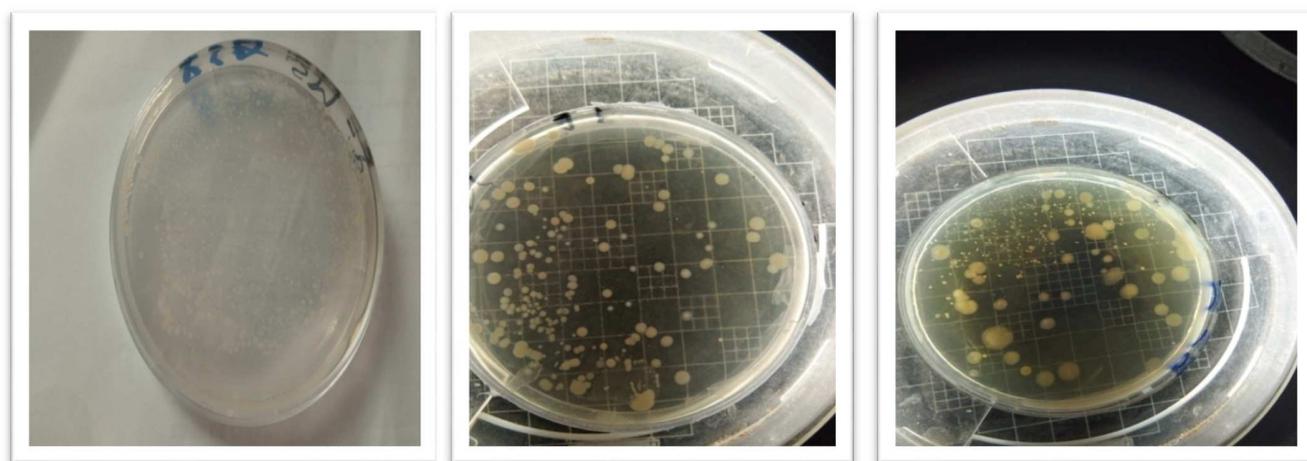
Après formation des bulles d'air, le test catalase été marqué comme positif pour la majorité des isolats de la surface d'eau ainsi que celle de 30mètre. Les isolats S4 et S11 (surface) et S2 (30 mètre) sont dénués d'une catalase (pas de bulles d'air)

Les tests oxydase effectués pour les isolats des deux échantillons d'eau ont montré que la plupart des souches sont d'oxydase négative sauf les souches S10 (surface) et S2 (30mètre).

II. Poisson

II.1. Dénombrement de la flore mésophile totale sur milieu solide

Après incubation de l'inoculum préparé sur PCA à partir des solutions mères de la chaire et de l'intestin, les résultats obtenus sont regroupés dans les **tableaux 13, 14, 15** et la **figure 16**.



Dilution 10-1 (chaire)

Dilution 10-1(intestin)

Dilution 10-3(intestin)

Fig. 16 Aspect macroscopiques des colonies isolées du poisson.

Tableau 13: Résultats du dénombrement sur milieu solide à partir de la solution mère préparée de la chaire pour l'échantillon de Barbeau (boite 01 et 02)

DILUTION	S M	10-1	10-2	10-3	10-4	10-5
BOITE01 (UFC)	207	96	11	-	-	-
BOITE02 (UFC)	Ind	12	-	-	-	-

(-) : Gram Négatif

Ind : Idénombrable

D'après les résultats obtenus du premier dénombrement de l'échantillon N° 1 avec la solution mère de la chaire on a pu observer soit une valeur indénombrable ou bien une forte charge microbienne estimée à 207 UFC pour la solution mère dans les deux milieux solides diminuant à deux colonies sur gélose PCA en double couche, soit l'absence de la croissance bactérienne dans les dilutions 10-3, 10-4, 10-5.

La diminution de la charge ainsi que son absence dans les autres dilutions est confirmée par **Proctor & Nickerson, (1935) qui** admet que la chaire du poisson fraîchement pêché est stérile, des cellule du système réticulo-endothélial sont responsables de la phagocytose des bactéries, Le mucus entourant la peau est une barrière

immunitaire naturel. Ce mode de protection et de défense permet de maintenir une sorte d'équilibre pour l'organisme sain (Lindsay, 1986).

Tableau14 : Résultats du dénombrement sur milieux solide à partir de la solution mère de l'intestin du Barbeau.

DILUTION	S M	10-1	10-2	10-3	10-4	10-5
BOITE01 (UFC)	237	65	19	10	8	4
BOITE02 (UFC)	Ind	Ind	77	8	5	21

Ind : Indénombrable

Pour le deuxième dénombrement effectué sur le premier échantillon utilisant la solution mère de l'intestin, on observe une croissance microbienne importante contrairement pour celui fait à partir de la solution mère de la chaire sur le milieuensemencé par les dilutions préparées ,237 UFC pour la solution mère diminuant jusqu'à 4UFC obtenu avec la dilution 10-4ensemencée sur PCA.

Tableau15 : Résultats du dénombrement en solution mère de l'intestin de la Carpe à grosse à tête.

DILUTION	S M	10-1	10-2	10-3	10-4	10-5
BOITE01	Ind	Ind	Ind	Ind	301	298

Ind : Indénombrable

Echantillon N° 2 : Le dénombrement effectué avec la solution mère des intestins de la Carpe à grosse tête a montré la présence de 301UFC et 298UFC pour les dilutions 10-4 et 10-5, ou plus pour les autres dilutions.

Les valeurs du dénombrement obtenues sont en accord avec celles trouvées par **Shewan, (1962)** y compris que la charge bactérienne est très variable attient103 à 104 germe par gram de l'intestin, de même (**Austin & Al-Zahrani, 1988**) et (**Ring Ø, 1993**) ont prouvé qu'aux pH de 3,5 à 4,5 dans l'estomac, le niveau de la population bactérienne est estimé de 104 jusqu'à 105 dans un gramme de matière fécale. La charge bactérienne au niveau de l'appareil digestif est plus élevée que celle de l'eau environnante, ce qui indique la présence d'une niche écologique favorable à ces bactéries (**Muroga et al, 1987**).

La charge bactérienne de nos échantillons différent de l'un a l'autre voyant que la charge microbienne du Barbeau est moins faible que celle de la Carpe à grosse tête, Les résultats montre que la flore intestinale dépend de l'état physiologique du poisson. Cependant un poisson en période de jeûne sa charge microbienne est considérablement réduite qualitativement et quantitativement (**Soudan et al, 1965**).

La température de l'eau influence la prédominance de telle ou telle espèce bactérienne. Le poisson capturé dans des eaux propres et froides a une charge bactérienne plus faible que celle du poisson capturé dans les eaux chaudes (**Lenguyen, 2008**). La flore que l'on retrouve sur le poisson varie avec les saisons (**Horsley, 1977**).

La turbidité du fluide peut être modifiée suite à des évolutions de ses propriétés physiques, microbiologiques, chimiques. Ces évolutions peuvent avoir des effets importants sur la qualité microbiologique de l'eau potable suite à la présence de bactéries (**Pelletier, 2009**). En effet la présence des bactéries en eau dû à la haute valeur de turbidité affecte la qualité microbiologique du poisson (**Vallé, 1996**).

La peau des poissons constitue également une barrière naturelle : le mucus qui la recouvre peut contenir des substances antimicrobiennes anticorps ou lysozymes. Cependant, la nature protéique de ces derniers explique l'influence des valeurs du pH de l'environnement (**Mrsny, 2006**). Les anticorps sont sensibles aux facteurs environnementaux tels que pH. L'activité enzymatique est contrôlée elle-même par les facteurs environnementaux (pH) (**Weissman, 2017**). La variation du pH d'eau altère la barrière naturelle et de même la charge microbienne de la surface du poisson.

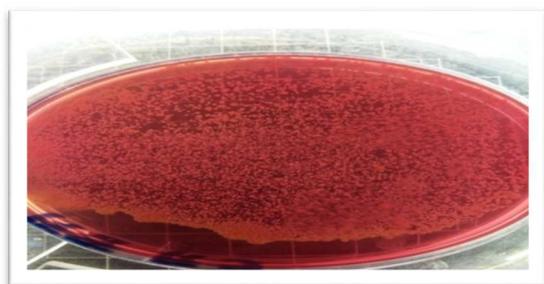
La forte teneur d'oxygène dissous dans l'eau est due à la forte activité photosynthétique en milieu. D'autre part, les faibles teneurs en oxygène dissous engendrent une sensibilité perturbatrice chez les espèces de poissons (**l'Institut bruxellois pour la gestion de l'environnement, 2005**).

II.2. Caractérisation des souches purifiées

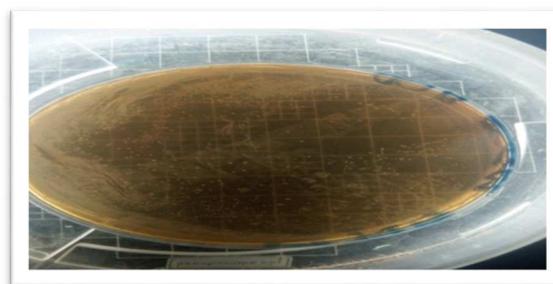
II.2.1. Caractères morphologiques

II.2.1.1. Caractères Macroscopiques

Après isolement et purification des colonies sur une succession de séries des milieux sélectifs, on a pu obtenir des souches pures dont leurs caractères macroscopiques sont regroupés dans la (**Fig. 17**) et **tableau 16 et 17**.



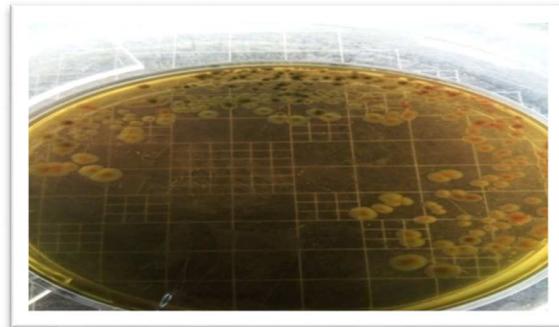
A. Aspect des bactéries sur milieu Chapman



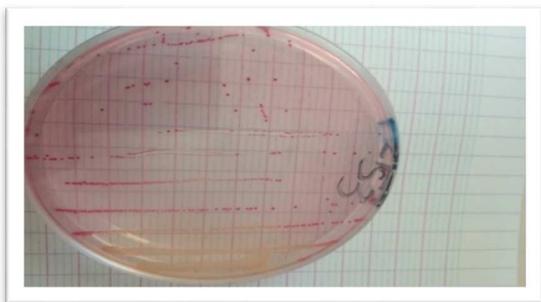
B. Aspect des bactéries sur milieu MRS



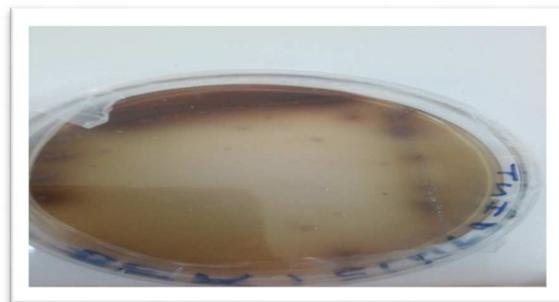
C. Aspect des bactéries sur GN



D. Aspect des bactéries sur milieu Hektoen



E. Aspect des bactéries sur milieu DCLS



F. Aspect des bactéries sur milieu BEA

Fig. 17 Aspect macroscopique des souches isolées pures sur gélose appropriée

Tableau 16 : Caractères macroscopiques des souches isolées distinctes de l'échantillon 1 représentant le poisson du Barbeau partie surface, chaire et intestin sur milieux sélectifs

Souches / Critères	Formes	Tailles	Couleurs	Contours	Élévations	Surfaces	Opacités	consistance	Odeur
S1sur	Circulaire	Petite	Beige	Regulier	Bombé	Lisse	translucide	Cremeuse	+
S2sur	Circulaire	Petite	Jaune	Regulier	Covexe	Lisse	translucide	Cremeuse	+
S3sur	Ronde	Moyenne	Verte au centre foncé	Regulier	Plate	Lisse	Opaque	Seche	+
S4sur	Ronde	Moyenne Grosse	Verte	Irregulier	Plate	Rugueuse	Opaque	Seche	+
S5sur	Ronde	Moyenne Grosse	Verte au centre foncé	Irregulier	Plate	Rugueuse	Opaque	Seche	+
S6sur	Circulaire	Petite Moyenne	Jaune	Regulier	Bombé	Lisse	translucide	Cremeuse	-
S7sur	Circulaire	Petite	Orange	Irregulier	Convexe	Rugueuse	Opaque	Cremeuse	-
S8sur	Ronde	Petite	Blanche	Regulier	Convexe	Lisse	Opaque	Cremeuse	-
S12sur	Ronde	Petite	Jaune	Regulier	Convexe	Lisse	Opaque	Cremeuse	-
S14sur	Ronde	Petite	Blanche Biege	Irregulier	Convexe	rugueuse	translucide	Cremeuse	+
S15sur	Circulaire	Moyenne	Jaune	Regulier	Convexe	Lisse	translucide	Cremeuse	-
S16sur	Ronde	Moyenne	Jaune	Irregulier	Convexe	Lisse	transluside	Cremeuse	+
S2int	Ronde	Petite	Blanche	Regulier	Convexe	Lisse	translucide	Cremeuse	-
S3int	Ronde	Petite	Rouge	Regulier	Convexe	Lisse	Opaque	Cremeuse	+
S4int	Ronde	Petite	Blanche	Regulier	Convexe	Lisse	translucide	Cremeuse	-
S6int	Circulaire	Petite	Blanche	Regulier	Plate	Lisse	translucide	Seche	+
S7int	Circulaire	Petite Moyenne	Orange	Irregulier	Plate	rugueuse	translucide	Seche	-
S8int	Circulaire	Petite	Blanche	Regulier	Convexe	Lisse	translucide	Cremeuse	-
S1chai	Circulaire	Petite	Blanche	Irregulier	Plate	regueuse	translucide	Peu cremeuse	-

S :souche

sur : surface

int :intestin

chai :chaire

Tableau 17 : Caractères macroscopiques des souches isolées distinctes de l'échantillon 2 représentant le poisson de la Carpe a grosse tête partie surface,intestin sur GN

Souche / Critère	Formes	Taille	Couleur	Contour	Elevation	Surface	Opacite	Consistance	odeur
S2int	Circulaire	moyenne	Blanche	Irrégulier	Convexe	Lisse	Opaque	Crémeuse	-
S3int	Circulaire	moyenne	Beige	Irrégulier	Convexe	Rugueuse	Translucide	Crémeuse	-
S4int	Circulaire	moyenne	Blanche	Irrégulier	Convexe	Rugueuse	Translucide	Crémeuse	-
S5int	Circulaire	Petite	Beige	Régulier	Plate	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S6int	Ronde	Petite	Blanche	Régulier	Plate	Rugueuse	Translucide	Crémeuse	-
S7int	Circulaire	Petite	Orange	Régulier	Plate	Lisse	Opaque	Crémeuse	-
S8int	Ronde	moyenne	Blanche	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S9int	Ronde	Petite	Blanche	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S10int	Ronde	Petite	Jaune	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S11int	Circulaire	moyenne	Blanche	Régulier	Plate	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S1sur	Circulaire	moyenne	Blanche	Régulier	Plate	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S2sur	Circulaire	moyenne	Blanche	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S3sur	Ronde	Petite	Blanche	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S4sur	Ronde	moyenne	Blanche	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S5sur	Circulaire	Petite	Blanche	Régulier	Plate	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S7sur	Circulaire	Petite	Orange	Irrégulier	Plate	rugueuse	Translucide	Crémeuse	-
S8sur	Circulaire	moyenne	Blanche	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S9sur	Ronde	Petite	Blanche vert	Régulier	Convexe	rugueuse	Translucide	Crémeuse	-
S11sur	Circulaire	moyenne	Blanche	Etoilé	Convexe	rugueuse	Opaque	Crémeuse	-
S12sur	Circulaire	moyenne	Vert	Régulier	Plate	Lisse	Translucide	Sèche	+
S13sur	Ronde	moyenne	Blanche	Régulier	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S14sur	Ronde	Petite	Blanche	Irrégulière	Convexe	rugueuse	Translucide	Crémeuse	-
S15sur	Ronde	Petite	Beige	Régulière	Convexe	Lisse	Translucide	Crémeuse	-
S16sur	Ronde	Petite	Transparente	Régulière	Plate	Lisse	Translucide	Crémeuse	-

Les résultats obtenus de l'observation macroscopique des colonies montre qu'il y a une grande variété des souches présentes dans le deuxième échantillon de poisson que celles observées chez le Barbeau. Ces résultats corroborent avec ceux trouvés par **Shewan, (1971)**. Il a montré que la diversité d'espèce de poisson joue un rôle dans la diversité ainsi que le nombre de la flore trouvée : elles diffèrent d'une espèce à l'autre.

Toutefois, on observe une différence de nombre des souches au niveau de la partie superficielle du poisson par rapport à sa partie intestinale et de même avec la chair, un nombre de 16 souches en surface et de 11 souches au niveau de l'intestin pour les deux poissons prélevés : le Barbeau et la Carpe à grosse tête. Tandis qu'une souche est isolée chez le barbeau. Selon les recherches de **Vallé, (1996)** les charges bactériennes ainsi que la nature de la flore des différents organes sont variables.

II.2.1.2. Caractères microscopiques

A. Coloration de Gram

La coloration de Gram nous a permis de déterminer la forme appropriée de la souche (coque, bacille ou coccobacille) son Gram positif ou négatif ainsi que de mettre en évidence s'il y a présence de spores sous microscope optique Gx100.

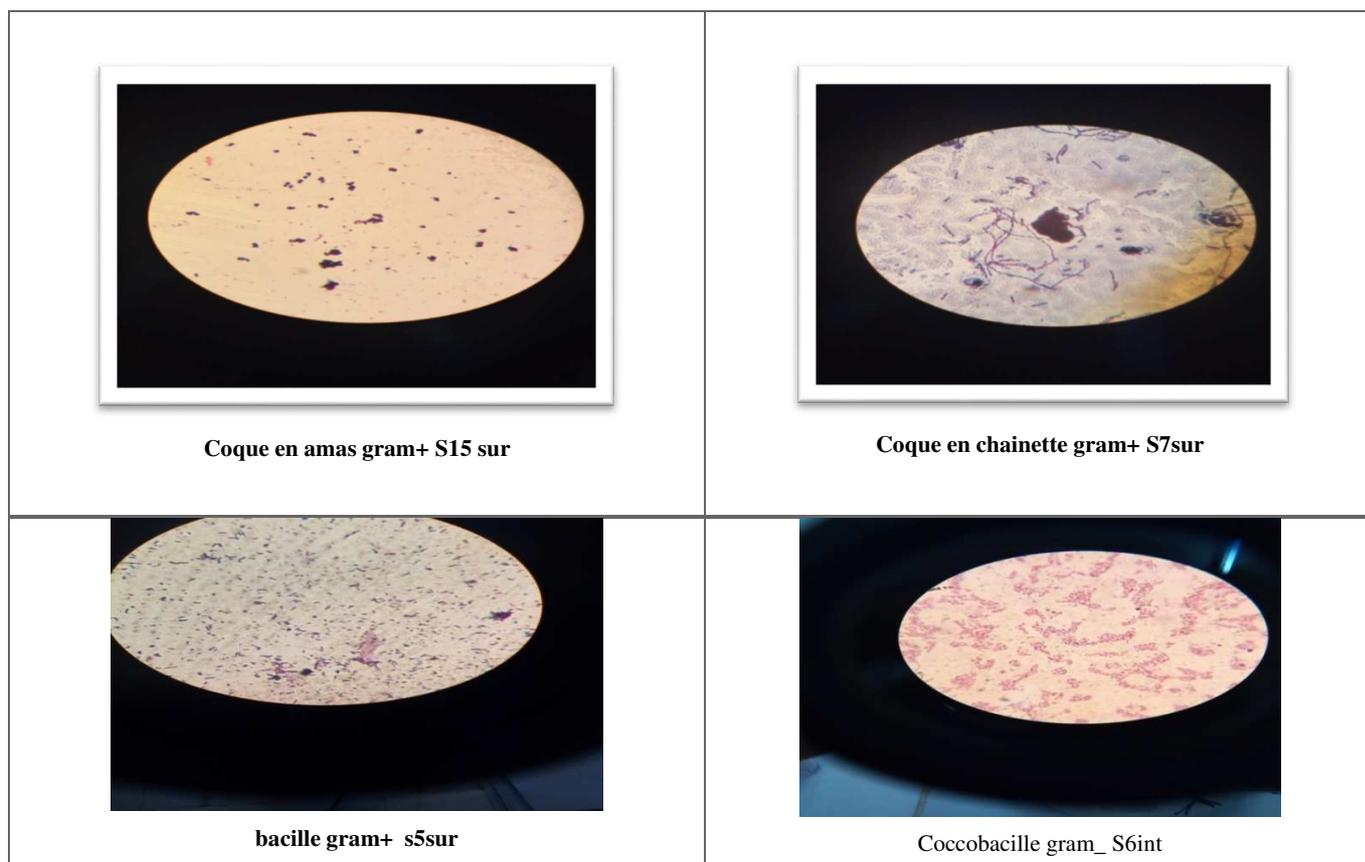


Fig. 18 Les aspects des isolats par coloration de Gram vu sous microscope optique (G X 100).

Les résultats de la coloration sont regroupés dans les tableaux suivants :

Tableau18 : Coloration de Gram du premier échantillon (surface, intestins, chaire).

souches	Gram	Forme de cellule	Mode de regroupement	Présence de spores
S1sur	+	Coque	Isolee_amas	-
S2sur	+	Coque	Isolee\amas	-
S3sur	+	Coque	Isolee	-
S4sur	+	Coccobacille	Tétrade\isolee	-
S5sur	+	Bacille	Isolee\en paire	-
S6sur	-	Coccobacille	En paire	-
S7sur	+	Coccobacille	Isolee\ en paire	-
S8sur	-	Bacille	Isolee	-
S12sur	-	Bacille	Isolee\en paire	-
S14sur	+	Coque	Isolee\en paire	-
S15sur	+	Coque	En grappe de raisin	-
S16sur	+	Coque\Bacille	Isolee\en amas	-
S2int	-	Coque	Isolee\en amas	-
S3int	-	Bacille	Isolee	-
S4int	-	Bacille	Isolee\en amas	-
S6int	+	Bacille	Isolee\en paire	-
S7int	+	Bacille	Isolee\en paire\en amas	-
S8int	-	Coque	Diplocoque	-
S1chai	-	Petit Bacille	Isolee\en amas	-

Tableau19 : Coloration de Gram des souches isolées et purifiées du deuxième échantillon: Carpe a grosse tête (intestin, surface).

Souches	Gram	Formes de cellules	Mode de regroupements	Présence de spores
S2int	+	Coque	Isolée	-
S3int	-	Petit Bacille	Isolé en amas	-
S4int	-	Coccobacille	Isolée en amas	-
S5int	+	Coque	Isolée en amas	-
S6int	-	Coccobacille	Isolée\en amas	-

S7int	-	Bacille	En chaînette	-
S8int	-	Bacille	Isolée en amas	-
S9int	-	Bacille	Isolée en amas	-
S10int	+	Coque	Isolée en amas	-
S11int	+	Coccobacille	Isolée en amas	-
S1sur	+	Petit Bacille	Isolée en paire	-
S2sur	-	Bacille	Isolée	-
S3sur	+	Coque	Isolée en paire en amas	-
S4sur	+	Coque	En paire	-
S5sur	+	Coccobacille	Isolée en amas	-
S7sur	+	Coque	En chaînette	-
S8sur	-	Bacille	Isolée	-
S9sur	+	Coque	Isolée en amas	-
S11sur	+	Coque	Isolée en amas	-
S12sur	+	Bacille	En chaînette	-
S13sur	-	Bacille	Isolée	-
S14sur	-	Bacille	Isolée	-
S15sur	+	Coque	Isolée en amas	-
S16sur	+	Coque	Isolée en paire	-

D'après les résultats obtenus, la plus part des souches isolées de la surface ont un Gram positif ayant une forme de coque (S1,S2, S3, S14, S15, S16), la forme de bacille (S5,S8, S12) et la forme de coccobacille (S4,S7). On a observé aussi une souche de Gram négatif représente la souche6 en forme de coccobacille.

D'autre part, la partie superficielle analysée du Barbeau a permis d'observer un nombre élevé a Gram positif représentées par des coque (S3,S4,S7,S9, S11,S15,S16), bacille (S1,S12) et coccobacille (S5et S8), les souches S2 et S14 sont une bacille et une coque de Gram négatif.

Les résultats sont en accord avec **liston, (1980)** qui a observé une forte proportion de bactérie à Gram positif dans la flore du poisson d'eau douce. En outre **Gillespie & Macrae (1975)** montrent que la température joue au rôle dans la variation de la flore superficielle du poisson. Cependant, la flore de la surface en eau chaude présente un grand nombre de bactéries à Gram positif.

Dans la partie intestinale du Barbeau, les souches isolées et purifiées sont de Gram négatif présentant la forme de coque pour les souches (S2, S4, S8) et la forme de bacille pour (S3,S6,S7). Selon **Vallé, (1996)** la flore intestinale est principalement constituée de bactéries à Gram négatif. **Cahill, (1990)** confirme qu'on peut rencontrer des entérobactéries.

On outre le nombre de Gram positif ainsi que les négatif est égale pour le second échantillon, citons les souches S3, S4, S6, S9 pour les bacilles et coccobacilles et s 6 en coque a Gram négatif.

La plupart des coques sont de Gram positif citons les souches S2, S5,S8,S10 et la forme coccobacille pour S11. La proportion des bactéries anaérobies facultatives ou strictes est plus forte que pour les flores de surface et des branchies (Vallé, 1996).

Une seule souche de forme bacillaire à Gram négatif a été isolée de la chaire.

Une absence des spores pour toutes les souches isolées a été constatée.

II.2.2.Caractères biochimiques et métaboliques

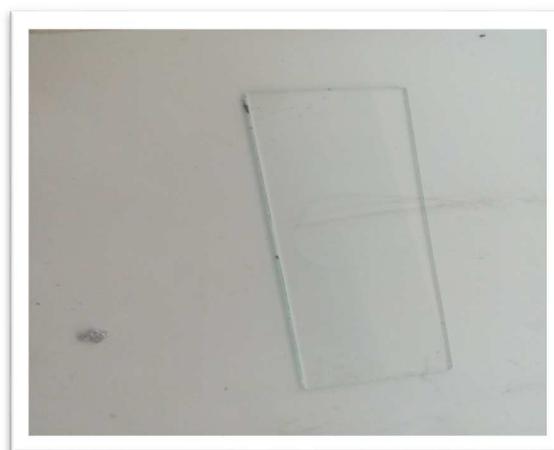
II.2.2.1. Métabolisme énergétique et respiratoires

❖ Test Catalase

Le test de la catalase permet de vérifier si une bactérie possède l'enzyme de la catalase ayant comme utilité de décomposer le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2) en eau (H_2O) ainsi qu'en oxygène (O_2).



Test Catalase positif (+)



Test Catalase négatif (-)

Fig. 19 Résultats du test catalase

Les résultats du test sont organisés dans le tableau suivant :

Tableau 20: Résultats du test catalase des souches isolées des deux échantillons des parties de la surface et intestin

Echantillon	Isolat	Test catalase
Echantillon 1 (Barbeau)	S2int	+
	S3int	-
	S4int	+
	S6int	-
	S7int	+
	S8int	+
	S2sur	-
	S3sur	+
	S5sur	-
	S6sur	+
	S7sur	+
	S12sur	+
	S14sur	+
	S15sur	-
	S16sur	-
	Echantillon2 (carpe à grosse tête)	S1chai
S2int		+
S3int		+
S4int		+
S5int		+
S6int		+
S7int		-
S8int		+
S9int		+
S10int		-
S11int		-
S1sur		+
S2sur		+
S3sur		-
S4sur		+
S5sur		+
S7sur	+	
S8sur	+	
S9sur	+	
S11sur	+	
S12sur	+	

	S13sur	+
	S14sur	+
	S15sur	+
	S16sur	+

- Les souches S2, S4, S7 et S8 isolées de l'intestin ayant une catalase par rapport aux autres souches S3, S6 qui sont dépourvues de cette enzyme.
- Pour les souches de la surface le test catalase est positif (S3, S6, S7, S12, S14) ou négatif pour les souches qui restent
- Pour la seule souche de la chair on a marqué que le test est négatif
- Pour l'intestin, les souches isolées du deuxième échantillon n'ont pas de catalase sauf les souches S7, S10, S11.
- Pour toutes les souches purifiées de la partie superficielle du poisson le test de la catalase était positif sauf pour la souche 3.

❖ Recherche de l'oxydase

La recherche de l'oxydase consiste à mettre en évidence le pouvoir de la bactérie testée à oxyder la forme réduite incolore des dérivés méthylés du paraphénylène diamine, en leur forme oxydée semi-quinonique rose violacé. (Guillaume, 2013).



Test Oxydase positif



Test Oxydase négatif

Fig. 20 Lecture du résultat du test oxydase.

Les résultats de nos souches isolées et purifiées sont regroupés dans le tableau suivant :

Tableau 21: Résultats du test oxydase des deux échantillons de poisson pour ses différents compartiments (surface, chaire, intestin).

Echantillon	Isolat	Test oxydase
Echantillon 1 (Barbeau)	S2int	+
	S3int	-
	S4int	+
	S6int	-
	S7int	+
	S8int	+
	S2sur	-
	S3sur	+
	S5sur	-
	S6sur	+
	S7sur	+
	S12sur	+
	S14sur	+
	S15sur	-
	S16sur	-
	S1chai	-
	Echantillon2 (carpe à grosse tête)	S2int
S3int		+
S4int		+
S5int		+
S6int		+
S7int		-
S8int		+
S9int		+
S10int		-
S11int		-
S1sur		+
S2sur		+
S3sur		-
S4sur		+
S5sur		+

	S7sur	+
	S8sur	+
	S9sur	+
	S11sur	+
	S12sur	+
	S13sur	+
	S14sur	+
	S15sur	+
	S16sur	+

Pour la partie intestinale du poisson les souches isolées n'ont pas d'oxydase sauf pour la souche7 qui été marquée comme positif.

Le test d'oxydase était positif chez la majorité des souches isolées de la surface du poisson, sauf pour les souches S16,S14, S6 dans la chaire une seule a une oxydase.

Les souches S2,S4,S5,9,S10 isolées de l'intestin du deuxième poisson sont d'oxydase positive sauf les souches S3,S6,S7,S8,S11 qui n'ont pas d'oxydase.

Les souches isolées de la surface sont d'oxydase négative pour la plus part sauf S3,S5,S8.

❖ Milieu Chromagar Orientation

L'ensemencement sur milieu Chromagar orientation des souches isolées pour les deux échantillons de poissons a révélé les résultats suivants.

Tableau 22: Aspect des isolats sur milieu Chromagar Orientation pour les deux échantillons de poissons

Échantillon	Isolats	Couleurs	Aspects
Echantillon de la carpe a grosse tête	S2 int	Bleu	Petite colonie
	S3int	Vert foncé avec halo marron	Colonie de taille moyenne a grande
	S4int	Vert foncé avec halo marron	Colonie de taille moyenne a grande
	S5int	Bleu ciel	Petite colonie
	S7int	Vert foncé avec halo marron	Colonie de taille moyenne à grande
	S9int	Vert foncé avec halo marron	Colonie de taille moyenne à grande
	S1sur	Bleu métallique	Colonie de taille moyenne
	S2sur	Bleu vert	Colonie de taille moyenne

	S3sur	bleu métallique	
	S4sur	Mauve	Colonie de petite taille
	S5sur	Bleu métallique	Colonie de taille moyenne
	S7sur	Bleu ciel	
	S8sur	Rose foncé	Colonie de petite taille
	S12sur	Bleu ciel	Colonie de petite taille
	S16sur	Bleu vert	Colonie de taille moyenne

Échantillon	Isolats	Couleurs	Aspects
Échantillon de Barbeau	S2sur	Bleu ciel	Colonie de taille moyenne
	S3sur	Bleu avec halo beige	Colonie de taille de moyenne
	S5sur	Bleu avec halo beige	Colonie de taille moyenne
	S6sur	Bleu vert	Colonie de taille moyenne
	S7sur	Vert foncé avec halo marron	Colonie de taille moyenne à grande
	S8sur	Vert pistache	Colonie de taille moyenne
	S12sur	Vert pistache	Colonie de taille moyenne
	S14sur	Blanc	Colonie de petite taille
	S16sur	Doré avec halo	Colonie de petite taille
	S2int	Doré avec halo	Colonie de petite taille
	S4int	Vert foncé avec halo marron	Colonie de taille moyenne à grande
	S6int	Bleu métallique	Colonie de taille moyenne
	S7int	Vert foncé avec halo marron	Colonie de taille moyenne à grande
	S8int	Doré avec halo	Colonie de petite taille

II.3. Identification des souches

II.3.1. Résultats d'identification des souches suspectées sur milieu sélectif

II.3.1.1. Recherche des staphylocoque sur milieu Chapman

Le milieu de Chapman est recommandé pour la recherche et la numération des staphylocoques à coagulase qui donnent un résultat positive dans le lait (Davis, 1959), les aliments (American Public Health Association, 1966) et autres produits (Silverton & Anderson, 1961).

Pour nos échantillons analysés, des colonies rondes de couleur blanchâtres et de petites tailles observées sur milieu Chapman après incubation à 24h pendant 37°C Ainsi que nous avons enregistré l'apparition de colonies jaunes arrondies avec virage de la couleur du milieu ISO/TS 11133-2 (V 08-1042).

II.3.1.2. Recherche des streptocoques sur milieu BEA

La gélose bile-esculine est un milieu destiné à l'isolement sélectif et à la différenciation des streptocoques du groupe D et des Enterococcus qui tolèrent la bile et hydrolysent l'esculine en glucose et esculetine (esculetine + citrate de fer: coloration noire). La bile inhibe les bactéries à Gram positifs autres que les streptocoques du groupe D et les Enterococcus.

L'acide de sodium éventuellement présent inhibe les bactéries à Gram négatifs. Après incubation, des colonies de petites tailles circulaires transparentes et noire envahissant le milieu (bioMérieux)

II.3.1. 3. Recherche des bactéries lactiques sur MRS et M17

Le milieu MRS est supérieur au milieu au jus de tomate de Briggs (**Briggs, 1953**) et au milieu au jus de tomate et à l'extrait de viande de De Man. Il permet une pousse plus abondante de toutes les souches de lactobacilles, et plus particulièrement des souches à développement lent et difficile comme *L. brevis* et *L. fermenti*. La gélose et le bouillon MRS favorisent la pousse des bactéries lactiques. Elles sont Gram +, n'ont pas ni du catalase ni d'oxydase, et ayant des exigences dans leurs besoins nutritifs. Leur croissance est considérablement améliorée en microaérophilie. Les colonies obtenues en profondeur ou en surface peuvent être rugueuses ou lisses ; elles sont petites, opaques et plus ou moins blanches.

Des colonies de petites tailles arrondies blanchâtres sont observées sur le milieu après incubation

II.3.2. Identifications avec la galerie API20E



Fig. 21 Résultats d'identification par galerie API20E

D'après la lecture des galeries dans le tableau approprié (Bio Mérieux S.A., France, 2002), on a obtenu les résultats suivants:

Tableau 23: Résultats de la lecture des souches identifiés avec galerie API20E.

Souches	O N P G	A D H	L D C	O D C	C I T	H 2 S	U R E	T D A	I D D	V P	G L E	G L U	M A N	I N O	S O R	R H A	S A C	M E L	A M Y	A R A
E1 s6 Sur	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E1 S8 sur	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E1 S12 Sur	-	+	-	-	+	-	-	+	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E1 S4 Int	-	-	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E1 S8 int	+	+	+	+	+	+	-	+	-	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E2 S2 sur	+	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E2 S1 Int	+	+	+	+	+	+	-	+	-	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E2 S3 Int	+	+	-	+	+	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+	+	+	+	+	+
E2 S4 int	-	-	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E2	-	-	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-

S7 Int																				
E2 S9 int	-	-	-	+	+	+	+	+	+	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
E2 S14 Sur	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E2 S13 sur	+	-	-	-	-	-	-	+	-	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
	E1: échantillon 1					E2: échantillon 2					Sur: surface			Int: intestin			S:isolat			

II.4. Souches isolées et identifiées des deux espèces de poissons et l'eau d'enlèvement du barrage de Sidi M'hamed Ben Taiba

- A partir de l'eau

Les bactéries isolées de l'eau de barrage et identifiées ont montré une faible variation comparant au celle des compartiments de poisson citons :

- *Staphylococcus sp*
- *Serratia odorifera, Serratia ficaria*
- *Vibrio fluvialis*
- *Pseudomonas flurensens\ putida, Pseudomonas luteola*
- *E.Coli*
- *Stenotrophomonas maltophilia*
- *Chrysobacterium meningoseptium*

- A partir de la surface des deux échantillons de poissons

Une grande variété de bactéries été isolées et identifiées de la surface des échantillons de poisson citons :

- *Staphylococcus sp*
- *Streptococcus sp*
- *Pseudomonas flurensens, Pseudomonas putida, Pseudomonas luteola*
- *Serratia odorifera, Serratia ficaria*
- *Stenotrophomonas maltophilia*
- *Lactobacillus sp*
- *Chrysobacterium meningoseptium*

- *Stenotrophomonas maltophilia*

- **A partir de l'intestin**

Plusieurs genres bactériens ont été reconnus dans les intestins des poissons analysés citons :

- *Staphylococcus sp*
- *Streptococcus sp*
- *Pseudomonas fluorescens*, *Pseudomonas putida*, *Pseudomonas luteola*
- *Serratia odorifera*, *Serratia ficaria*
- *Salmonella sp*
- *Citrobacter brockii*
- *Proteus mirabilis*
- *Chryseobacterium meningosepticum*
- *Lactobacillus sp*

D'après l'étude macro et microscopique des souches isolées de nos échantillons de poisson ainsi que leur caractère métabolique, on a pu obtenir une diversité de 12 espèces réparties sur 9 genres appartenant à la famille suivante : *Pseudomonadaceae*, *Enterobacteriaceae*, *Flavobacteriaceae*, *Xanthomonaceae*, *Staphylococcaceae*, *Lactobacillaceae*.

Selon la diversité des espèces les deux genres de *Pseudomonas* et *Serratia* présentent une variété d'espèces que les autres genres. Toutefois, le genre *Pseudomonas* présente trois espèces :

Pseudomonas fluorescens, *Pseudomonas putida*, *Pseudomonas luteola* avec un nombre de 3 souches dans le poisson, une présentant l'espèce de *Pseudomonas luteola* précédemment connue sous le nom de *Chryseomonas luteola*; est un bacille Gram négatif, non fermentatif, aérobic, mobile, ne forme pas de spores. On le trouve fréquemment en tant que saprophyte dans le sol, l'eau et d'autres environnements humides. C'est un agent pathogène opportuniste chez les patients présentant des troubles médicaux sous-jacents ou avec des cathéters à demeure (**Çiçek et al., 2016**) Ces résultats sont en accord avec les travaux de (**Diabate et al., 2019**) pour l'échantillon de poisson d'eau de mer frais.

Les deux autres souches représentent les deux espèces de *Pseudomonas fluorescens* et *Pseudomonas putida*.

Pseudomonas fluorescens est de Gram négatif, aérobic obligatoire et considéré comme un microorganisme psychrotrophe, incapable de se développer à des températures supérieures à 32 ° C. espèces fluorescentes de *Pseudomonas*, selon **Trivedi et al., (2015)** est un agent pathogène opportuniste et est capable de vivre dans de nombreux environnements tels que les plantes, le sol et les surfaces d'eau. Cependant la présence du genre *Pseudomonas* dans l'échantillon de poisson ainsi que l'eau d'élevage a été confirmée par **Vallé, (1996)**. Il a admis que le poisson s'altère par la qualité de l'eau d'élevage ce dernier présente une variété de genres bactériens (citons ceux de *Pseudomonas*) prévenants du sol.

Le genre *Serratia* présente une variété d'espèces pour l'échantillon de poisson pour un ensemble de quatre souches réparties en deux souches pour chaque espèce. La présence de *Serratia odorifera* est en accord avec les résultats de (Diabate et al., 2019). Les espèces du genre *Serratia* sont des bactéries anaérobies facultatives, chimio-organotrophes, ayant de faibles besoins nutritionnels, qui appartiennent à la famille des Enterobacteriaceae (Grimont & Grimont, 1992). Ce sont des bâtonnets à Gram négatif qui mesurent 0,9 à 2 µm de longueur et 0,5 à 0,8 µm de diamètre (Houdt et al., 2007) Elles possèdent un flagelle péritriche qui leur permet de nager et de se déplacer en faisceau en forme d'hélice (avec différenciation) Sa présence dans l'échantillon de poisson est confirmé par Grimont, (1992) qui a montré que les différentes espèces du genre *Serratia* peuvent être hébergées par des plantes et des animaux (y compris le poisson) et elles sont omniprésentes dans l'eau.

Selon la diversité du nombre présent dans l'échantillon de poisson, l'espèce de *Proteus mirabilis* était la plus dominante avec un nombre de cinq souches. C'est une espèce de bactérie anaérobie à Gram négative et facultative qui manifeste une motilité grouillante et une activité d'uréase. *Proteus* s'est classé au troisième rang des causes d'infections nosocomiales selon Trivedi et al., (2016) est répandu dans la nature, principalement dans le sol, l'eau. En outre les résultats des travaux de Diabate et al.,(2019) , Fané et al.,(2011) et par Sissoko et al.,(2011) met en corroborent avec nos résultats et prouve la présence de l'espèce *Proteus mirabilis* dans l'échantillon de poisson frais d'eau douce.

Les genres bactériens restants sont présentés par une souche d'échantillons de poisson pour chaque espèce identifié des genre : *Chryseobacterium* , *Citrobacter* et *Stenotrophomonas*

Citrobacter braakii (*C. braakii*) est un genre de bactérie bacille à Gram négatif, linéaire, facultatif, anaérobie et mobile appartient à la famille des Enterobacteriaceae , Il a été associé à diverses infections nosocomiales et acquises dans la communauté chez l'homme. Selon Trivedi et al., (2015) cette espèce est largement répandue dans l'eau, le sol et les aliments dans l'environnement. Il est également trouvé dans les voies urinaires, intestinales et respiratoires de l'homme et des animaux y compris le poisson se qui confirme sa présence dans l'intestin des échantillons de poisson.

Les travaux de Diabate et al.,(2019) sur les différentes parties du poisson (intestin , peau et chair) a l'état frais ont prouvé la présence de *Stenotrophomonas maltophilia* de même que nos résultats présentés c'est une bacille à Gram négatif, un agent pathogène opportuniste, en particulier chez les infections nosocomiales. *S. maltophilia* n'est pas un agent pathogène hautement virulent, mais il a la capacité de coloniser les voies respiratoires chez les patients d'hôpitaux responsables de taux de mortalité bruts, soit 14% à 69% avec une bactériémie selon Wang et al.,(1992) et Victor, (1994)

Le genre de *Chryseobacterium* est présenté par l'espèce *Chryseobacterium meningosepticum* identifié comme une souche isolée de surface du poisson. C'est un bacille aérobie à Gram négatif, oxydatif positif et non fermentant Il a été défini pour la première fois par (King en 1959) Cette bactérie ubiquitaire, anciennement connue sous le nom de *Flavobacterium meningosepticum* et récemment appelée *Elizabethkingia meningosepticum* (ou

méningoseptica) par certains auteurs, appartient à la famille des Flavobacteriae et habite les environnements naturels et hospitaliers (Kim et al., 2005), sa présence dans les eaux douces a été mentionnée par Ceyhan & Celiks, (2011) ce qui confirme sa présence sur la surface du poisson par contamination survenue du milieu d'élevage selon Vallé, (1996)

Les genres restants de *Staphylococcus*, *Salmonella* et *Streptococcus* ainsi que *Lactobacillus* ne sont pas dénombrés mais ils sont mise en évidence par leur croissance dans les milieux sélectifs.

Les *staphylocoques* sont des organismes ubiquistes que l'on trouve dans l'eau, l'air, la poussière, le lait, les eaux usées, les sols, les surfaces et, d'une manière générale, tout ce qui vient en contact avec l'homme. (Ahmed, 1991).

Selon le FAO, (1998) les produits de la mer ou d'eau douce comestibles peuvent être contaminés par les staphylocoques, soit par l'intermédiaire de manipulateurs infectés soit par l'environnement. Dans les cas les plus fréquents, la contamination est due à un individu atteint d'une infection aux mains, d'un rhume ou d'un mal de gorge ce qui confirme sa présence dans nos échantillons de poisson.

Salmonella est un genre de bacille à gram négatif, appartenant à la famille des entérobactéries. Ce sont des bactéries omniprésentes et résistantes, qui peuvent survivre pendant plusieurs semaines dans un environnement sec et plusieurs mois dans l'eau selon OMS, 2018 sa présence dans nos échantillons est en accord avec les résultats de Diabate et al.,(2019) qui ont prouvé la présence de *Salmonella sp* dans l'échantillon frais de poisson

La présence de bactéries lactiques au cours des analyse de nos échantillons est similaire a ceux de Hagi et al., (2004) qui ont démontré la présence des bactéries lactiques des espèces *Lc. lactis* et *Lc. raffinolactis* retrouvées en temps qu'espèces dominantes de la flore intestinale de la Carpe d'eau douce

Les *streptocoques*, bactéries ovoïdes ou sphériques associées en chaînettes, appartiennent à la vaste famille des Streptococcaceae, ensemble hétérogène de cocci prenant la coloration de Gram, dépourvues de cytochrome et de catalase, englobant plus de quatre-vingts espèces et sous-espèces classées en sept genres. Le FAO, (2019) a révélé que cette espèce fait partie de la flore normale de nombreux produits alimentaires et produits de la pêche

CONCLUSION

Conclusions et Perspectives

Conclusions

De nos jours, le poisson vient de préoccuper une grande place dans nos plats gastronomiques. Sa consommation augmente par l'élévation de la population. Toute fois sa qualité microbiologique assure la bonne façon de consommation.

En effet le poisson représente un grand réservoir de flore bactérienne dans ses différents compartiments (peau, chaire, intestin) qui sont influencés par son entourage d'élevage

Notre travail a pour but d'isoler et de mettre en valeur les caractères phénotypiques et métaboliques des souches bactériennes du poisson frais qui se diversifie entre flore normale et de contamination.

Quarante-trois (43) souches sont isolées entre intestin et surface avec absence de souches dans la chaire du poisson frais ce qui confirme la stérilité de la chaire pour les deux échantillons de poisson prélevés dans ce travail.

L'identification des souches isolées nous a permis d'identifier un ensemble de 12 espèces répartissent entre différents compartiments de poisson (intestin, surface) pour les deux échantillons qui représentent les genres suivants : *Staphylococcus*; *Streptococcus*; *Pseudomonas*; *Serratia*; *Stenotrophomonas*; *Chryseobacter*; *Stenotrophomonas*; *Salmonella*; *Proteus*, et des bactéries lactiques ces genre sont réparties entre flore normale parlant de *Pseudomonas*, *Serratia*, *Stenotrophomonas*, *Chryseobacter*, *Stenotrophomonas*, *Proteus* ainsi que bactéries lactiques

Nous avons intéressé dans le présent travail à étudier l'influence des paramètres microbiologiques et physicochimiques du milieu d'élevage sur la présence de *Chryseobacter*, *Pseudomonas* et *Stenotrophomonas* dans l'échantillon d'eau de même dans l'échantillon de poisson pour les deux espèces étudiées.

En outre, les valeurs obtenus de l'analyse des paramètres physicochimiques d'échantillon d'eau (température, pH, turbidité, conductivité et oxygène dissous) nous a permis interpréter les résultats du dénombrement des bactéries ainsi que la prédominance d'une souche à l'autre dans l'échantillon de poisson. Cependant, tout changement de ces paramètres va influencer la charge ainsi que la diversité d'espèces prédominantes de la flore du poisson dans ses différentes parties (intestin, chaire et surface).

Perspectives

Le présent travail méritent d'être compléter par d'autres études telles que :

- Utiliser d'autres espèces de poissons cultivées dans le barrage de Sidi M'hamed Bentaiba ;
- Caractérisation moléculaire des souches isolées ;
- Elargir l'étude sur d'autres barrages de l'Algérie.

Référence Bibliographique

Références bibliographiques

- **Abbott. S-L, (2007)** 9th. Washington, USA, 698-711.
 - **AFNOR V 08-024, NF ISO 8914 de 1991**reproduisant la norme internationale NF ISO 8914 microbiologie-« Directive générale pour la recherche de *Vibrio parahaemolyticus*.
 - **AFNOR. France. ISBN: 2- 12- 445211-8. 398 p.**
 - **Agassiz. L et Vogt. C, (1845)**.Anatomie des salmones, Soc. Neuchâteloise Sci. Nouv. 3: 1-196.
 - **Ahmed. F-E (Ed.), (1991)**. Sécurité des produits de la mer . National Academy Press, Washington DC, Etats-Unis.
 - **Ahonon. A-S, (2011)**. Evaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux de surface dans les zones montagneuses du sud-ouest du TOGO : cas du Canton de la vie Aquaculture. World Academy of Science, Engineering and Technology (49).Pp:1-8.
 - **Association des pêcheurs d'Arles- Saint Martin de Crau, (2010)**. Les Poissons de nos cours d'eau ,p1
 - **Austin. B & Al-Zahrani .A.M.J, (1988)**. The effect of antimicrobial compounds on the gastrointestinal microflora of rainbow trout, *Salmo gairdneri* R. J. Fish. Biol. 33: 1-14.
 - **Ayad .W (2017)**. Evaluation de la qualité physico-chimique et bactériologique des eaux souterraines : cas des puits de la région d'el-harrouch .Thèse de doctorat. Université Badji Mokhtar – Annaba
 - **Balebona. M C, Zorrilla. I, Morinigo. M A, Borrego. J-J, (1998)**. Survey of bacterial pathologies affecting farmed gilt-head sea bream _ *Sparus aurata* L./ in southwestern Spain from 1990 to 1996. Aquaculture (166) .P: 19–35.
 - **Barnabe. G, (1991)** Base biologique et écologique de l'aquaculture 1991 .
 - **Bergheim .A, Drengstig. A, Ulgenes .Y, Fivelstad. S, (2009)**. Production of Atlantic salmon somlts in Europe-Current characteristics and future trends. Aquaculture Engineering, 41, 46-52.
 - **Berlind. A, (1973)**.Caudal neurosecretory system: A physiologist's view, Am. Zool. 13: 759-770.
 - **Bernstein. J-J, (1970)**.Anatomy and physiology of the central nervous system, dans Fish physiology, vol. 4, W.S. Hoar et D.J. Randall, éd., Academic Press, Inc., New York, N.Y., p. 1-90.
 - **Biomérieux, S.A,(2010)**.Applications Bio Pharmaceutiques. France,Http: [www.biomerieux.fr/ servlet/srt/srt/bio/france/dyn](http://www.biomerieux.fr/servlet/srt/srt/bio/france/dyn).
 - **BMC Microbiol 10: 215.**
 - **Bornert. G, (2000)**. Importance des bactéries psychotropes en hygiène des denrées alimentaires. Revue Méd. Vét. 151 (11) : 1003-10.4
 - **Botta. J-R , Squires. B-E et Johnson .J, (1986)**. Effet des procédures de saignements / éviscération sur la qualité sensorielle de la morue fraîche (*Gadus morhua*). Pouvez. Inst. Food Sci. Technol. J. 19, 186-190
 - **Bourdon. J & Marchal. N, (1982)**. Les milieux de cultures pour l'isolement et l'identification biochimique des bactéries. Edition Doin, Paris.
 - **CahiJI. M-M, (1990)**. Bacterial flora of fishes: Rev. Microbiol. Eco!. 19: 21-41.
 - **Campbell. G, (1970)**.Autonomic nervous systems, dans Fish physiology, vol. 4, W.S. Hoar et D.J.Randall, éd., Academic Press Inc., New York, N.Y., p. 109-132.
 - **Cardenas. J, (2015)**. Anatomie des poissons en détail
 - **Chakour. S, Chaouki, Chaker. A, (2013)**. Colloque internationale : Investissement public et projets environnementaux en Algérie : Réalité ou utopie ? université de Jijel. Algérie
-

Références bibliographiques

- **Claire. K, (2019).** Conditionnement et altérations du poisson 01-04-2019 colloques. pp. 467-473.
 - **Corolla. J-P, Kupfer M.** in : **DORIS, (2014)** .Barbus barbus (Linnaeus, 1758)
 - **Dalila. B, (2007)** Le Maghreb, l'aquaculture en Algérie 03 mars2007
 - **Daugherty. A-L, Mrsny. R.J.** Formulation and delivery issues for monoclonal antibody therapeutics. Adv Drug Deliv Rev 2006; 58 : 686–706.
 - **Delarras, C, (2007),** Microbiologie pratique pour le laboratoire d'analyses ou de contrôle sanitaire (En 2 tomes), Edition médicales internationales, Paris, Tec & doc/Lavoisier, 476p, ISBN: 978-2-7430-0945-8.
 - **Depaola. A, Flynn. P-A, Mcphearson.R-M, Levy.S-B, (1988).** Phenotypic and genotypic characterization of tetracycline- and oxytetracycline-resistant *aeromonas hydrophila* from cultured channel catfish (*ictalurus punctatus*) and their environments. applied and environmental microbiology.pp. 1861-1863.
 - **Dolisi. G, (2017).** Identification d'entérobactéries *Enterobacter cloacae*, *Escherichia coli* 1 et 2, *Serratia* ...Avec la Galerie API 20E de BioMérieux 27-04-2017
 - **Ercolini, Russo.F, Blaiotta.G, Pepe.O, Mauriello.G, Villani.F, (2007)** .Simultaneous detection of *Pseudomonas fragi*, *P.lundensis* and *P.putida* from meat by use of a multiplex PCR assay targeting the *carA* gene. Appl Environ Microbiol, 73(7) : 2354-9.
 - **FAO, 1999** .La qualité et son évolution dans le poisson frais
 - **FAO, 2019.**Cultured aquatic species fact sheets, *Hypophthalmichthys nobilis* (Richardson, 1845)
 - **Fridberg. G, & Bern. HA, (1968).**The urophysis and the caudal neurosecretory system of fishes,Biol. Rev. 43: 175-200.
 - **Fujioka. R-S, Tenno. K et Kansako. S, (1988).**Coliformes fécaux et streptocoques fécaux d'origine naturelle dans les cours d'eau douce d'Hawaï.Tox.Assess.3: 613-630.
 - **Gaujour. D, (1995).** La pollution des milieux aquatiques : Aide mémoire. 2ème édition, Lavoisier, P49.
 - **Georgudaki. J-I , Theodoropoulos. C , Venieri. D, Lagkadinou. M, (2009).** A Model Predicting the Microbiological Quality of Aquaculture Sea Bream (*Sparus Aurata*) According to Physicochemical Data: An Application in Western Greece Fish
 - **Gilbert. J & Knowles. M-E, (1975).** The chemistry of smoked foods: a review. J. Food Technol. 10:245.
 - **Gregory. A, Lewbart. M-S, VMD, Dip. I, ACZM, (2001).** Bacteria and Ornamental Fish. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. Pp. 48-56.
 - **Guiraud . J-P,(2003).**Microbiologie alimentaire. Edition Dunod. Paris .Pp.133-150.
 - **Guiraud. J-P, Rosec. J-P, (2004).** Pratique des normes en microbiologie alimentaire.
 - **Hagi. T, Tanaka. D, Iwamura. Y, Hoshino. T, (2004).** Diversité et changement saisonnier des bactéries lactiques dans le tractus intestinal de poissons d'eau douce d'élevage Article dans Aquaculture 234 (1): 335
 - **Harmer. S-F. & Shipley. A-E, Éd, (1904).**Cambridge natural history: Hemichordata, Ascidians and Amphioxus. Fishes, vol. 7, Macmillan and Co., London.
 - **Henderson. S, (1976).** Observations sur la carpe à grosse tête et la carpe argentée et leur application possible dans la pisciculture en étang. Commission du gibier et du poisson de l'Arkansas, Little Rock, Arkansas. 18 pages.
-

Références bibliographiques

- **Herter. C-A, Broeck. C-T, (1911).** Une étude biochimique de *Proteus vulgaris* Hauser. *J Biol Chem* 9: 491-511.
 - **Huet. M, (1970).**Traité de pisciculture. Editions Ch. de Wyngaert, Bruxelles, 718 pp.
 - **Huet. M, (1970).** Manuel de pisciculture: élevage et pisciculture. Fishing News Limited, Londres.
 - **Huss, Hall. & Asenjo. L, (1976).** 1. Durée de conservation des poissons blancs éviscérés et non souillés. Dans: Annu. Rep. Technological Laboratory, Ministère danois de la pêche, Université technique de Lullaby, Danemark.
 - **Ifremer, (2009).** Les systèmes en circuit recirculé : intérêt et cas d'utilisation
 - **Ifremer, (2012).**Aquaculture,Statistique mondiale,Stats pisciculture,Introduction
 - **ISO 6887-1:2017** Microbiologie de la chaîne alimentaire -- Préparation des échantillons, de la suspension mère et des dilutions décimales en vue de l'examen microbiologique -- Partie 1: Règles générales pour la préparation de la suspension mère et des dilutions décimales
 - **Izumi. S, Yamamoto. M, Suzuki. K, Shimizu. A, Aranishi. F, (2007).** Identification and detection of *Pseudomonas plecoglossicida* isolates with PCR primers targeting the *gyrB* region. *Journal of Fish Diseases*, 30 : 391-7
 - **Jang. T-N, Wang. F-D, Wang, Liu. C-Y, Liu. I-M, (1992).** Bactériémie à *Xanthomonas maltophilia*: analyse de 32 cas. *J Formos Med Assoc* 91: 1170-1176.
 - **Keys. T-F, Melton. L-J , Maker. M-D, Illstrup. D-M, (1983).** A suspected hospital outbreak of pseudobacteremia due to *Pseudomonas stutzeri*. *J Infect Dis*, 147(3) :489-93.
 - **Kim, B. N., Kim, N. J., Kim, M. N., Kim, Y. S., Woo, J. H., & Ryu, J, (2003)** *Scandinavian Journal of Infectious Diseases*, 35 98-103.
 - **King. S & Metzger. W-I , (1968).** A New Plating Medium for the Isolation of Enteric Pathogens: I. Hektoen Enteric Agar. *Applied and Environmental Microbiology*, 16 : 577-578.
 - **Kolar. CS, Chapman. DC, Courtenay, Housel. CM, Williams. JD et Jennings, (2007).** Carpes à grosse tête: résumé biologique et évaluation des risques pour l'environnement. American Fisheries Society, publication spéciale 33, Bethesda, Maryland
 - **König. C, (2019).** Anatomie des poissons : squelette, peau et muscle -Les poissons d'eau douce p3\27
 - **König. C, (2019).** Tube digestif et système excréteur du poisson-Les poissons d'eau douce-p6\27
 - **Lalucat. J, Bennasar .A, Bosch .R, Garcia-Valdes .E, Palleroni .NJ, (2006)** .Biology of *Pseudomonas stutzeri*. *Microbiol Mol Biol Rev*, 70 (2): 510-47.
 - **Larkin. P-A, (1991)** . 'Mariculture and fisheries: future prospects and partnerships'. In S.J. Lockwood (Ed.) - 'The Ecology and Management Aspects of extensive Mariculture'. ICES Mar. Sc. Symp. 192: 6-14
 - **Laurent. D, (2015)** .Barbeau : tout savoir sur ce poisson excellent combattant.19 janvier 2015
 - **Levallois. P, (2003).** Bactéries hétérotrophes aérobies et anaérobies facultatives. Fiches synthèses sur l'eau potable et la santé humaine, Groupe scientifique sur l'eau, Institut national de santé publique du Québec, 3p., Master international, environnement eau et santé, Université de Lome, TOGO, 35p.
 - **Liston. J, (1980).** Microbiology in fishery science. in : *Advances in fish Science and Technology*. Ed. J.J.Connell, Fishing News Book Ltd Farnham, Surrey, England.cal Products Inst., London: 51-57
-

Références bibliographiques

- **Lockwood, S.J. (Ed.), (1991)** . ‘The Ecology and Management Aspects of Extensive Mariculture’. ICES Marine Science Symposia, vol. 192.
 - **Madi. A, Lakhdari .O, Blottière .HM, Guyard-Nicodeme .M, Le Roux. K, et al., (2010)** La souche clinique MFN1032 de *Pseudomonas fluorescens* exerce un effet cytotoxique sur les cellules intestinales épithéliales et induit l'interleukine-8 via la voie de signalisation de l'AP
 - **Mao B, (2009)** . L'aquaculture, qu'est-ce que c'est ?
 - **Martineau, B, (1996)**.Systématique bactérienne, Guide d'identification des bactéries aérobies. Edition Déclarie-1996 ; Montréal. ISBN: 2891371518.
 - **Masson. O, (2019)**.Aquaculture et Pisciculture
 - **Moore. E-R-B, Mua. M, Arnscheidt. A, Böttger. E-C, Hutson. R-A, Collins. M-D, Van De Peer .Y, De Wachter. R, Timmis. K-N, (1996)**. The determination and comparison of the 16S rDNA gene sequences of species of the genus *Pseudomonas* (sensu stricto) and estimation of the natural intrageneric relationships. Syst. Appl. Microbiol, 19 : 476–492.
 - **Mouslih. M, (1984)**. Les plans d'eau à salmonidae du Moyen-Atlas marocain -Approche piscicole et écologique, rence à l'amghas III. Thèse de 3e cycle, Insu. Polytech. Toulouse, 150 p.
 - **Muus. B-J & Dahlstrom. P, (1991)**.Guide des poissons d'eau douce et pêche. 4eme edition
 - **Naseka. A & Bogutskaya. N, (2011)**. Annotated Bibliography of Bighead (*Hypophthalmichthys nobilis*) and Silver (*Hypophthalmichthys molitrix*) carps from Russian-Language literature.
 - **Naseka. A & Bogutskaya. N, (2011)**. annotated bibliography of bighead (*hypophthalmichthys nobilis*) and silver (*hypophthalmichthys molitrix*) carps from russian-language literature Center for Expertise in Aquatic Risk Assessment Fisheries and Oceans Canada 867 Lakeshore Rd. P.O. Box 5050 Burlington, ON L7R 4A6 CANADA
 - **NF T90-416 Octobre 1985** Essais des eaux - Recherche et dénombrement des streptocoques du groupe D - Méthode générale par filtration sur membrane
 - **NF V08-057-1 Janvier 2004**.Microbiologie des aliments - Méthode de routine pour le dénombrement des staphylocoques à coagulase positive par comptage des colonies à 37 °C - Partie 1 : technique avec confirmation des colonies
 - **Nico. L, Fuller. P, (2019)**.*Hypophthalmichthys nobilis* (Richardson, 1845): US Geological Survey, Base de données sur les espèces aquatiques non indigènes, Gainesville
 - **O'Mahony. M-M, Dobson. A-D, Barnes. J-D, Singleton. I, (2006)**. The use of ozone in the remediation of polycyclic aromatic hydrocarbon contaminated sol. Chemosphere, 63 (2): 307-14
 - **Parker. T-J & Haswell W-A, (1963)**.A textbook of zoology, 7e éd., vol. 2, Macmillan and Co.,London
 - **Pflieger. WL, (1997)**. Les poissons du Missouri. Département de la conservation du Missouri, Jefferson City, MO. 372 pp.
 - **Ramos-Gonzalez .MI, Ben-Bassat .A, Campos .M-J, Ramos. J-L, (2003)** .Genetic engineering of a highly solvent tolerant *Pseudomonas putida* strain for biotransformation of toluene to p-hydroxybenzoate. Appl Environ Microbiol, 69 (9): 5120-5127.
 - **Roberts. R J, (1979)**.pathologie du poisson. Edition maloine. paris. Pp.184-281.
 - **Rodier. J, Legube. B, Merlet. N, (2009)**. L'analyse de l'eau, 9ème édition, Ed. Dunod,1579p.
-

Références bibliographiques

- **Ronald. A, (2003)** Acta Med Library, 49 71-82
 - **Sabina. L-R, Pivnick. H, (1956)** .Oxidation of soluble oil emulsions and emulsifiers b *Pseudomonas oleovorans* and *Pseudomonas formicans*. Appl Microbiol, 4(4): 171-5.
 - **Sagar. A, (2018)**.Test oxydase - Principe, utilisations, procédure, types, interprétation des résultats, exemples et limitations.27 septembre 2018
 - **Schmidt. A-S, Bruun. M-S, Dalsgaard. I, Pedersen. K, Larsen. J-L, (2000)**. Occurrence of Antimicrobial Resistance in Fish-Pathogenic and Environmental Bacteria Associated with Four Danish Rainbow Trout Farms. Applied and Environmental Microbiology.Pp : 4908–4915
 - **Schreiner. D, (2018)**.Aquaculture
 - **Shewan J-M, (1977)**. The bacteriology offresh and spoiling fish and the biochemical changes induced by bacterial action. in: Handling, processing and marketing oftropical fish. Ed. Tropi
 - **Shewan. J-M, (1962)**. The bacteriology of fresh and spoiling fish and some related chemical changes. Recent Adv.Food Sei. 1 : 167-193.
 - **Sogansa. N-Y, (2014)**. Caractérisation des trous traditionnels à poissons du Haut delta de l'Ouémé au Bénin: Typologie, fonctionnement, Biodiversité et productivité. Mémoire de Master Recherche. Institut du Développement Rural. Université Polytechnique de Bobo-Dioulasso, 114p.
 - **Soin. SG et Sukhanova, (1972)**. Analyse morphologique comparée du développement de la carpe de roseau, de la carpe noire, de la carpe argentée et de la tête grosse (Cyprinidae). Journal of Ichthyology 12: 61-71
 - **Soudan. F, Anquez .H, et Babezit .A, (1965)**. La conservation par Je froid des poissons, crustacés et mollusques.Ed. J.B. Baillère et fils Paris.
 - **Sun .Y-Y, Sun .L**. *Pseudomonas fluorescens*: iron-responsive proteins and their involvement in host infection. Vet Microbiol, 176 (3-4) : 309-20.
 - **Suzuki. M, Suzuki .S, Matsui. M, Hiraki .Y, Kawano. F, Shibayama. K, (2013)** .Genome sequence of a strain of the human pathogenic bacterium *Pseudomonas alcaligenes* that causes bloodstream infection. Genome Announc, 1(5).
 - **Tankeshwar. A, (2013)**.Test de la catalase: principe, procédure, résultats et applications, 7octobre 2013
 - **Thurman. HV et Webber HH , (1984)**. Biologie marine. Charles E. Merrill Publishing CA Bell et Howell Co. Columbus, Ohio.
 - **Tryfinopoulou .P, Drosinos. E H,Nychas G-J E, (2001)**. Performance of *Pseudomonas* CFC-selective medium in the fish storage ecosystems. Journal of Microbiological Methods (47) .Pp: 243–247.
 - **Valdimarsson. G, Matthiasson. A et Stefansson. G, (1984)** .Effet des saignements et des éviscérations à bord sur la qualité des produits frais, surgelés et salés. In: A. Moller (Ed.) Cinquante ans de recherche sur les pêcheries au Keland Icelandic Fisheries Laboratory, à Reykjavik, en Islande. 61-72
 - **Vallé. M, (1996)**. Mise au point de techniques microbiologiques et biochimiques d'évaluation de l'altération de la chair de poissons marins et essais de modélisation.These de doctorat. Université des sciences et technologies de Lille
 - **Valentin. B, (2005)**. Le barbeau, un poisson d eau douce puissant,12janvier 2018
-

Références bibliographiques

- **Verigin. BV, Shakha. DN & Kamilov, (1990).** Corrélation entre les indicateurs de reproduction de la carpe argentée, *Hypophthalmichthys molitrix* et de la tête grosse, *Aristichthys nobilis*. *Journal of Ichthyology* 3 (8): 80-92
 - **Victor .MA, Arpi .M, Bruun .B, Vønsson. J, Hansen .MM , (1994)** Bactériémie à *Xanthomonas maltophilia* chez des patients hématologiques immunodéprimés. *Scand J Infect Dis* 26: 163-170
 - **Vigneulle .M, (1986).** Bactéries Ichtyopathogènes en mariculture li'REMER
 - **Wang .HR, Hu .YH, Zhang .WW, Sun. L, (2009)** .Construction of an attenuated *Pseudomonas fluorescens* strain and evaluation of its potential as a cross-protective vaccine. *Vaccine*, 27 (30) : 4047-55.
 - **Warren JW, JH Tenney, JM Hoopes, HL Muncie et Anthony. WC, (1982).** Étude microbiologique prospective de la bactériurie chez des patients porteurs de cathéters urétraux chroniques à demeure. *J Infect Dis* 146: 719-723.
 - **Woynarovich. E, (1982).** Technologies de reproduction des carpes chinoises principales. Document technique MAG/76/002. n° 10 du projet PNUD-FAO de développement des pêches et de l'aquaculture.
 - **Xie. P & Chen. Y, (2001).** Carpe envahissante dans les lacs du Plateau en Chine. *Science* 224: 999-1000.
 - **Zouakh. Dj, (2016).** Cours de génie aquacole les structures d'élevage destiné aux étudiants de 5ème année février 2016
 - **Zylstra .GJ, Mcombie .WR, Gibson .DT, Finette. BA, (1988)** .Toluene degradation by *Pseudomonas putida* F1 : genetic organization of the tod operon. *Appl Environ Microbiol*, 54 (6) : 1498-1503.146
-

ANNEXES

1. Gélose nutritive standard Plate Count Agar (P.C.A)

Hydrolysate tryptique de caséine	2,5g
Extrait de viande	5g
Glucose	1g
Extrait de la levure	2,5g
Agar	15g
Eau distillé q.s.p	1000 ml

pH = 7 ±0.2 à 37°C

2. Gélose nutritive (GN)

Extrait de viande	1g
Extrait de levure	2g
Peptone	5g
Chlorure de sodium	5g
Agar	150g

pH = 7

3. Milieu de Chapman

La formule théorique de ce milieu de culture en g/L d'eau purifiée est :

Extrait de viande (bovin ou porcine).....	1g
Peptone de caséine et de viande (bovin et porcine).....	10g
Chlorure de sodium.....	75g
Mannitol.....	10g
Agar.....	15g
Rouge de phénol.....	0,025g

pH=7,6

111g par litre d'eau distillée. stérilisation à l'autoclave : 15 minutes à 120°C .

4. La galerie API20E

Composition de la galerie

La composition de la galerie API 20 E est reportée dans le Tableau de Lecture.

Réactifs et matériel

- API NaCl 0,85 % Medium, 5 ml (Réf. 20 230) ou API Suspension Medium, 5 ml (Réf. 20 150)
- API 20 E coffret de réactifs (Réf. 20 120) ou réactifs individuels : TDA (Réf. 70 402)
- JAMES (Réf. 70 542) ; VP 1 + VP 2 (Réf. 70 422) ; NIT 1 + NIT 2 (Réf. 70 442)
- Réactif Zn (Réf. 70 380) ; - Oxydase (Réf. 55 635) ; - Huile de paraffine (Réf. 70 100)
- Catalogue Analytique API 20 E (Réf. 20 190) ou logiciel d'identification **apiweb™** (Réf. 40 011)

Tableau des Caractères de la Galerie API20E

Caractère	Substrat	Enzyme	Produit(s) formé(s)	indicateur	Réactif(s) ajouté(s)	Lecture +	Lecture -
ONPG	ONPG	ONPG- hydrolase	ONP (jaune)			Jaune	incolore
ADH		β -galactosidase	galactosidase				
LDC	Arginine	Arginine Dihydrolase (ADH)	Ornithine NH ₃ CO ₂	RP		Rouge- orange	Jaune
ODC	Lysine	Lysine Décarboxylase (LDC)	Cadavérine CO ₂	RP		rouge- orange	Jaune
CIT							
H ₂ S	Ornithine	Ornithine Décarboxylase (ODC)	Putrécine CO ₂	RP		rouge- orange	Jaune
	Citrate		CO ₂ H ₂ O	BBT		Bleu	Vert
	²⁻ S ₂ O ₃	(Thiosulfate Réductase)	S ²⁻ (H ₂ S)	F III		Noir	Jaune pale
URE	Urée	Uréase	NH ₄ ⁺ (HCO ₃ ⁻)	RP		Rouge	Jaune
TDA	Tryptophane	Tryptophane Désaminase (TDA)	Acide indole pyruvique		TDA / immédiat (Fer III)	Rouge	Jaune
IND	Tryptophane	Tryptophanase	Indole A. pyruvique NH ₃		James / immédiat ou Kovacs / 2min	Rouge	Incolore Jaune
VP	Pyruvate		Acétoïne		VP1 (KOH)+ VP2(α - naphtol) / 10min	Rouge	incolore
GEL	Gélatine	Gélatinase	Acides Aminés	BBT		Noir	Incolore
GLU	Glucose		Acides	BBT		Jaune	Bleu ou bleu- vert

Les sucres	Man, Sor, Sac, Amy, Ara	Ino, Rha, Mel,	Acides	BBT	Jaune	Bleu ou bleu-vert
-------------------	--------------------------------	-----------------------	---------------	------------	--------------	--------------------------

4. Violet De Gentiane

Violet de gentiane	01g
Ethanol à 90%	10ml
Phénol	02g
Eau distillée	100ml

5. Lugol

Iode	01g
Iodure de potassique	02g
Eau distillée.....	300ml

6. Fuschine

Fuschine basique.....	01g
Alcool ethylique.....	10ml
Phenol.....	05g
Eau distillée	100ml

7. MRS Tamponnée a ph=6.1

MRS + Tampon phosphate :	
phosphate mono potassique.....	54g/L
Phosphate disodique.....	17.8g/L

8. M17 (Terzaghi et sandine, 1975) (Ph=7.1 +/-0.2)

Peptone papainique de soja.....	05g
Tryptone.....	2.5g
Peptone de viande.....	2.5g
Extrait de levure.....	2.5g
Extrait de viande.....	05g
Glycerophosphate de sodium.....	19g
Sulfate de magnesium.....	0.25g
Acide ascorbique.....	0.5g
Agar.....	15g

9. Eau distillé.....950ml

Après autoclavage + 50ml lactose 10%

10. MRS (Man Rogosa et sharpe,1960)

Peptone	10g
Extrait de viande	08g
Extrait de levure.....	05g
Acetate de sodium.....	05g
Phosphate de bipotassique.....	02g
Citrate d ammonium.....	02g
Sulfate de magnesium.....	0.1g
Sulfate de manganaise.....	0.05g
Glucose	20g
Tween80.....	01ml
Agar.....	15g

Pour les Lactobacilles ajuster le ph=5.4 avec acide acétique

Eau Peptonee Tamponnee (ph=7.2)

Peptone.....	10g
Nacl	05g
Phosphate di potassique.....	1,5g
Phosphate di sodique	09g

11. Agar viande foie (ph=7.5+/-0.1)

Recherche des Clostridium Sulfitoreducteur et Clostridium perfringens

Base viande foie.....	20g
Glucose.....	0.75g
Amidon.....	0.75g
Sodium sulfite.....	1.2g
Fer citrate ammoniacal.....	0.5g
Carbonate de sodium.....	0.67g
Agar.....	11g

12. Slanetz et bartley (ph=7,2+/-0,1)

Entérocoques dans eau /membrane de filtration

Peptone de caséine.....	15g
Peptone de soja.....	05g
Extrait de levure.....	05g
Glucose.....	02g
Azide de sodium.....	0,4
Phosphate dipotassique.....	04g
Agar.....	10g

+ Avant utilisation du milieu vs ajouter 1% TTC (triphenyl2,3,5-tetrazolium chlorure)

13. Bouillon nutritif (ph=7.2)

Extrait de viande	05g
Peptone	10g
NaCl	05g

14. Gelose GNAB (ph=8.6)

Peptone.....	10g
Extrait de viande	03g
NaCl.....	05g
Bile de bœuf.....	02g
Agar.....	20g

15. Hektoen (ph=7,7+/-0,1)

Entérobactéries pathogènes

Proteose peptone.....	12g
Extrait de levure.....	03g
Saccharose.....	12g
Lactose.....	12g
Salicine.....	02g
Nacl	05g
Thiosulfate de sodium	05g
Citrate ferrique amoniacal III	1,5g
Sels biliars	09g
Bleu de bromothymol	0,064g
Fuschine acide.....	0,04 g
Agar.....	13,5g

16. AGAR DCLS (Agar Citrate, Lactose Et Saccharose Au Désoxycholate / Ph=7,5+/-0,1)

[Entérobactéries pathogènes + vibrion]

Peptone de viande	05g
Extrait de viande	05g
Lactose.....	10g
Saccharose.....	10g
Citrate trisodique.....	06g
Thiosulfate de sodium.....	04g
Citrate de ferIII amoniacal.....	01g
Rouge neutre.....	0,02 g
Desoxycholate de sodium.....	03g
Agar.....	13g

17. Desoxycholate (pH=7.1+/- 0.1)

Peptone.....	10g
Lactose.....	10g
NaCl.....	05g
Rouge neutre.....	0.033g
Citrate de sodium.....	02g
Desoxycholate de sodium.....	0.5g
Agar.....	20g

18. Le milieu B.E.A est préparé selon la formule décrite par Isenberg, Goldberg et Sampson (2).

Tryptone	17
Peptone.....	3
Extrait de levure.....	5
Bile de boeuf déshydratée	10
Chlorure de sodium.....	5
Esculine.....	1
Citrate de fer et d'ammonium	0,5
Azoture de sodium (NaN ₃).....	0,15
Agar.....	15
pH final 7,1 ± 0,2	

19. Eau Peptonée alcaline

Ingrédients en grammes pour un litre d'eau distillée ou déminéralisée

Peptone	20
Chlorure de sodium	20
pH final à 25°C : 8,5 +0,2	

Matériels utilisé pour l'analyse des échantillons (poisson et eau de barrage)

A. Matériaux pour les analyses physicochimiques et microbiologiques
1-Bain marie.
2-Etuve (37°C, 44°C et 22°C).
3-Autoclave.
4-PH mètre/Multi paramètre.
5-Conductimètre.
6-Spectrophotomètre.
7-Vortex.
8-Plaque chauffante.
9-Centrifugeuse (Eppendorf Centrifuge 5804) .
10-Microscope optique.
11-Balance.
12-Distillateur.
13-Compteur des colonies.
14-Réfrigérateur.
15-Bec bunsen.
16-Bombe de filtration.
17- Agitateur.

B. Verreries, instruments et matériel en plastique
--

1-Boites pétries
2-Tubes à essai
3-Becher 100ml et 250 ml
4-Burette
5-Pipette Pasteur
6-Ance de platine
7-Pince
8-Papiers filtres millipores (0.45 µm).
9-Lames et lamelles
10-Seringues de 5ml et 10 ml
11-Tube de centrifugation en plastique.
12-Micropipettes de 100 µl et de 1000 µl
13-Parafilm
14-Masque
15- aluminium
16-Spatule
17-Cuvettes de spectrophotomètre.

c. Materiel essentiel pour dissection et frotti du poisson
1. Paire de gants steriel
2. Plateau a dissection en inox
3. Epingles pour fixation
4. Pinces, manche de scalpel et couteaux
5. Boites de lames de scalpel a usage unique
6. Ethanol
7. Ecouvillon