

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 8 ماي 1945 قالمة

Université 8 Mai 1945 Guelma

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Sciences de la terre et de l'Univers



Mémoire En Vue de l'Obtention du Diplôme de Master

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Alimentaires

Spécialité/Option: Qualité des produits et sécurité alimentaire

Département: Biologie

Thème

Étude des propriétés physicochimiques et microbiologiques du Sandre et du Barbeau capturés dans le barrage Bouhamdane

Réalisé par :

BOUCHAHED Boutheyna

GHADJETTI Marwa

KHEDAIRIA Rima

Devant le jury composé de :

Président: Dr. GUETTAF M.

Université 8 mai 1945 - Guelma

Examineur : Dr. BOUCHELAGHEM E.

Université 8 mai 1945 - Guelma

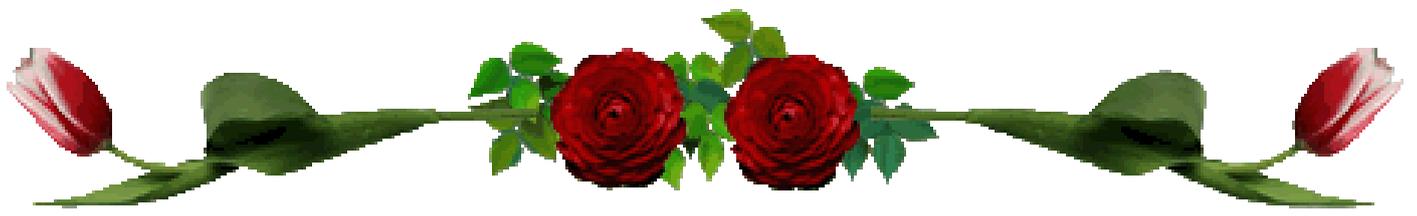
Encadreur : Dr. MEZROUA E.

Université 8 mai 1945 - Guelma

Co/ Encadreur : Dr. OUDAINIA S.

DPRH.GUELMA

Juillet 2019



Remerciements

Avant tout, nous remercions Allah tout puissant qu'il nous a guidé tout au long de nous vie, qu'il nous a donné courage et patience pour passer tous les moments difficiles, qu'il nous a permis d'achever ce travail et de pouvoir le mettre entre vos mains aujourd'hui.

Un travail de recherche, nécessite le concours d'un certain nombre de personnes. Ce mémoire est aujourd'hui l'occasion de remercier toutes les personnes qui ont collaboré à ce travail.

*Tout d'abord, nous tenons à remercier l'encadreur **Mr. Mezroua E.** de nous avoir assistés en mettant à notre disposition tous les moyens et les ressources nécessaires à la réalisation de ce travail.*

*Nous voudrions remercier **Mr. Oudainia S.** docteur vétérinaire spécialiste en élevage et en pathologie des crevettes pénaeidaes à la Direction de la Pêche et des Ressources Halieutiques de la Wilaya de Guelma, Co-encadreur de ce travail.*

Merci Mr pour les précieuses informations.

*Nous souhaitons adresser nos remerciements à **Mr. Guettaf M.** d'avoir accepté d'honorer cette soutenance comme président de jury.*

*Nous remercions également **Mr. Bouchelaghem E.** pour l'honneur qu'il nous a fait en acceptant de participer à ce jury et d'examiner notre travail.*

*Nous adressons nos sincères remerciements à **Mr Djiradi A.** du laboratoire d'hygiène de Wilaya de Guelma de nous avoir accueilli et pour la confiance et l'aide qu'il nous a accordé, ainsi que toute l'équipe du laboratoire d'hygiène de Guelma pour leurs précieux conseils, explications pertinentes et leurs services.*

Nous remercions tous les enseignants de la faculté des sciences de la nature et de la vie et sciences de la terre et de l'univers.

Nous remercions les membres du laboratoire de microbiologie de l'université de Guelma merci pour votre disponibilité et vos encouragements.

Finalement, nous remercions toutes les personnes qui ont participé de près ou de loin à la concrétisation de ce mémoire



Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut...

Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude,

L'amour, le respect, la reconnaissance...

Aussi, c'est tout simplement que Dédicaces

Je dédie ce modeste travail

À MES CHERS PARENTS

Aucune dédicace ne saurait exprimer mon respect, mon amour éternel et ma considération pour les sacrifices que vous avez consenti pour mon instruction et mon bien être.

Je vous remercie pour tout le soutien et l'amour que vous me portez depuis mon enfance et j'espère que votre bénédiction m'accompagne toujours.

MES CHERS ET ADORABLE SCEURS

Sara et Safa

Mes chères amies

Rima et Marwa

Toutes mes familles et mes amies

Boutheyna

Dédicace



« « *A la mémoire de mon frère Mohamed* » »

Je dédie ce modeste travail à mes parents.

A mes frères : Kamel et Ahmed.

Mes sœurs : Nora et Chahra et leurs enfants.

A mes collègues dans ce travail : Bouthayna et Marwa.

A tous mes amis.

Et en fin à toute personne qui m'a aidé par son soutien moral

et sa gentillesse

Rima



DÉDICACES

Avant tout, je dois remercier Dieu le tout puissant qui m'a donné l'envie et la force pour mener à terme ce travail.

Je dédie ce travail de fin d'études à ma famille au sens large et tout mon entourage mais tout particulièrement

à

Ma mère et mon père (Ayachi et Nadia), pour leur patience, conseils, aident et aussi de m'encourager à la réalisation de ce modeste travail.

«Je vous remercie, mes parents»

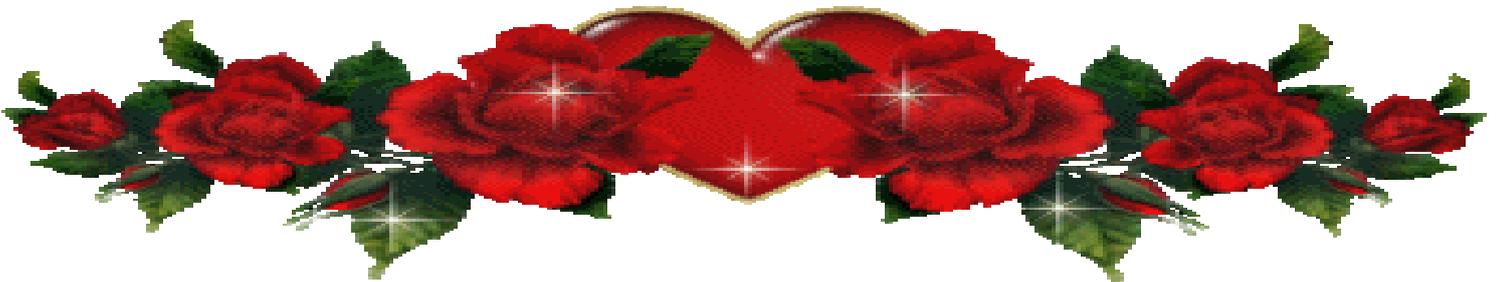
Mes frères et ma sœur dont je suis si fière : abd elhamid, Haïthem et Hadjer.

Tous mes amis, tout particulièrement:

Rima, Boutheyra, Loubna, Chaima ... merci pour vos conseils et vos encouragements, mais aussi pour les bons moments qui ont contribué à rendre ces années inoubliables. Bonne chance à tous.

A tous et toutes un grand merci.

Marwa



Nº	Titre	page
Figure 01	Squelette de poisson osseux	03
Figure 02	Situation géographique de la zone d'étude et les stations de prélèvement	13
Figure 03	Le Barbeau	14
Figure 04	Le Sandre	15
Figure 05	Détermination de Poids, pH, longueur et l'âge des poissons	17
Figure 06	méthode de prélèvement et de préparation de la solution mère de la chair	18
Figure 07	Recherche et dénombrement des flores mésophiles aérobies	19
Figure 08	Technique de dénombrement des CT et CF	21
Figure 09	Dénombrement des Anaérobies Sulfite-Réducteurs (ASR)	22
Figure 10	Recherche des <i>Staphylococcus aureus</i>	24
Figure 11	Recherche de <i>Salmonella</i>	25
Figure 12	Recherche et dénombrement de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	27
Figure 13	Recherche des <i>Vibrio cholériques</i>	28
Figure 14	Recherche des levures et moisissures	29
Figure 15	Les colonies de la flore mésophile aérobie totale	35
Figure 16	présences des coliformes totaux et fécaux	37
Figure 17	Présence des ASR sous forme des colonies noires	38
Figure 18	Présence des <i>Staphylocoques epidermidus</i>	39
Figure 19	Présence d'Entérobacteriaceae	39
Figure 20	Présence des moisissures sous forme des filaments	41
Figure 21	Répartition des F MAT au niveau les trois stations de prélèvement	44
Figure 22	Répartition des coliformes totaux au niveau les trois stations de prélèvement	45
Figure 23	Répartition des coliformes fécaux au niveau les trois sites de prélèvement	45
Figure 24	Répartition des Moisissures au niveau les trois stations de prélèvement	46

Liste des tableaux

Nº	Titre	page
Tableau 01	Les principales caractéristiques du barrage Hammam Debagh.	13
Tableau 02	Milieux utilisés pour la recherche des coliformes totaux et fécaux.	20
Tableau 03	Tableau d'identification des Staphylocoques.	23
Tableau 04	Milieu utilisé pour la recherche des Salmonelles.	24
Tableau 05	Milieu de recherche de Vibrio cholérique.	27
Tableau 06	détermination du pH, longueur, poids et d'âge.	35
Tableau 07	Résultats de dénombrement la flore mésophile aérobie totale.	36
Tableau 08	Résultats de dénombrement des coliformes totaux et fécaux.	37
Tableau 09	Résultats de dénombrement des ASR.	38
Tableau 10	Résultats de dénombrement des levures et moisissures.	41
Tableau 11	Résultats des analyses microbiologiques de la chair des deux espèces étudiées.	42
Tableau 12	Résultat des analyses microbiologique d'eau du barrage.	43

AFNOR : Association Française de normalisation.

ASR: Anaérobie Sulfito-Réducteur.

CF : Coliformes fécaux.

CT: Coliformes totaux.

D/C: Double concentration.

E. coli: Escherichia coli.

FAMT : Flore Aérobie Mésophile Total.

GNAB : gélose nutritif alcaline

H₂S : Hydrogène sulfuré.

OMS : Organisation Mondiale de la Santé.

NPP: Nombre le plus probable

ISO : International Standard Organisation.

S/C: simple concentration.

SFB : Bouillon au sélénite de Sodium.

SM : Solution mère..

TGEA : Tryptone Glucose Agar à l'extrait.

TSE: Tryptone Eau- Sel

TSI: Triple Sugar Iron.

UFC: Unité Formant une Colonie.

VF : Viande foie.

Liste des figures**Liste des tableaux****Liste des abréviations**

Introduction.....	1
Chapitre I : Synthèse bibliographique	
1. Anatomie et physiologie.....	3
1.1. Squelette.....	3
1.2. Anatomie et fonction des muscles.....	3
2. Composition chimique de la chair des poissons.....	3
3. Evolution du muscle de poisson après la capture.....	4
4. Qualité de la chair des poissons et facteurs de variations.....	5
4.1. Qualité technologique du poisson.....	5
4.1.1. Eviscération.....	5
4.1.2. Filetage.....	5
4.1.3. La teneur d'eau et la capacité de rétention d'eau.....	5
4.1.4. pH.....	6
4.2. Qualité organoleptique.....	6
4.2.1. Fraicheur.....	6
4.2.2. Couleur et aspects.....	6
4.2.3. Flaveur.....	7
4.2.4. Texture.....	7
4.3. Qualité hygiénique.....	8
5. Facteurs extrinsèques et intrinsèques influençant la qualité de la chair	8
6. Méthode de caractérisation de la chair des poissons.....	8
6.1. Méthode sensorielle.....	8
6.2. Méthode microbiologique.....	9
6.3. Méthode chimique et biochimique.....	9
7. Pollution des eaux.....	11
7.1. Types de pollution.....	11
7.2. Effets de pollution sur la qualité de la chair des poissons.....	12
Chapitre II : Matériel et Méthodes	
I. Matériel.....	13
II. Méthodes.....	13

1. Description du site d'étude : Barrage Bouhamdane (Guelma).....	13
2. Présentation des espèces étudiées : Barbeau et le sandre.....	14
2.1. Barbeau	14
2.2. Sandre	15
3. Stratégie d'échantillonnage.....	17
4. Détermination du poids, la taille des poissons, de l'âge et le pH des deux espèces des poissons	16
5. Analyse microbiologique de la chair.....	17
5.1. préparation des solutions mères et ces dilutions.....	17
5.2. Dénombrement des germes totaux (FMAT).....	18
5.3. Recherche et dénombrement des bactéries tests de contamination Fécale.....	19
5.3.1. Recherche et dénombrement des (CT) et des (CF).....	19
5.3.2. Recherche et dénombrement des (ASR).....	21
5.4. Recherche des germes pathogènes	23
5.4.2. Recherche et dénombrement des <i>Staphylocoques aureus</i>	23
5.4.1. Recherche des <i>Salmonelles</i>	24
5.4.4. Recherche et dénombrement de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	26
5.4.5. Recherche des <i>Vibrio cholériques</i>	27
5.4.3. Recherche et dénombrement des levures et moisissures.....	29
6. Analyse microbiologique des branchies.....	30
7. Analyse microbiologique de l'eau.....	30
8. Identification morphologique et biochimique	30

Chapitre III : Résultats et Discussion

1. Détermination du poids, la taille des poissons, de l'âge et le pH des deux espèces des poissons	34
2. Résultats de l'analyse microbiologique des poissons	34
2.1. L'interprétation des résultats.....	34
2.2. Flores mésophiles totales (FMAT).....	34
2.3. Coliformes totaux et fécaux.....	36
2.4. Anaérobies Sulfite-Réducteurs(ASR).....	37
2.5. <i>Staphylococcus aureus</i>	38
2.6. <i>Salmonella</i>	39

2.7. <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	40
2.8. <i>Vibrio cholérique</i>	40
2.9. Levures et Moisissures.....	40
2.10 Qualité microbiologique de la chair des poissons en fonction des germes..	42
3. Résultats de l'analyse microbiologique de l'eau du barrage.....	43
Conclusion	48
Références bibliographiques	49
Annexes	
Résumé	

Les poissons sont connus pour leur haute valeur nutritionnelle et pour leur composition en divers éléments nutritifs essentiels pour l'organisme tel que les vitamines, les minéraux et surtout les protéines et les lipides (**Stansby, 1962 ; Love, 1970**).

Les poissons peuvent servir d'indicateurs écologiques (témoins directs des contaminations et des altérations des écosystèmes) de la qualité des eaux (**Patrick et Palavage, 1994**) que l'homme l'influence par des polluants que ce soit d'origine agricole, industrielle et urbaine qui sont responsables d'une dégradation de la qualité des eaux (**Bruslé et Quignard, 2004**).

Les poissons sont fortement soumis à l'impact de la dégradation de la qualité de l'eau, soit directement en raison de leur sensibilité vis-à-vis de molécules toxiques inductrices de lésions organiques à des doses sublétales et de la mort des poissons à des doses létales (**Bruslé et Quignard, 2004**), soit indirectement en raison de leur toxicité propre, à cause des modifications physicochimiques de l'eau et des perturbations biotiques qu'ils engendrent (**Bruslé et Quignard, 2004**). D'autre part, les poissons eux même sont susceptibles d'avoir été exposés à des microorganismes et à des toxines naturelles, qui peuvent s'accumuler dans leur chair. Donc la consommation habituelle et fréquente de ces poissons constitue un risque réel à la santé publique [1].

Dans la présente étude, nous voulons étudier la qualité microbiologique des 2 espèces faisant partie de la faune du barrage Bouhamdane (Hammam Debagh) à savoir le barbeau et le sandre, ainsi que leur biotope (milieu).

Nous avons effectués une analyse microbiologique quantitative et qualitative de l'eau, des branchies, et de la chair des deux espèces des poissons afin de rechercher et dénombrer des germes indicateurs d'une pollution fécale: les coliformes totaux, les coliformes fécaux, et les anaérobies sulfite-réducteur ainsi que les germes pathogènes.

Nous avons organisé notre démarche en trois parties :

- La première partie est purement théorique, c'est une synthèse bibliographique sur le poisson, sa qualité et les facteurs influençant cette dernière.
- La seconde est une partie expérimentale consacrée aux méthodes utilisées pour l'analyse microbiologique de l'eau et des différentes parties de corps de deux espèces du poisson (barbeau et le sandre).

- En fin, la dernière partie présente les différents résultats obtenus au cours de notre étude.

1. Anatomie et physiologie du poisson

1.1. Squelette

Le squelette est un ensemble des os de la tête, d'un axe vertébral et des arêtes. Les nageoires sont classées selon leur position ; les premières sont rattachés à la colonne : anale, caudale et dorsales, alors que les nageoires pectorales, ventrales ou pelviennes sont ancrés au niveau des rayons osseux et vers la tête (**Fig. 1**) [2].

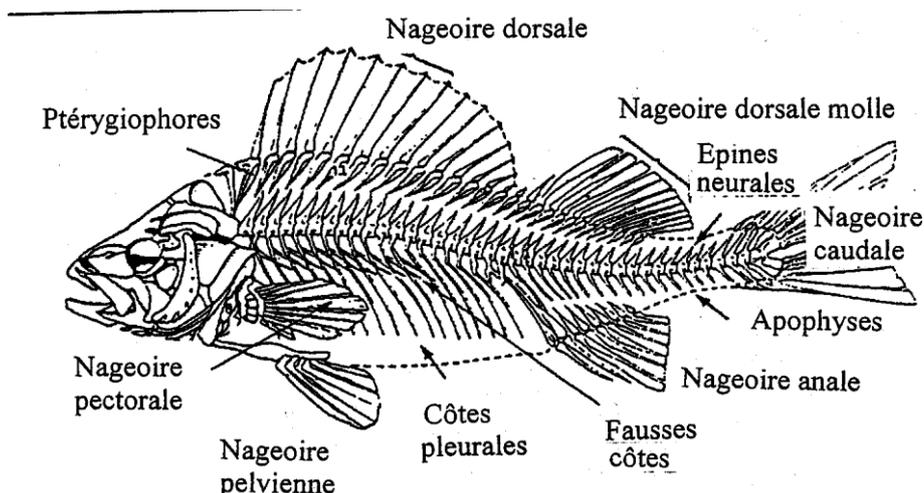


Figure 1 : Squelette de poisson osseux (**Huss, 1999**).

1.2. Anatomie et fonction des muscles

Le tissu musculaire chez les poissons contient deux types des muscles : le muscle blanc et le muscle rouge. La quantité des lipides et myoglobine sont considérés comme la seule différence entre les deux ; chez les muscles rouges plus gros que chez les muscles blancs.

Un métabolisme anaérobie se fait dans cette opération qui va résulte une accumulation d'acide lactique, ce dernier va transporter jusqu'au foie pour être métabolisé. Le muscle rouge peut utiliser les lipides pour sa production d'énergie en opérant un métabolisme aérobie qui va produire du CO_2 et de l' H_2O (**Huss, 1999**).

2. Composition biochimique de la chair du poisson

La composition globale de la chair du poisson est principalement de l'eau, des protéines et des lipides. Elle contient en moyenne 70 à 80 % d'eau, 16 à 22 % de protéines, et des lipides en quantité très variable allant de 0,5 à 20 % (**Médale, 2005**). Des glucides sous forme de glycogène, sa teneur est généralement inférieure à 1 %. Une faible teneur en collagène, habituellement inférieure à 3% (**Regost, 2001**). Les poissons riches en vitamines liposolubles A et D et en

vitamines hydrosolubles de classe B (Médale, 2010). Ils constituent une bonne source de minéraux comme le calcium, l'iode, le fer, le phosphore et le potassium (Leduc, 2011). Cette composition varie en fonction de l'espèce, de l'âge, du sexe, de l'environnement et de la saison (Love, 1997).

3. L'évolution du muscle de poisson après la capture

Le poisson peut être consommé immédiatement après sa mort au contre la viande de bœuf (Bouazzaoui, 2011). L'évolution du muscle de poisson après la mort passe par trois phases (Zakhia, 1992) :

- **Phase de pré-rigor** : pendant cette phase, le poisson est très frais, l'odeur et le goût sont distinctif de l'espèce (odeur caractéristique des algues) (Bouazzaoui, 2011). L'énergie apportée par le catabolisme de l'adénosine triphosphate (ATP) favorise la disposition des protéines myofibrillaires (actine et myosine) l'un sur l'autre, le pH est proche de 7, la chute du potentiel redox et la création d'un milieu favorable à l'anaérobiose (grâce à l'arrêt de la circulation sanguine et la rupture d'apport en oxygène). Par ailleurs, la transformation du glycogène en acide lactique est favorisée par l'anaérobiose (Zakhia, 1992), ainsi la chair du poisson est détendue et la texture de la chair est souple et élastique (Bouazzaoui, 2011).
- **Phase de rigor mortis** : après la mort, quand le poisson est affamé et que les réserves de glycogène sont épuisées la rigor mortis ou la rigidité cadavérique s'installe immédiatement (Huss, 1999). Cette phase est caractérisé par : le durcissement du muscle et la perte de son extensibilité, l'épuisement de l'ATP disponible, la formation irréversible d'actomyosine (les liaisons entre actine et myosine), abaissement de pH jusqu'à une valeur limite de 6 (grâce à la formation d'acide lactique), les protéines deviennent difficiles à extraire et leur capacité de rétention d'eau est diminuée (Zakhia, 1992). Une privation de l'odeur et du goût caractéristique du poisson et la chair a une odeur neutre mais pas de mauvais goût. La *rigor mortis* dure 24 heures ou plus (Bouazzaoui, 2011). L'espèce de poisson, son état au moment de la capture et la température sont les facteurs qui influent la durée de la *rigor mortis* et son intensité (Zakhia, 1992).
- **Phase de post-rigor** : le post rigor défini par des muscles souples, relaxés avec une chair flexible. Les protéines sarcoplasmiques sont partiellement hydrolysées. Le pH remonte à 7 et peut même dépasser. La chair se ramollit par autolyse et une altération bactérienne est possible (Zakhia, 1992 ; Bouazzaoui, 2011).

4. Qualité de la chair du poisson et les facteurs de variations

Selon la norme, la «qualité » définie comme «l'aptitude d'un ensemble de caractéristiques intrinsèques à satisfaire des exigences» (Mairesse, 2005).

4.1. Qualité technologique des poissons

4.1.1. Eviscération

L'éviscération est une opération permet l'élimination des organes interne (tube digestif, foie, rate, cœur...) sans perforation du tissus adipeux (Lefèvre et Bugeon, 2008 ; Dromer *et al.*, 2015). Son but est la conservation du produit, elle permet de ralentir et d'empêcher la putréfaction du poisson et limite les dangers d'autolyse des parois musculaire par les enzymes digestifs et les contaminants (Mairesse, 2005 ; Lefèvre et Bugeon, 2008).

4.1.2. Filetage

Le filetage consiste l'opération de séparation des masses musculaires de la carcasse (tête et axe vertébral) ou le prélèvement de deux masses musculaires de part et d'autre de la colonne vertébrale (Macé, 2013). Le rendement au filetage est le rapport entre le poids des filets et le poids éviscéré ou le poids frais du poisson (Bastos Santos, 2016). Le rendement varie selon la fonction, la taille, le poids, l'âge, la saison, la souche, le sexe, la morphologie et des facteurs trophiques de l'alimentation (Mairesse, 2005).

4.1.3. Teneur en eau et la capacité de rétention d'eau

La teneur en eau du poisson est la quantité d'eau présente dans le poisson. Il existe trois types d'eau dans la chair du poisson à savoir : l'eau liée, l'eau restreinte ou immobilisée et l'eau libre (Purwaamidjaja, 2010). La teneur en eau des poissons varie généralement entre 60 et 80 % de poids de la chair du poisson, Elle varie en fonction de l'espèce (Ghaly *et al.*, 2010 ;Purwaamidjaja, 2010).

Dans la transformation des poissons, la capacité de rétention d'eau (CRE) des poissons sera calculée. Elle est mesurée en évaluant la quantité de liquide qui s'écoule hors de la chair lorsqu'elle est soumise à une certaine pression telle que la compression ou la centrifugation. Elle est influencée par les méthodes de conservation/transformation. Un stockage prolongé entraîne une diminution de cette capacité. D'autres facteurs tels que la teneur en sel (NaCl) contenue dans la chair du poisson, la température lors de la conservation par le froid et une mauvaise manipulation pendant le traitement influent sur la capacité de rétention de l'eau. Par

ailleurs, un pH élevé entraînera également une modification de la capacité de rétention d'eau (**Purwaamidjaja, 2010**).

4.1.4. pH

Le pH est un indicateur de l'évaluation du degré de fraîcheur et de détérioration des poissons (**Liuet et al., 2010 ; Farid et al., 2014**). Le pH du poisson frais après la mort est proche de la neutralité (pH égal à 7) (**Akter et al., 2014**). Toute augmentation de la valeur de pH après la capture des poissons indique une perte de l'état de fraîcheur (**Farid et al., 2014**). Un pH bas fait perdre l'eau et la chair devient sèche alors qu'un pH élevé à une bonne rétention d'eau et présente une meilleure jutosité. En tant que paramètre d'appréciation de la qualité des poissons, le pH limite acceptable chez les poissons après la mort varie entre 6,8 et 7 (**Köse et Erdem, 2001 ; Zang et Deng, 2012**) au-delà de 7 le poisson est considéré comme altéré (**Erkan, et al., 2012**).

4.2. Qualité organoleptique du poisson

La qualité organoleptique ou sensorielle rassemble l'ensemble des perceptions sensorielles que l'on peut avoir du produit, et qui peuvent être décomposées en des caractéristiques d'aspect ou de couleur, de flaveur, et de texture du produit. Les caractéristiques sensorielles des poissons sont évaluées en utilisant les sens humains, que sont la vision, l'odorat, le goût et le toucher.

4.2.1. État de fraîcheur des poissons

La fraîcheur est l'un des principaux critères de la qualité du poisson pour le consommateur. Les différents points d'observation se scindent en un examen externe qui couvre l'aspect de la peau du poisson, sa pigmentation et le mucus ; l'aspect de l'œil, sa teinte et sa courbure, les branchies, la teinte et l'odeur. L'examen interne, se porte sur l'état du péritoine, l'adhérence de la cavité abdominale, l'état des viscères, l'adhérence des côtes et de la colonne vertébrale. (**Choubert, 2010**).

4.2.2. Couleur et aspect

La couleur de la peau et de la chair du poisson est un paramètre important dans le choix du produit pour le consommateur. Elle intéresse à première vue le consommateur et influe immédiatement sur sa décision d'achat. Les variations de couleurs de la peau entre espèce, dépendent de l'apport du pigment dans l'aliment et de la maturation sexuelle (**Lefèvre et Bugeon, 2008**). Par contre, celle de la chair est liée à la structure du muscle en termes de densité de fibres musculaires. Par ailleurs, elle est aussi influencée par l'évolution du

pH post mortem (**Geay et al., 2002 ; Lebret et Picard, 2015**). La chair qui présente un pH final faible ou un pH qui chute rapidement, a une couleur plus claire. Des couleurs négatives s'observent quand le muscle rouge des poissons s'oxyde pour donner une couleur brune à noir (**Listrat et al., 2015**).

Quant à l'aspect du poisson, il comprend la morphologie générale, le nombre et la forme des nageoires et le patron de pigmentation spécifique. Il est l'un des critères d'évaluation du produit. En effet, c'est sur ce critère d'apparence que le consommateur jugera si le produit est accepté ou rejeté (**Regost, 2001**).

4.2.3. Flaveur

La flaveur rassemble à la fois les sensations gustatives (saveur) et olfactives (odeur). Le goût et l'arôme sont les principales composantes qui déterminent l'acceptabilité ou non de la chair de poisson par les consommateurs. Divers composés odorants sont caractéristiques des poissons frais, qui sont essentiellement des molécules hydrosolubles comme les acides aminés libres, les acides organiques, les peptides et les minéraux (**Haard, 1992 ; Cowey, 1993**). Ces différents composés subissent des modifications à travers la dégradation des lipides et à travers les réactions de Maillard (**Cowey, 1993 ; Regost, 2001**).

4.2.4. Texture

La texture rassemble l'ensemble des propriétés rhéologiques et de structure d'un produit alimentaire perceptible par les mécanorécepteurs, les récepteurs tactiles éventuellement visuels et auditifs (**Choubert, 2010**).

La texture comprend à la fois la perception de paramètres de fermeté, l'élasticité et de jutosité (**Johnston, 1999 ; Regost, 2001**). La texture de la chair des poissons dépend principalement de la composition du muscle (taille des fibres musculaires, densité du tissu conjonctif), des caractéristiques des protéines structurales (protéines myofibrillaires, collagène)

Ces qualités texturales dépendent donc des caractéristiques initiales du produit, résultant de l'ensemble des conditions d'élevage, des conditions d'abattage, de l'évolution post-mortem, et des procédés de transformation appliqués (**Choubert, 2010 ; Johnston, 1999**).

4.3. Qualité hygiénique des poissons

Les éléments pathogènes peuvent rencontrer chez les poissons sont de diverses natures, on trouve les parasites, les bactéries, les virus, les biotoxines, et les produits chimiques (**Lefèvre et Bugeon, 2015**), l'absence de ces éléments pathogènes pour

l'homme refléter la qualité hygiénique des poissons qu'est la qualité première qui conditionne la consommation (**Leduc, 2011 ; Lefèvre et Bugeon, 2015**).

L'environnement de vie peut influencer la qualité hygiénique des poissons, parce que les poissons peuvent être contaminés par des polluants présents dans l'eau et qui peuvent pénétrer dans le poisson par les branchies. Parmi les autres facteurs qui peuvent déterminer cette qualité on a : la qualité de l'aliment ou de la chaîne alimentaire qu'est le voie de contamination privilégiée par laquelle on observe un phénomène d'accumulation des composés toxiques ; et le respect des règles sanitaires lors de la transformation et sur l'ensemble de la chaîne de distribution (**Lefèvre et Bugeon, 2015**).

5. Facteurs extrinsèques et intrinsèques influençant la qualité de la chair

Les facteurs extrinsèques sont les paramètres qui participent à la condition du poisson sa structure et les caractéristiques métaboliques de son tissu musculaire tel que le rythme et le régime alimentaire, la composition de l'aliment et l'environnement. La nutrition du poisson influant la couleur, la durée de conservation du produit, l'apparence, l'odeur et le goût, la texture, la qualité nutritionnelle et le niveau de contamination. Les caractéristiques métaboliques et contractiles des muscles influent les changements post-mortem en incluant les procédures de protéolyse et de rigor.

Les facteurs intrinsèques renferment la texture la couleur la teneur en lipides qui influent sur la qualité de la chair (**Knockaert, 2006**).

6. Evaluation de la qualité du poisson

6.1. Méthode sensorielle

La méthode sensorielle est utilisée pour caractériser les propriétés organoleptiques (**Dromer, 2014**). L'apparence, la texture, l'odeur et le goût d'échantillons de poissons sont évalués par les sens humains (**Huss, 1988**). Ces analyses sensorielles sont conditionnées par des habitudes alimentaires, de l'acceptation par le consommateur et du marché potentiel auquel s'adresse le produit testé (**Zakhia, 1992**).

Parmi les méthodes les plus utilisées en analyse sensorielle des poissons on trouve :

- **Le système de cotation spécifique** : ce système distingue trois catégories de fraîcheur ; E, A et B, correspondants aux niveaux divers d'altération. La catégorie E (Extra) correspond au niveau de qualité le plus élevé, suivi de la qualité A et B (**Mouokeu et al., 2018**).

-La Méthode de l'Indice de Qualité (QIM) : elle est basée sur l'évaluation de la fraîcheur du poisson cru. Elle utilise un système pratique de cotation dans lequel le poisson est classé et les points correspondant aux défauts sont enregistrés. Les notes de toutes les caractéristiques sont alors additionnées pour donner une cotation sensorielle générale que l'on appelle l'indice de qualité. La note 0 est attribuée au poisson très frais. Cette note augmente au fur et à mesure que le poisson se dégrade (**Huss, 1999**).

6.2. Méthodes microbiologiques

Les examens microbiologiques ont pour but une appréciation quantitative ou qualitative de la flore de contamination d'un produit à un moment donné. A travers les résultats obtenus l'échantillon analysé soit représentatif pour pouvoir conclure de la salubrité ou de l'insalubrité du lot correspondant, ou de sa conformité à certaines prescriptions réglementaires ou commerciales (**Guiraud et Rossec, 2004**).

Les analyses microbiologiques consistent à dénombrer la flore aérobie mésophile totale (FAMT), les coliformes totaux et fécaux, les staphylocoques aureus, les anaérobies sulfite-réducteurs, les pseudomonas, les salmonelles, les vibrio cholériques, les levures et les moisissures (**Zakhia, 1992**).

6.3. Méthodes chimiques et biochimiques

Elle est évaluée au moyen d'analyses chimiques et biochimiques basées sur des critères de perte de la fraîcheur et de la qualité. Ces analyses sont basées sur le dosage de composés formés suite à l'évolution et à la dégradation des différents constituants du poisson.

6.3.1. pH

Le pH est un paramètre important qui montre la diminution de la qualité de la chair durant le stockage. Le pH *post-mortem* varie de 5,5 à 7,1 suivant la saison, les espèces et d'autres facteurs (**Haard, 2002**).

6.3.2. Azote basique volatile total (ABVT) et triméthylamine (TMA)

La mesure de l'ABVT indique l'étendue de la dégradation des protéines en bases volatiles azotées due aux réactions enzymatiques. Ces bases volatiles correspondent essentiellement à l'ammoniac (NH₃), la diméthylamine (DMA) et la triméthylamine (TMA). Plusieurs méthodes analytiques ont été développées pour les mesurer : distillation à vapeur, méthode colorimétrique, la photométrie, HPLC, méthode d'électrophorèse capillaire, méthode de débit d'injection de diffusion de

gaz, biocapteur à l'aide de l'enzyme flavin-containing monooxygenase type 3 et capteur semi-conducteur basé sur le vert de bromocrésol (**Leduc, 2011**).

6.3.3. Amines biogènes

La concentration d'amine biogène a été rapportée comme étant une méthode fiable de mesure de la qualité du poisson (**Yamanaka et al., 1989**). La formation d'amines biogènes résulte de la dégradation microbienne durant un long stockage du poisson (**Da Silva et al., 2002 ; Ozogul et al., 2006**). Les plus importantes amine biogène produites après la mort du poisson sont l'histamine, la putrescine, la cadaverine, la tyramine, la tryptamine, la 2-phényléthylamine, la spermine, la spermidine, l'agmatine (**Mackie et al., 1997**).

6.3.4. Analyse des contaminants chimiques dans la chair

Les métaux lourds fréquemment trouvés dans la chair de poisson sont : cuivre, fer, zinc, cobalt, plomb, nickel, chrome, manganèse et cadmium ; la concentration de ces métaux lourds est mesurée par le spectromètre d'absorption atomique (**Abraha et al., 2012**). Plusieurs méthodes sont utilisées pour le dosage des métaux lourds ; techniques gravimétriques, volumétriques et colorimétriques (**Biney et al., 1994**).

7. Pollution de l'eau

7.1. Définition

La pollution ou la contamination de l'eau peut être définie comme « la dégradation de celle-ci en modifiant ses propriétés physiques, chimiques et biologiques ; par des déversements, des rejets et des dépôts directs ou indirects de corps étrangers ou de matières indésirables telles que les microorganismes, les produits toxiques, les déchets industriels » (**Tekfi, 2006**).

7.2. Pollution des ressources en eau

Les modes de pollution sont multiples, soit naturels ou liés aux activités humaines : domestiques, agricoles, industrielles.

7.2.1. Pollutions naturelles

Elles sont inévitables, liées principalement, à la décomposition des végétaux ou des cadavres d'animaux.

7.2.2. Pollutions domestiques

Elles sont liées à l'activité humaine : fosses d'aisance, eaux usées et eaux grasses, dépôts d'ordures lessivés par la pluie.

7.2.3. Pollutions agricoles

Elles sont dues, sur le plan bactériologique, à la présence de bétail et, sur le plan chimique, à l'emploi d'engrais et de pesticides persistants.

7.2.4. Pollutions industrielles

Elles sont liées aux rejets des installations industrielles non contrôlée (métaux lourds par exemple) (**Delolme *et al.*, 1992**).

7.2.5. Pollutions biotiques

Les pollutions organiques sont souvent impliquées, directement ou indirectement, dans l'apparition des processus pathologiques.

➤ Les bactéries

Les bactéries sont responsables des maladies infectieuses s'identifient par les lésions des différents organes du poisson et ce sont très contagieuses pour les autres poissons (**Schaperclaus, 1962**).

➤ Les parasites

La présence des parasites pathogènes dans les milieux aquatiques est un indicateur d'une pollution organique. La représentativité de plusieurs genres parasitaires et leur facilité à rechercher leur donne une attention particulière, on les trouve dans le foie, les reins, le cœur, l'intestin, la musculature, les nageoires, la peau, les yeux et le cerveau. (**Girard, 1998**).

➤ Les virus

La pollution des milieux aquatiques par les virus induit à des lésions hépatiques notables, des maladie lymphokystique et la papillomatose chez certaines espèces des poissons (**Dorson *et al.*, 1987 ; Girard, 1998**).

7.3. Effet de la pollution sur les poissons

La perturbation d'environnement naturel par des polluants (activités urbaines, industrielles et agricoles) entraîne souvent une détérioration de la santé des poissons qui se manifeste par des malformations (érosion, lésion, déformation, etc.). Ainsi que les données annonçant un déclin important de la diversité des poissons (**Djoudad-Kadji, 2014**).

7.3.1. Hémorragies

C'est l'effusion ou l'extravasation de sang hors des vaisseaux sanguins (appareil circulatoire) consécutive à un traumatisme ou à une lésion de ceux-ci, engendrée par diverses causes. Plusieurs types d'hémorragies ont été distingués en fonction des

organes atteints, les plus importants sont : hémorragie du corps, des nageoires et hémorragie oculaire. (**Girard et Elie, 2007**).

7.3.2. Erosions

L'érosion se définit généralement par la perte ou la destruction lente et progressive des tissus superficiels (**Girard et Elie, 2007**) tel que : la peau, les os, les cartilages, principalement au niveau des nageoires (**Richard et al., 2016**).

7.3.3. Lésions

Les lésions désignent l'altération d'un organe, on les retrouve sur la peau des poissons (**Richard et al., 2016**).

7.3.4. Déformations

Il s'agit d'une déformation corporelle qui peut affecter une partie du corps (squelette, les rayons des nageoires, les mandibules, les opercules, la tête et la colonne vertébrale (**La Violette et al., 2003 ; Richard et al., 2016**).

7.3.5. Enroulement des écailles

Ce type d'anomalie défini comme une désorganisation du patron normal des écailles (**Uhland et al., 2000**).

7.3.6. Perte des écailles

La perte d'écaille correspond à dépouiller la peau par de mucus, elle va laisser blanche sans généralement aucune trace (sang, rougeur ou revêtement blanchâtre quelconque) (**Voile De Chine, 2015**).

7.3.7. Altération de la couleur

C'est une modification partielle ou totale du patron normal de la pigmentation des tissus pour une espèce ou un stade donné (**Girard et Elie, 2007**).

7.3.8. Exophtalmie

L'exophtalmie est notée comme étant une proptose, consiste en une saillie anormale de l'œil hors de son orbite, caractérisée par un gonflement de l'œil, peut être uni-ou bilatérales (**Girard et Elie, 2007 ; Richard et al., 2016**).

7.3.9. Opacité des yeux

L'opacité est une perte de transparence de la cornée. Dans le cas de cataracte le cristallin de l'œil montre des petits points ou des lignes blanchâtres, dans le cas le plus sévère il perd progressivement sa transparence et devient opalescent puis complètement opaque et blanc (**Girard et Elie, 2007**).

I. Matériel

L'ensemble des milieux de cultures, réactifs, instruments et appareillages seront cités au fur et à mesure de leurs utilisations.

II. Méthodes

1. Description du site d'étude : Barrage Bouhamdane (Hammam Debagh)

Le barrage Bouhamdane (Hammam Debagh) (**Fig.2**) est situé à 23 km du chef lieu de la wilaya de Guelma. Il est implanté à 3 km à l'amont de la localité de Hammam Debagh sur Oued Bouhamdane. Il est mis en service en 1987 (**Louamri, 2010**).



Figure 02: Situation géographique de la zone d'étude et les stations de prélèvement.

Les principales caractéristiques du barrage sont résumées dans le tableau suivant :

Tableau 1: Les principales caractéristiques du barrage Bouhamdane.

Caractéristiques hydrologiques		Caractéristiques du barrage	
Barrage	Bouhamdane	Type	Terre
Capacité initiale	200 hm ³	Hauteur	95 m
Capacité dernier levé	184,35 hm ³	Langueur	430 m
Apport moyen annuel	69 hm ³	Cote de retenue Normale (R.N)	360 m
Envasement annuel	0,53 hm ³ /an	Cotes Hautes Eaux (P.H.E)	370,24 m
Surface du bassin versant	1 070 km ²	Déversoirs	corolle et seuil libre
		Débit d'évacuation	2 240 m ³ /s
		Vidange de Fond	218 m ³ /s

Source : ABHCSM 2016

2. Présentation des espèces étudiées

2.1. Le Barbeau

Le barbeau appelé aussi le barbeau commun ou fluviatile est un poisson cyprinidé, robuste, d'eau douce benthique (**Fig.3**).



Figure 03: Le Barbeau (Vallenciennes, 1842).

2.1.1. Position systématique

Règne: Animalia

Embranchement : Chordata

Sous-embranchement : vertebrata

Super-classe : Osteichthyes

Classe : Actinopterygii

Sous-classe : Neopterygii

Infra-classe : Teleostei

Super-ordre : Ostariophysi

Ordre : Cypriniformes

Super-famille : Cyprinoidea

Famille : Cyprinidés

Sous-famille : Barbinae

Genre : Barbus

Espèce : callensis (Vallenciennes, 1842)

2.1.2. Morphologie

- Forme élancée avec un corps allongé, cylindrique et fin, caractère d'un bon nageur.
- Profil ventral rectiligne : adaptation à une vie benthique. Dos légèrement bombé.
- Tête longue à museau allongé. Œil relativement petit.
- Bouche inférieure à lèvres épaisses charnues.
- 2 paires de barbillons sur le bord de la lèvre supérieure, et des petites écailles.

- Nageoire dorsale haute et courte, étroite à sa base, le dernier rayon étant ossifié et denticulé (Bruslé et Quignard, 2001).

2.2. Le Sandre

C'est un poisson carnassier appartenant au genre Sandre, c'est un poisson d'eau douce pouvant s'adapter aux eaux saumâtres. Sa taille n'excède pas un 1 m (Fig.4).



Figure 04: Le Sandre (Linnaeus, 1758)

2.2.1. Position systématique

Règne Animalia

Embranchement Chordata

Sous-embranchement Vertebrata

Super-classe : Osteichthyes

Classe : Actinopterygii

Sous-classe : Neopterygii

Infra-classe : Teleostei

Super-ordre : Acanthopterygii

Ordre : Perciformes

Sous-ordre : Percoidei

Famille : Percidae

Genre : Stizostedion

Espèce : lucioperca (Linnaeus, 1758)

2.2.2. Morphologie

- Corps allongé, cylindrique et fusiforme permettant une nage rapide.
- Tête allongé à museau pointu.
- Mâchoires puissamment dentées : certaines dents en forme de canines (2 de chaque mâchoire).
- Bouche largement fendue, jusqu'au bord postérieur de l'œil.

- Œil, grand, globuleux et vitreux, avec un système de tapis réflecteur riche en pigment rétinien, qui permet une adaptation à une vision en lumière faible, favorisant une activité crépusculaire.
- 2 nageoires dorsales séparées par un mince interval, et nageoires pectorales de couleur jaune pale.
- Petites écailles cténoïdes (à bord dentelé), très rugueuses et fortement adhérentes.
- L'ensemble de ces caractères morphologiques présente une très faible variabilité inter populationnelle en fonction des fluctuations environnementales.
- Couleur gris-vert à gris-brun et noir, flancs plus clairs. Le mâle est plus sombre (noir) que la femelle au moment de la reproduction (**Bruslé et Quignard, 2001**).

3. Stratégie d'échantillonnage

Dans le but d'évaluer la qualité microbiologique du poisson d'eau douce, on a procédé à un prélèvement de deux espèces faisant parties de la faune du barrage Bouhamdane (Hammam Debagh), à savoir le barbeau et le sandre. Les poissons sont pêchés et amenés dans un sac en plastique stérile, et acheminés directement dans une glacière contenant des pochettes du glace (ice boxes) au laboratoire pour subir une série d'analyses.

4. Détermination du poids, longueur, pH et l'âge des deux espèces des poissons

- Les individus ont été pesés à l'aide d'une balance de précision ;
- Afin de déterminer le pH de chaque espèce, on utilise un pH-mètre ;
- La longueur est mesurée par un ichthyomètre (samaka mètre) ;
- Pour déterminer l'âge des poissons on procède au comptage des anneaux dans les écailles sous une loupe binoculaire (**Fig.5**).



Figure 5: Détermination de poids, pH, la longueur et l'âge des poissons (**photo personnelle**).

5. Analyses microbiologiques de la chair

Les analyses microbiologiques sont effectuées au niveau du laboratoire d'hygiène de la Direction de la Santé et la Population (DSP) – Guelma.

5.1. Préparation des solutions mères et ses dilutions

Vingt cinq (25) grammes d'échantillon (la chair) sont prélevés puis broyés (à l'aide d'un mortier et d'un pilon en porcelaine préalablement stérilisés). On y ajoute une solution de Tryptone Sel-Eau (TSE) préalablement stérilisée jusqu'à obtenir une masse totale de 250 grammes puis laissée au repos pendant 30 minutes pour assurer la revivification de germes stressés par l'homogénéisation. Des dilutions consistent à préparer des solutions de 10^{-1} jusqu'à 10^{-7} (**Fig. 6**).



Figure 6: Les solutions mères et ses dilutions (photos personnelle).

5.2. Recherche et dénombrement de la Flore Mésophile Aérobie Totale (FMAT)

- **Milieu**

Tryptone Glucose Agar à l'extrait (TGEA) est un milieu utilisé pour la culture et le dénombrement des micro-organismes dans les produits alimentaires et de l'eau embouteillée.

- **Mode opératoire**

Un volume de 1 ml de chaque dilution ($10^{-3}/10^{-5}/10^{-7}$) a été ensemencé dans une boîte de pétri vide, puis on y ajoute de la gélose fondu en mélangeant le contenu se forme de chiffre [8], avant d'être incubé 37°C (**Fig.7**).

- **Lecture**

Le comptage se fait après 24 à 48 heures d'incubation. Les colonies caractéristiques apparaissent blanchâtres.

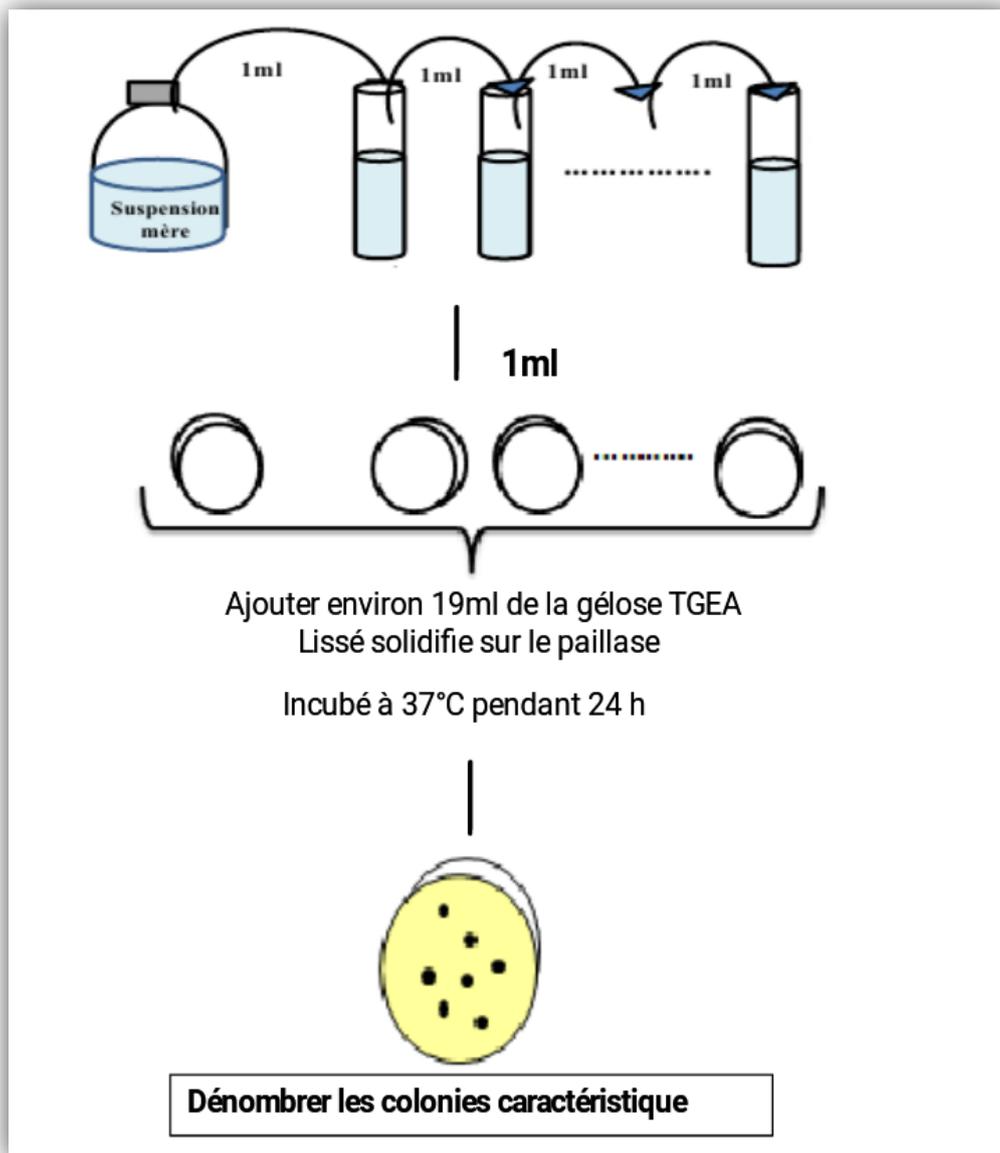


Figure 07: Recherche et dénombrement de la flore mésophile aérobie totale.

5.3. Recherche et dénombrement de la flore indicatrice de la contamination fécale.

5.3.1. Recherche et dénombrement des coliformes totaux et fécaux

- **Milieux**

La recherche et le dénombrement des CT et CF s'effectue dans différents milieux (Tab.2).

Tableau 2: Milieux utilisés pour la recherche des coliformes totaux et fécaux

Test de présomption	Test de confirmation
Le bouillon lactosé au pourpre de bromocrésol (BCPL)	Eau peptonée exempt d'indole

- **Mode opératoire**

- ❖ **Test de présomption**

- **Technique**

Un volume de 1 ml de la solution mère et sa dilution ($10^{-2}/10^{-3}$) a étéensemencé dans des tubes contenant 9 ml de milieu BCPL S/C muni d'une cloche de Durham. Les essais sont effectués en triple, l'incubation est de 48 heures à 37°C.

- **Lecture**

Les tubes considérés comme positif présentent à la fois :

- Un dégagement du gaz (supérieur au 1/10 de la hauteur de la cloche) ;
- Un trouble microbien accompagné d'un virage du milieu au jaune (fermentation de lactose).

- ❖ **Test de confirmation**

- **Technique**

Les tubes positifs de BCPL feront l'objet d'un prélèvement de 2 gouttes à l'aide d'une pipette pasteur pour faire le repiquage dans un tube contenant l'eau peptonée exempt d'indole. L'incubation se fait à 44°C pendant 24 heures.

- **Lecture**

Les tubes considérés comme positifs présentent à la fois :

- un trouble microbien ;
- anneau rouge en surface, témoin de production d'indole par E. coli après adjonction de 2 à 3 gouttes du réactif de Kovacs (**Fig.8**).

Les résultats analysés par la méthode de Mac Grady.

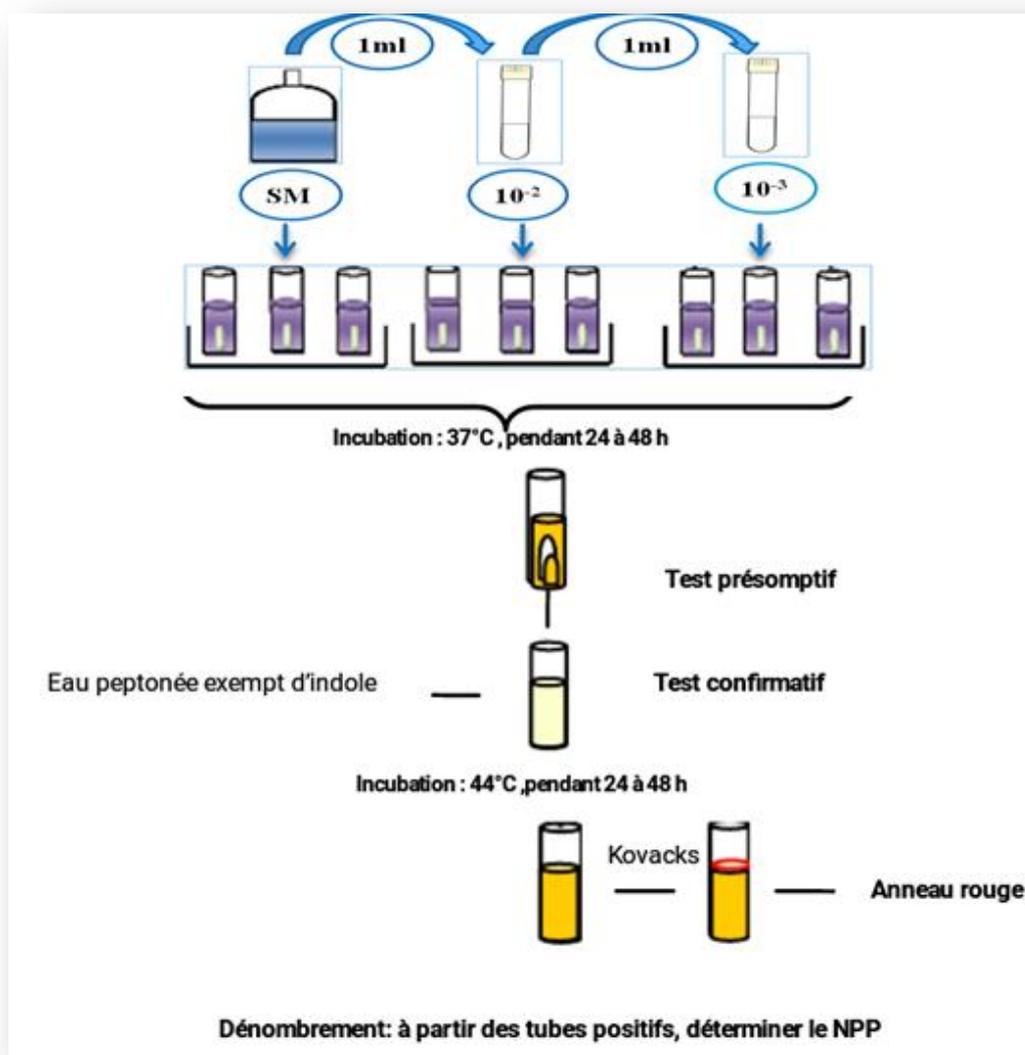


Figure 08: Technique de dénombrement des CT et CF.

5.3.2. Recherche et dénombrement des Anaérobies Sulfito-Réducteurs

▪ Milieu

Le principal milieu utilisé est la gélose viande-foie (gélose VF).

▪ Mode opératoire

Environ 25 ml de la solution mère a été transférée dans un tube stérile, qui sera par la suite soumise à un chauffage à 80 °C pendant 10 minutes, dans le but de détruire toutes les formes végétatives des bactéries anaérobies sulfite-réductrice éventuellement présentes ;

- Après chauffage, le flacon destiné à l'analyse sera par la suite soumis à un refroidissement sous l'eau de robinet ;

- Répartir ensuite le contenu dans 4 tubes différents et stériles à raison de 5 ml par tube ;

- Ajouter ensuite environ 20 ml de la gélose viande foie fondue puis refroidir à 45°C. Ajouter 4 gouttes d'Alun de fer puis 0,5 ml de sulfite de sodium ;
- Mélanger doucement le milieu et l'inoculum en évitant d'introduire des bulles d'air et de l'oxygène, laisser solidifier sur paillasse pendant 30 minutes, puis incuber à 37°C pendant 24 à 48 heures (**Fig.9**).

- **Lecture**

Les sulfito-réducteurs se développent sous forme de grosses colonies noires dues à la réduction des sulfites qui précipitent avec les ions de fer, chaque colonie noire est issue d'une spore.

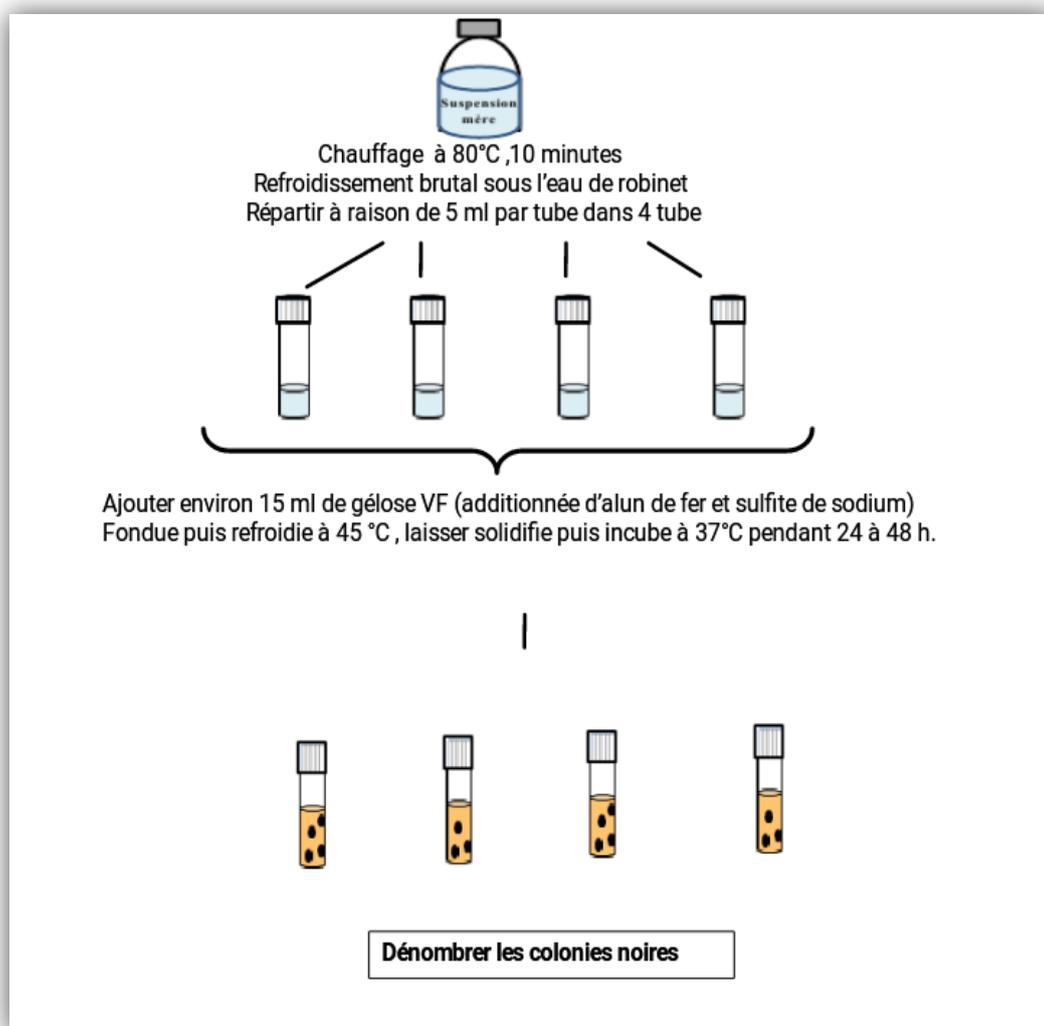


Figure 09: Dénombrement des Anaérobies Sulfite-Réducteurs (ASR).

5.4. Recherche des germes pathogènes

5.4.1. Recherche et dénombrement des *Staphylocoques aureus*

- **Milieu**

Le milieu Chapman est un milieu sélectif, permettant la croissance des germes halophiles. Parmi ces germes figurent au premier rang les bactéries du genre *Staphylococcus*.

- **Mode opératoire**

5 gouttes de la solution mère ont étéensemencées par étalement à l'aide d'un râteau sur toute la surface dans une boîte de pétri contenant déjà la gélose Chapman. Les boîtes seront incubées à 37 °C pendant 48 h (**Fig.10**).

- **Lecture**

Les colonies pigmentées en jaunes et entourées d'une auréole jaune sont synonymes de *Staphylococcus aureus*. Les autres espèces de Staphylocoques donnent généralement des colonies plus petites, rosées et n'entraînent pas de virage du milieu.

- **Identification**

Afin de confirmer la présence de *S. aureus*, les colonies suspectes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit (**Tab.3**):

- Coloration de Gram (forme et Gram);
- Test de catalase ;
- Test Staphylocoagulase ;
- Api Staph.

Tableau 3: Tableau d'identification des Staphylocoques

<i>Staphylocoques</i>	<i>aureus</i>	<i>intermedius</i>	<i>epidermidis</i>	<i>Saprophyticus</i>
Catalase	+	+	+	+
Coagulase	+	-	-	-
Mannitol	+	-	+/-	+

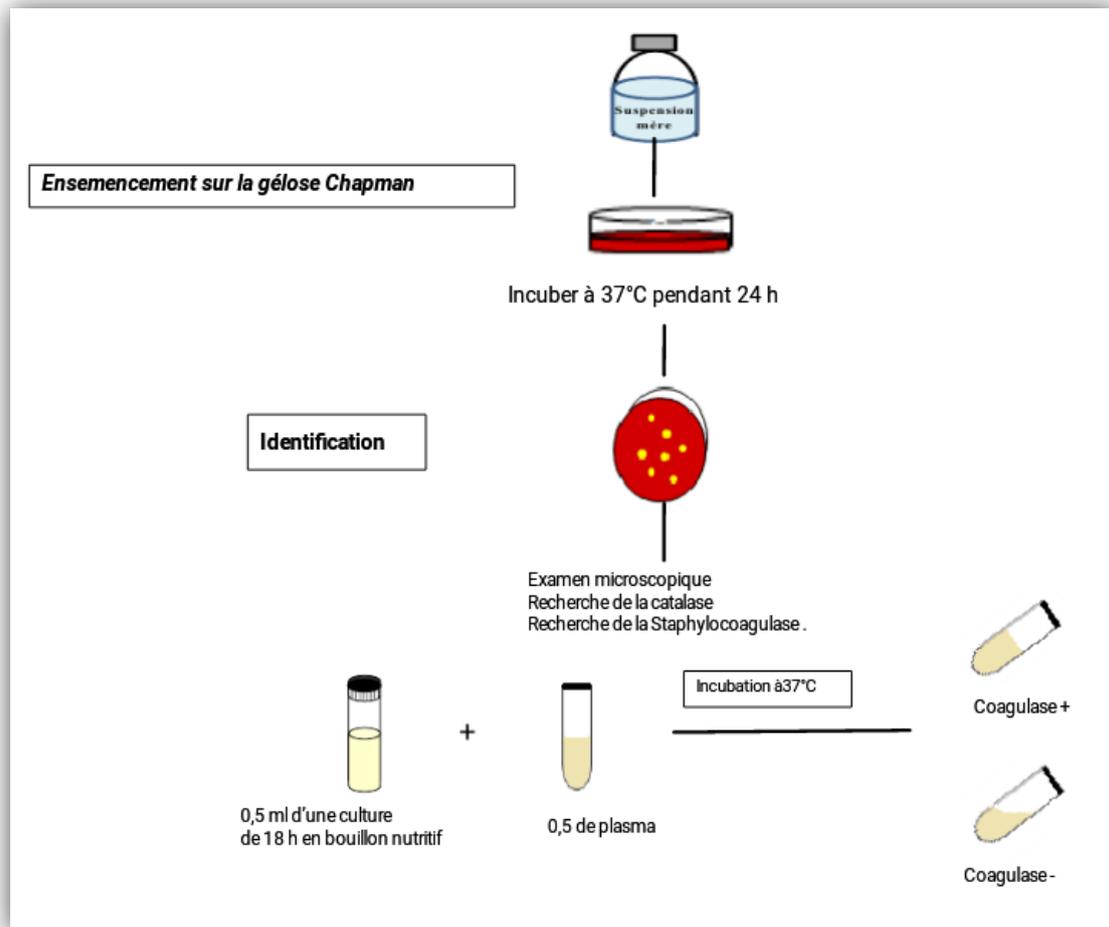


Figure 10: Recherche et dénombrement des *Staphylococcus aureus*.

5.4.2. Recherche des *Salmonelles*

- **Milieux**

La recherche des salmonelles s’effectue dans différents milieux (Tab.4).

Tableau 4: milieux utilisé pour la recherche des *Salmonelles*.

Milieu d'enrichissement	Milieu d'isolement	Milieu d'identification
SFB	Hektoen	api 20 E ou api 10

- **Mode opératoire**

- **Le pré-enrichissement**

La solution mère est incubée à 37°C pendant 16 à 20h.

- **L'enrichissement**

Deux gouttes de la solution mère ont été introduites dans des tubes contenant du bouillon SFB S/C. Les tubes sont incubés à 37°C pendant 24h.

- **L'isolement**

Les cultures sur SFB sontensemencées séparément dans des boîtes de Pétri stériles dans lesquelles on a préalablement coulé le milieu Hektoën qui s'est solidifié. Par la suite les boîtes déjàensemencées sont incubées pendant 24h à 48 heures à 37°C (Fig.11).

- **Identification Biochimique**

Afin de confirmer la présence des salmonelles, les colonies suspectes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

-Test TSI ;

- api 10.

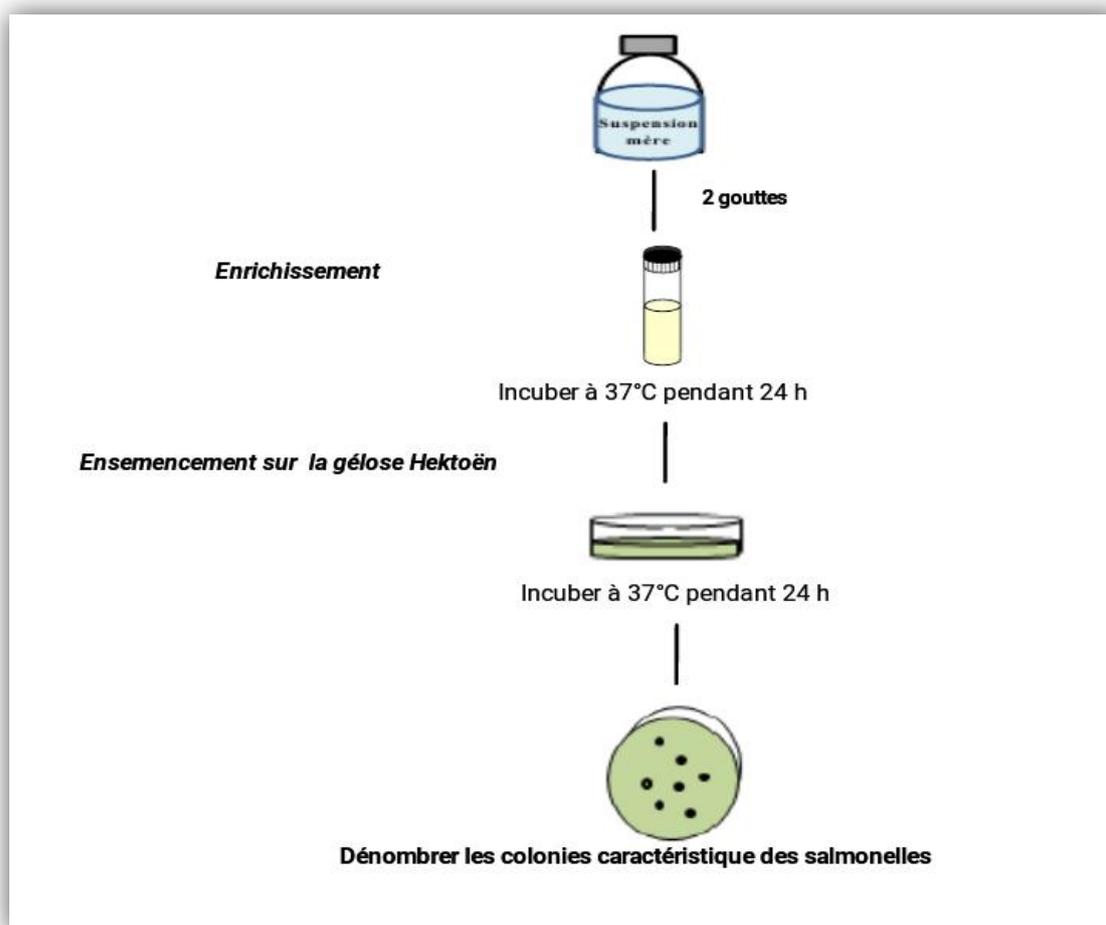


Figure 11: Recherche des *salmonelles*.

5.4.3. Recherche et dénombrement du *Pseudomonas aeruginosa*

- **Milieu**

La gélose au cétrimide est un milieu sélectif, qui permet l'isolement des *Pseudomonas* et notamment de *P.aeruginosa*.

- **Mode opératoire**

5 gouttes de la solution mère ont étéensemencées par étalement à l'aide d'un râteau sur toute la surface dans une boîte de pétri contenant déjà du milieu sélectif, Cétrimide. Ces boîtes seront ensuite incubées à 37°C pendant 24 heures. Les colonies caractéristiques sont dénombrées (**Fig.12**).

- **Lecture**

Les colonies de *Pseudomonas aeruginosa* apparaissent souvent de grandes tailles (1-3mm), à bord irréguliers, lisses régulières et bombées (elles sont souvent pigmentées en vert du fait de la production des pigments)

- **Identification**

Afin de confirmer la présence de *Pseudomonas aeruginosa*, les colonies suspectes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- Test oxydase ;
- Test TSI ;
- api 20 NE.

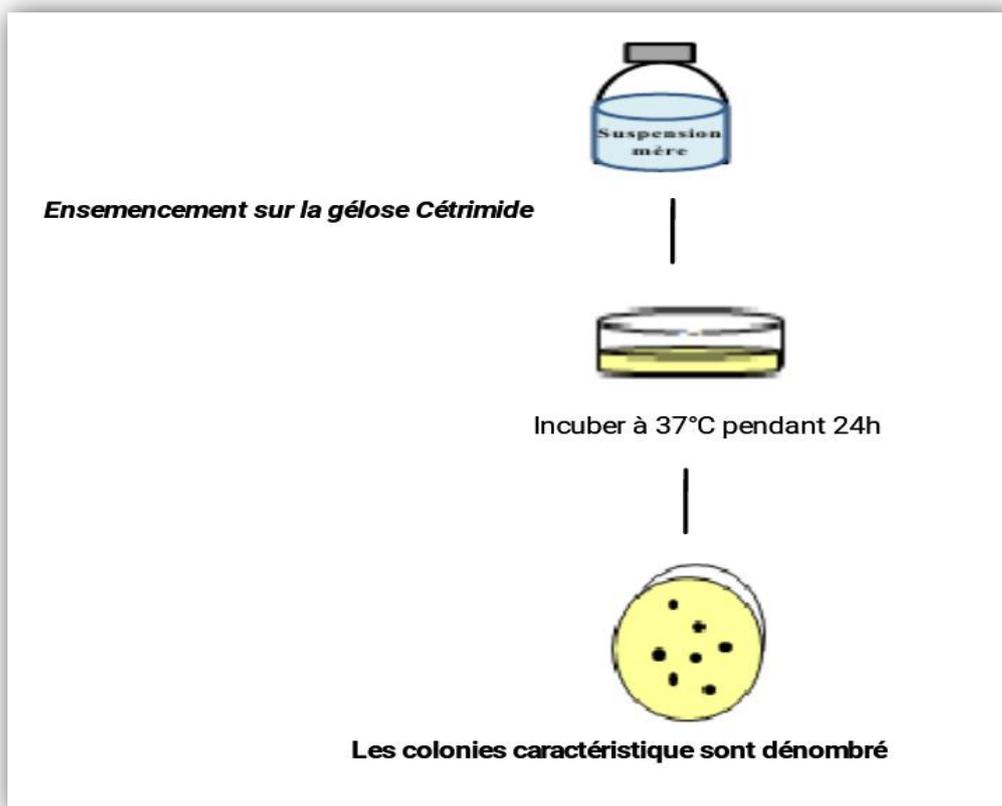


Figure 12: Rechercheet dénombrement de *Pseudomonas aeruginosa*.

5.4.4. Recherche des *Vibrio cholériques*

- **Milieux**

Ils varient en fonction de leur mode d'utilisation (**Tab.5**).

Tableau 5: Milieu de recherche de vibrio cholérique.

Milieu d'enrichissement	Milieu d'isolement	Milieu d'identification
Eau peptonée alcaline E.P.A	GNAB	api 20 NE

- **Mode opératoire**

- **Enrichissement**

Un volume de 1ml de la solution mère est versé dans un tube de 10 ml d'E.P.A, avant d'être incubé à 37°C pendant 6h.Prélever en surface et ensemencer un nouveau milieu d'enrichissement. Incuber à 37°C pendant 6h.

▪ Isolement

Un prélèvement de la surface du milieu d'enrichissement a été effectué, pour être ensemencé dans une boîte de pétri dans les quelles on a coulé le milieu GNAB, puis incubé à 37° C pendant 24 h (Fig.13).

▪ Identification

Les colonies de *Vibrio cholérique* sont plates, transparentes sur gélose GNAB.

Les colonies suspectes feront l'objet d'une identification morphologique et biochimique qui se déroule comme suit :

- Test oxydase ;
- Test TSI ;
- Une galerie biochimique api 20 NE.

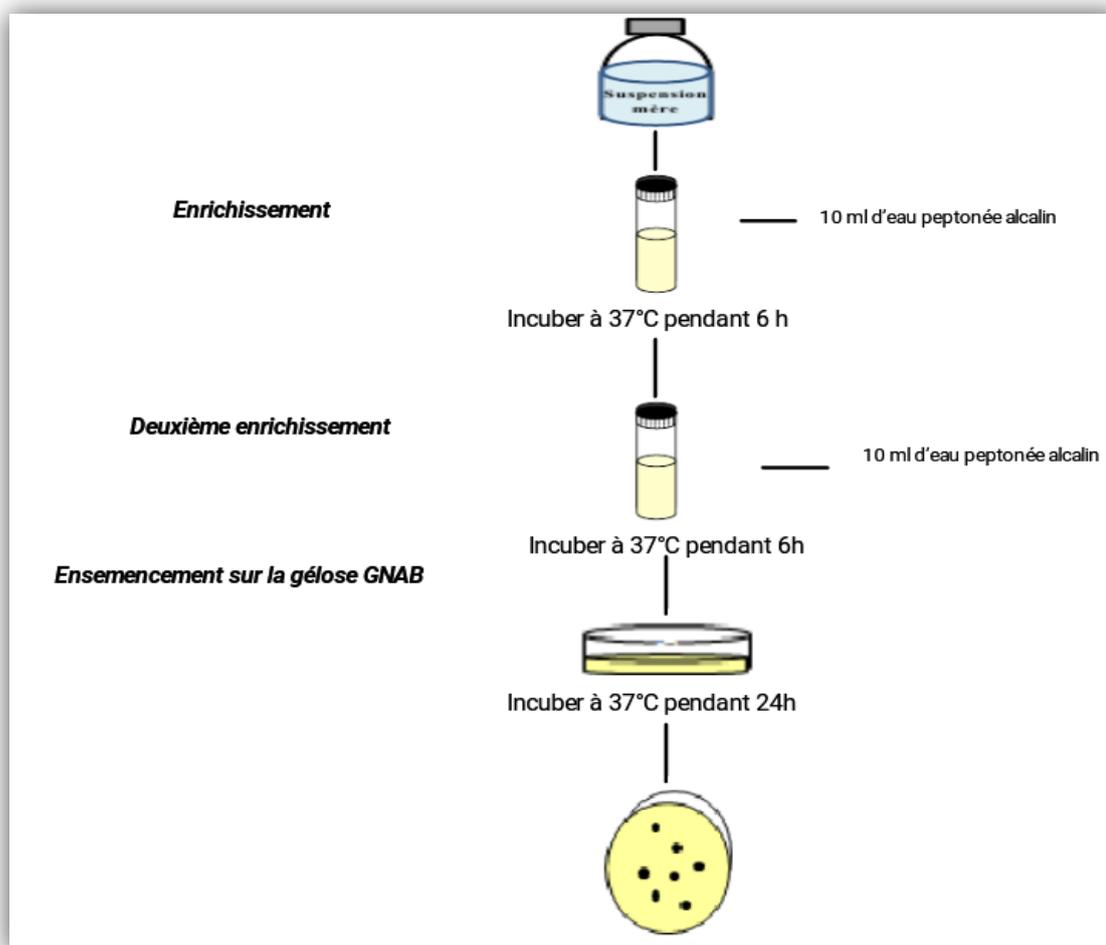


Figure 13: Recherche des *Vibrio cholériques*.

5.4.5. Recherche et dénombrement des levures et moisissures

- **Milieu**

La gélose Sabouraud constitue un milieu classique pour la culture, l'isolement et l'identification des levures et des moisissures saprophytes ou pathogènes.

- **Mode opératoire**

Ensemencer 5 gouttes de la solution mère par étalement dans des boîtes de pétri dans lesquelles on a coulé le milieu Sabouraud. Ensuite, Les boîtes ainsiensemencées sont incubées pendant 24h heures à 37°C, l'incubation est prolonger à une température ambiante pendant cinq jours (**Fig.14**).

- **Lecture**

- Les colonies des levures sont blanchâtres, rondes à contours réguliers, opaques, plates en surface et lenticulaires en profondeur.

- Les moisissures souvent pigmentées, d'aspect velouté, plus ou moins proéminents.

- **Identification**

- Etat frais;

- Api levures.

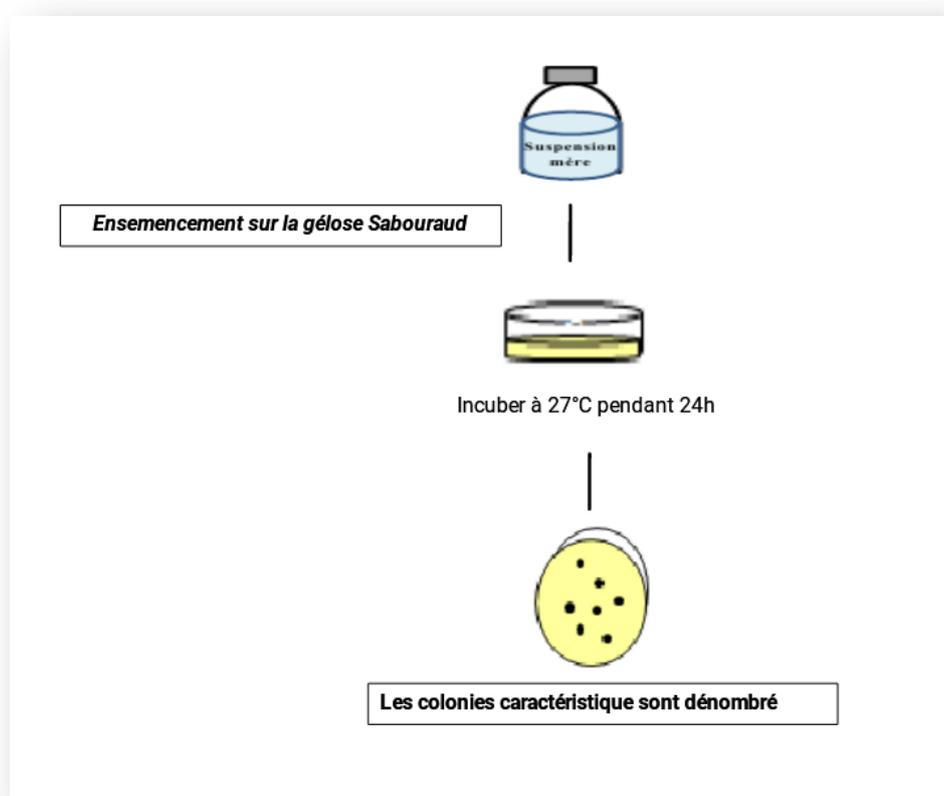


Figure 14: Recherche des levures et moisissures.

6. Analyse microbiologique des branchies

Les milieux utilisés et le mode opératoire sont les mêmes que nous avons utilisées pour les analyses microbiologiques de la chair.

7. Analyse microbiologique d'eau

Les analyses microbiologiques ont pour but une appréciation quantitative et qualitative de la flore de contamination de l'eau. A partir des résultats obtenus, on procède à une comparaison entre cette flore et celui de poissons.

7.1. Echantillonnage

Un échantillonnage est effectué dans 3 stations de prélèvement au niveau de barrage Bouhamdane (Hammam Debagh).

Les échantillons sont prélevés à l'aide des flacons en verre stérile. Les flacons sont étiquetés puis entreposés dans une glacière désinfectée et acheminée au laboratoire d'hygiène de wilaya _DSP_ pour faire les analyser microbiologiquement.

7.2 Méthode d'analyse

Les milieux utilisés et le mode opératoire sont les mêmes que nous avons utilisées pour les analyses microbiologiques des poissons.

8. Identification morphologique et biochimique

8.1. Identification morphologique

- **Examen à l'état frais**

L'examen microscopique à l'état frais permet d'apprécier à la fois la forme, le mode de regroupement et la mobilité des bactéries isolées.

Technique

- Déposer une goutte d'eau physiologique stérile sur une lame ;
- Prélever à l'aide d'une anse de platine une fraction de la colonie sur milieu gélosé ;
- Effectuer une suspension homogène dans la goutte d'eau physiologique en incorporant l'inoculum ;
- Recouvrir d'une lamelle en évitant la formation de bulle d'air ;
- L'observation s'effectue à faible luminosité à l'objectif X10 puis X40.

- **Coloration de Gram**

Principe

La coloration de Gram ou coloration différentielle s'effectue de la manière suivante :

- Préparation d'un frottis bactérien : on prélève la colonie bactérienne à identifier, et on l'étale sur une goutte d'eau physiologique déposée sur une lame propre puis on la fixe par simple passage sur la flamme du bec bunsen ;
- Coloration par le violet de Gentiane : chaque frottis fixé à la chaleur est coloré pendant une minute au violet de Gentiane, il est ensuite lavé rapidement par l'eau courante ;
- Mordantage : traité durant une minute par la solution de Lugol et lavé à l'eau ;
- Décoloration : C'est une étape critique ,on fait couler le solvant (alcool)sur frottis pendant une à trois secondes puis laver immédiatement à l'eau courante .A ce stade ,les cellules Gram négatives seront incolores , les cellules Gram positives restent violettes ;
- Recoloration : on soumet le frottis durant trente secondes à une courte coloration par la Fuchsine pour recolorer les cellules Gram négatives présentes puis rincer et sécher entre deux feuille de papier buvard propre ;
- Examiner le frottis : à immersion à l'objectif $\times 100$.

Lecture

Les bactéries Gram positif sont bien colorées en violet alors que les bactéries Gram négatif sont bien colorées en rose.

8.2. Identification biochimique

- **Recherche d'oxydase**

Technique

- Déposer un disque pré-imprégné par le Réactif N diméthyle paraphénylène diamine (disque oxydase) sur une lame propre ;
- Imbiber le disque d'une goutte d'eau distillée stérile ;
- Déposer au-dessus une colonie à l'aide d'une pipette Pasteur ;
- Etaler la colonie sur le disque ;
- Attendre 3 à 5 secondes.

Lecture

- Si la colonie prend une teinte rose, violette. Le germe possède une oxydase : le test est positif ;
- Si la colonie reste incolore, le germe ne possède pas d'oxydase, le test est négatif.

- **Recherche de la catalase**

Techniques

- Sur une lame propre et sèche déposer une goutte d'eau oxygénée ;
- A l'aide d'une pipette pasteur, ajouter l'inoculum bactérien ;
- Surveiller l'apparition d'un dégagement d'oxygène sous forme de bulles gazeuses.

Lecture

- Dégagement immédiat de bulles gazeuses: test catalase est positif ;
- Pas de dégagement de bulles gazeuses: test catalase est négatif.

- **Recherche de la Staphylocoagulase**

La recherche de la Staphylocoagulase in vitro est mise en évidence par la capacité de cette enzyme à coaguler le plasma de lapin dans un délai de 24 h.

Techniques

- Dans un tube à hémolyse stérile, introduire 0,5 ml de plasma de lapin (ou de l'homme) + 0,5 ml d'une culture de 18 h en bouillon nutritif de la souche à étudier ;
- Placer le mélange à 37°C ;
- Des lectures doivent être effectuées toutes les heures au moins pendant les cinq premières heures.

Lecture

- Coagulation du plasma : test Coagulase est positif : la souche est *Staphylococcus aureus* ;
- Pas de coagulation du plasma : test Coagulase est négatif : la souche n'est pas une *S. aureus*.

- **Galerie biochimique api**

- **api 20E**

API 20 E est un système standardisé pour l'identification des Entérobacteriaceae et autres bacilles à Gram négatif .

- **api 20NE**

API 20 NE est un système standardisé pour l'identification des bacilles à Gram négatif non entérobactéries et non fastidieux.

- **api 10**

C'est le même utilisé pour la galerie API 20E sauf qu'il comporte uniquement 10 microtubes.

- **api Staph**

API Staph est un système standardisé pour l'identification des genres Staphylococcus, Micrococcus et Kocuria.

Principe

La galerie api comporte 20(ou 10) microtubes contenant des substrats déshydratés. Les microtubes 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.

- **Test TSI**

La gélose TSI (Triple Sugar Agar) permet l'identification des entérobactéries par la mise en évidence rapide de la fermentation du lactose, du glucose (avec ou sans production de gaz), du saccharose et de la production de sulfure d'hydrogène.

Techniques

À partir d'une suspension bactérienne on effectue des stries à la surface du milieu TSI incliné puis on fait une pique centrale à l'aide d'une pipette pasteur. Incubée à 37°C pendant 24 heures.

Lecture

- Rouge : pas de fermentation, la bactérie est aérobie,
- Jaune : une fermentation s'est produite ; de l'acide a été produit, la bactérie est anaérobies facultative ;
- Gaz formé : du à une fermentation ;
- Couleur noire : H₂S a été produit.

1. Résultats de détermination du pH, longueur, poids et l'âge des poissons

Les résultats de détermination du pH, longueur, poids et l'âge des deux espèces des poissons pêchés au niveau du barrage Bouhamdane (le barbeau et le sandre) sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 6: Détermination du pH, longueur, poids et l'âge.

	Barbeau	Sandre
	Moyenne	Moyenne
pH	6,58	6,57
Longueur (cm)	25,33	34,66
Poids (g)	213,33	321
Age (ans)	5	4

2. Résultats de l'analyse microbiologique des poissons :

2.1. L'interprétation des résultats

- L'interprétation des résultats s'effectue selon un plan à trois classes :
 - Si le résultat de l'analyse est inférieur ou égal à « m », le résultat du critère microbiologique est satisfaisant ;
 - Si le résultat de l'analyse n'excède pas « M », le résultat du critère microbiologique est acceptable ;
 - Si le résultat de l'analyse excède « M », le résultat du critère microbiologique est non satisfaisant.

- Pour l'expression "absence dans" :

- Le résultat du critère microbiologique est satisfaisant lorsqu'il y a absence du micro-organisme dans toutes les échantillons ;
- Le résultat du critère microbiologique est non satisfaisant, lorsque la présence du micro-organisme est détectée dans, au moins, une unité de l'échantillon (**JOURA, 2017**).

2.2. Flore mésophile aérobie totale

Les résultats de dénombrement de la flore mésophile aérobie totale (**Tab.7**) montrent que les branchies sont les parties les plus chargées avec une moyenne de 13.10^5 UFC/g chez le barbeau et 2.10^5 UFC/g pour le sandre, comparativement à la chair qui est la moins

chargée avec des moyennes de 25.10^4 UFC/g et 37.10^3 UFC/g pour le barbeau et le sandre respectivement.

Tableau 7: Résultats de dénombrement la flore mésophile aérobie totale.

	Barbeau Moyenne	Sandre Moyenne
Chair (UFC/g)	25.10^4	37.10^3
Branchies (UFC/g)	13.10^5	2.10^5

La flore mésophile aérobie totale (FMAT) (**Fig.15**) incorporée dans un produit alimentaire reflète la qualité microbiologique générale du produit et permet d'en suivre son évolution. La flore totale peut donner une indication sur l'état de décomposition du produit et constitue de ce fait un indice de la qualité sanitaire (**Anihouvi et al., 2009**). Ces bactéries représentent la flore indicatrice de la salubrité du poisson dont le dénombrement permet d'apprécier la qualité microbiologique du poisson et l'application des bonnes pratiques d'hygiène (**Huss, 1988**).



Figure 15: Les colonies de la flore mésophile aérobie totale (**prise personnelle**).

2.3. Coliformes totaux et fécaux

Les résultats de dénombrement des coliformes totaux montrent que la charge bactérienne la plus élevée a été enregistrée au niveau des branchies avec une moyenne de 93 UFC/g chez le barbeau et 53 UFC/g pour le sandre, par contre la valeur la plus basse a été notée au niveau de la chair avec des moyennes de 3 UFC/g et 2 UFC/g pour le barbeau et le sandre respectivement.

Pour les coliformes fécaux, Les résultats obtenus montrent que la charge bactérienne la plus élevée a été enregistrée dans les branchies avec des moyennes de 52 UFC/g pour le barbeau et 9 UFC/g pour le sandre, alors que la valeur la plus basse a été notée dans la chair de l'ordre de 3 UFC/g et 2 UFC/g pour le barbeau et le sandre respectivement (**Tab.8**).

Tableau 8: Résultats de dénombrement des coliformes totaux et fécaux.

	Barbeau Moyenne		Sandre Moyenne	
	CT	CF	CT	CF
Chair (UFC/g)	3	3	2	2
Branchies (UFC/g)	93	52	53	9

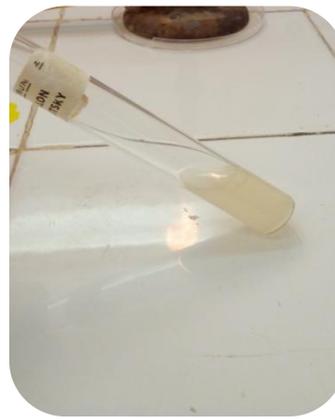
CT : coliformes totaux ; CF : coliformes fécaux

Les coliformes totaux, sont des bactéries qui regroupent plusieurs espèces dont les animaux constituent des hôtes communs. Ce sont des contaminants très fréquents se développant d'une manière très abondante correspondant au même temps à la flore d'altération.

La contamination par les coliformes totaux peut être expliquée par le degré de contamination du milieu de vie des poissons aussi par les mauvaises mesures hygiéniques pendant la manutention. Les coliformes fécaux sont témoins de mauvaises conditions d'hygiène, et leur présence témoigne par ailleurs une contamination d'origine fécale (**Degnon et al., 2012**) (**Fig.16**).



Test de présomption



Trouble bactérien dans l'eau peptonée exempte d'indole incubée à 44°C



Test de confirmation

Figure 16: Présences des coliformes totaux et fécaux (**prise personnelle**).

2.4. Anaérobies Sulfito-Réducteurs (ASR)

Les résultats de dénombrement des ASR (**Tab.9**) montrent un taux élevé enregistré dans la chair du sandre avec une moyenne de 79 UFC/g, comparativement à la chair du barbeau qui est moins chargée (1 UFC/g). Les valeurs enregistrées au niveau des branchies sont 20 UFC/g et 19 UFC/g pour le barbeau et le sandre respectivement.

Tableau 9: Résultats de dénombrement des ASR.

	Barbeau Moyenne	Sandre Moyenne
Chair (UFC/g)	1	79
Branchies (UFC/g)	20	19

Les anaérobies sulfito-réducteurs (**Fig.17**) sont des bactéries du genre *Clostridium* caractérisées par une thermorésistance (**Abotchi, 2010**). La contamination des poissons par les ASR s'explique par le contact avec le sol, la boue, les matières fécales, les récipients et équipements souillés (**Dione, 2003**).



Figure 17: Présence des ASR sous forme des colonies noires (**prise personnelle**).

2.5. *Staphylococcus aureus*

Chez l'être humain, les réservoirs naturels de *Staphylococcus aureus* sont la peau, les cheveux et les muqueuses superficielles (nez), alors qu'elle fait défaut chez les poissons. Sa présence chez ces derniers vient de la présence éventuelle d'entérotoxines, suite à un manque l'hygiène. [3]

Après ensemencement sur milieu Chapman, on a noté la présence des colonies de couleur jaunes entourées d'une auréole jaune (**Fig.18**). Les tests de l'identification ont révélés des bactéries appartenant aux Staphylocoques mais loin d'être *Staphylococcus aureus*.

L'absence des *Staphylococcus aureus* peut être expliquée par le fait que ces poissons ne sont pas trop manipulés (**Degnon et al., 2012**), et que leur transport a été réalisé dans des bonnes conditions d'hygiène et de conservation.

Remarque : le résultat d'api Staph montre que le germe identifié est *Staphylococcus epidermidus*.

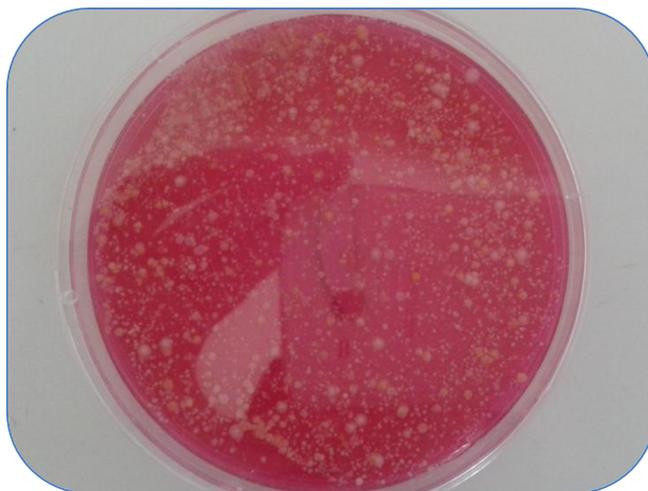


Figure 18: Présence des *Staphylococcus epidermidis* (prise personnelle).

2.6. *Salmonella*

Les salmonelles sont des bactéries qu'on les trouve dans l'intestin des animaux, en particulier celui des oiseaux, pouvant contaminer l'environnement via leurs matières fécales. Ces bactéries résistent au froid mais sont sensibles à la chaleur. Ces germes restent l'agent pathogène principal dans la contamination des aliments crus ou semi cuits tels que les poissons surgelés (Guiraud et Rosec, 2004).

Après enrichissement et ensemencement sur milieu Hektoen, on a enregistré la présence des colonies de couleur bleu-vert à centre noir (Fig.19), les tests de l'identification se sont révélés négatifs (suspicion de *Proteus* spp).

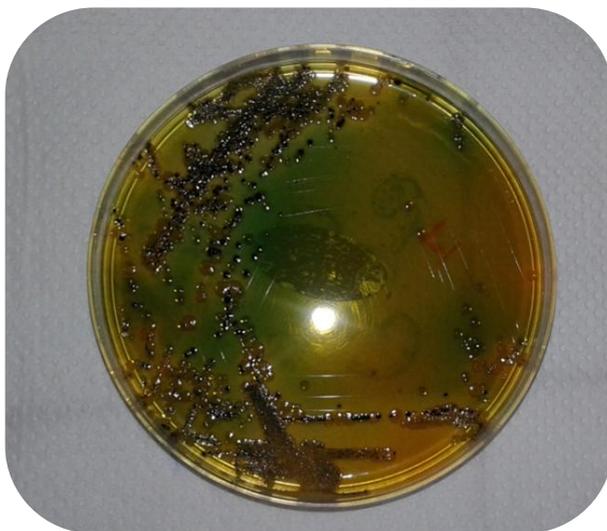


Figure 19: Présence d'Entérobacteriaceae (prise personnelle).

2.7. *Pseudomonas aeruginosa*

La bactérie *Pseudomonas aeruginosa* est cosmopolite. On la trouve dans de nombreux milieux : végétaux, poussières, aliments crus et même parfois dans le tube digestif de l'homme (Leclerc, 2002). Son réservoir naturel est le sol, les lacs, les rivières et l'eau polluée... (Green *et al.*, 1974 ; Floret, 2009). C'est une bactérie dangereuse vu sa haute pathogénicité pour l'homme (Plesiatp, 2011).

Après ensemencement sur milieu Cétrimide, on a enregistré la présence des colonies larges aux bords irréguliers, mais les tests de confirmations se sont révélés négatifs.

2.8. *Vibrio cholérique*

Vibrio cholérique est une espèce aquatique, qui vit librement dans l'environnement mais sa survie dépend des autres organismes aquatiques (Quilici, 2011). Cette bactérie peut contaminer l'eau, les mollusques, poissons ou autres produits consommés crus (Guiraud, 1998).

Après enrichissement et ensemencement sur milieu GNAB, on a noté la présence des grosses colonies lisses et transparentes, mais les tests de l'identification se sont révélés négatifs.

Remarque : le résultat d'api 20 NE montre que le germe identifié *Chryseobacterium indologenes*.

- L'absence de *Salmonelle*, *Vibrio cholérique*, *Pseudomonas aeruginosa* s'expliquerait par l'absence de ces bactéries dans la zone de pêche.

2.9. Levures et Moisissures

Les résultats de la recherche et dénombrement des levures montrent leur absence chez les deux espèces que ce soit au niveau des branchies ou la chair. Les moisissures sont présentées par des moyennes assez importantes dans les branchies de l'ordre de 227 UFC/g et 27 UFC/g pour le barbeau et le sandre respectivement. Une moyenne identique de 14 UFC/g a été enregistrée au niveau de la chair chez deux espèces (Tab.10).

Tableau 10: Résultats de dénombrement des levures et moisissures.

	Barbeau		Sandre	
	L	Moyenne	L	Moyenne
Chair (UFC/g)	0	14	0	14
Branchies (UFC/g)	0	227	0	27

L : levures ; M : moisissures

Les moisissures (**Fig.20**) sont agressives et dégradantes seulement sous leur forme mycélienne. Elles se développent quand les conditions environnementales sont favorables. Passant à la forme sporulée, elles peuvent se disperser très largement et contaminer ainsi les denrées alimentaires (**Guiraud et Rosec, 2004**).

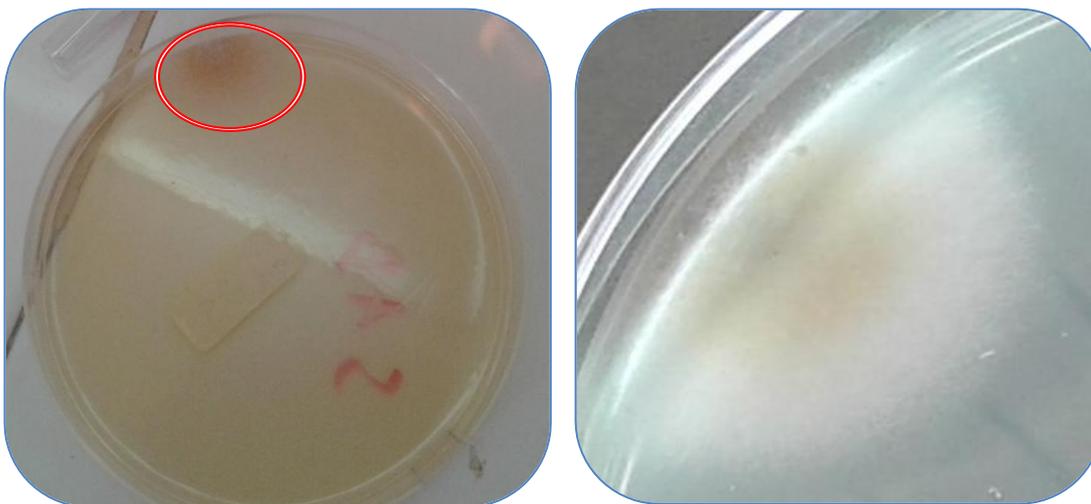


Figure 20: Présence des moisissures sous forme des filaments (**prise personnelle**).

2.10. Qualité microbiologique de la chair des poissons en fonction des germes

Les résultats des analyses sont comparés à normes algériennes 2017 et internationales (Tab.11):

Tableau 11 : Résultats des analyses microbiologique de la chair des deux espèces étudiées.

	Barbeau	Sandre	Normes algériennes 2017		Normes internationales	
			m	M	m	M
FMAT (UFC/g)	25.10 ⁴	37 .10 ³	10 ⁶	10 ⁷	10 ⁴	10 ⁵
					ISO 4833	
C. Fécaux (UFC/g)	3	2	10	10 ²	10	10 ²
					ISO 16649	
ASR (UFC/g)	1	79	/		10	
					AFNOR	
S. aureus (UFC/g)	0	0	10 ²	10 ³	10	10 ³
					ISO 6888	
Salmonelles	Abs	Abs	Absence /25 g		Absence /25 g	
					ISO 6795	
P. aerogenosa (UFC/g)	0	0	/		10	10 ²
					ISO 16266	
V. cholérique	Abs	Abs	/		Absence/25g	
					règlement (CE) n°2073/2005	
Levures (UFC/g)	0	0	/		10 ²	
Moisissures (UFC/g)	14	14				

FMAT : flore mésophile aérobie totale ; ASR : anaérobies sulfite – réducteurs

- La qualité microbiologique de la chair du barbeau est satisfaisante, car les valeurs enregistrées sont inférieures à la limite avec absence des germes pathogènes recherchés.
- En termes de FMAT, Coliformes fécaux, *Staphylococcus aureus*, *Salmonelle*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio cholérique* et levures et moisissures, la qualité

microbiologique de la chair du sandre est satisfaisante, contrairement à celle des *ASR* dont la valeur enregistrée dépasse les limites fixées par la norme AFNOR témoignant une qualité microbiologique non satisfaisante.

3. Résultats des analyses microbiologique d'eau du barrage

Les résultats de la recherche et le dénombrement des différents germes au niveau des trois stations de prélèvement de barrage Bouhamdane sont représentés dans le tableau suivant :

Tableau 12: Résultats des analyses microbiologiques de l'eau de barrage.

	Eau de barrage Moyenne	Recommandation OMS 2011 (eau de surface)
FMAT (UFC/ ml)	7.10 ⁶	3000
C. Totaux (UFC/100ml)	950	5000
C. Fécaux (UFC/100ml)	12	2000
ASR (UFC/20ml)	0	0
S. aureus (UFC/ml)	Abs	/
Salmonelles	Abs	
P. aeruginosa	Abs	
V. cholérique	Abs	
levures (UFC/ml)	Abs	
Moisissures (UFC/ml)	440	

3.1. Flore mésophile aérobie totale

Les résultats de dénombrement de la FMAT sont représentés dans la figure ci-dessous :

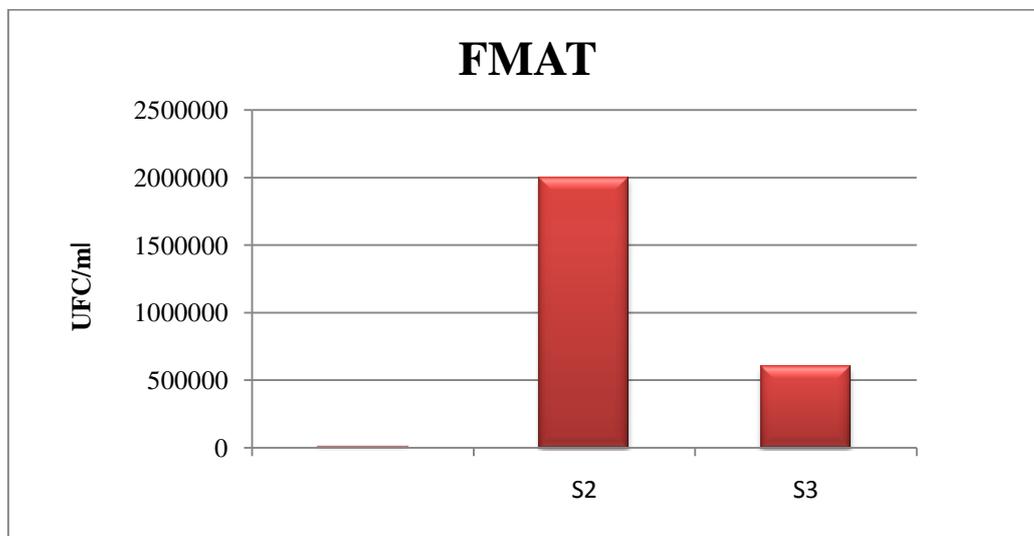


Figure 21: Répartition des FMAT au niveau des trois stations de prélèvement.

Tous les échantillons sont révélés contaminés par la flore mésophile aérobie totale. Une valeur maximale de $2 \cdot 10^7$ UFC/ml a été enregistrée dans la station S2 et une valeur minimale de $8 \cdot 10^3$ UFC/ml au niveau de la station S1 avec une moyenne de $7 \cdot 10^6$ UFC/ml.

Les résultats des germes totaux à 37°C relatifs aux eaux de surface sont non conformes aux normes de l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS).

3.2. Les coliformes totaux (CT)

Les coliformes totaux constituent un groupe hétérogène de bactéries d'origine fécale et environnementale. D'après la figure 22, l'eau de barrage Bouhamdane est caractérisée par la présence d'un nombre de coliformes totaux allant de 40 à 1400 UFC/100 ml, affichant une valeur maximale au niveau des stations S2 et S3 de l'ordre de 1400 UFC/100ml, et une valeur minimale au niveau de la station S1 avoisinant les 40 UFC/100ml avec une moyenne de 950 UFC/100 ml. Ces teneurs restent toujours inférieures à la norme fixée par l'OMS (2011) qui est < 5000 UFC/100 ml.

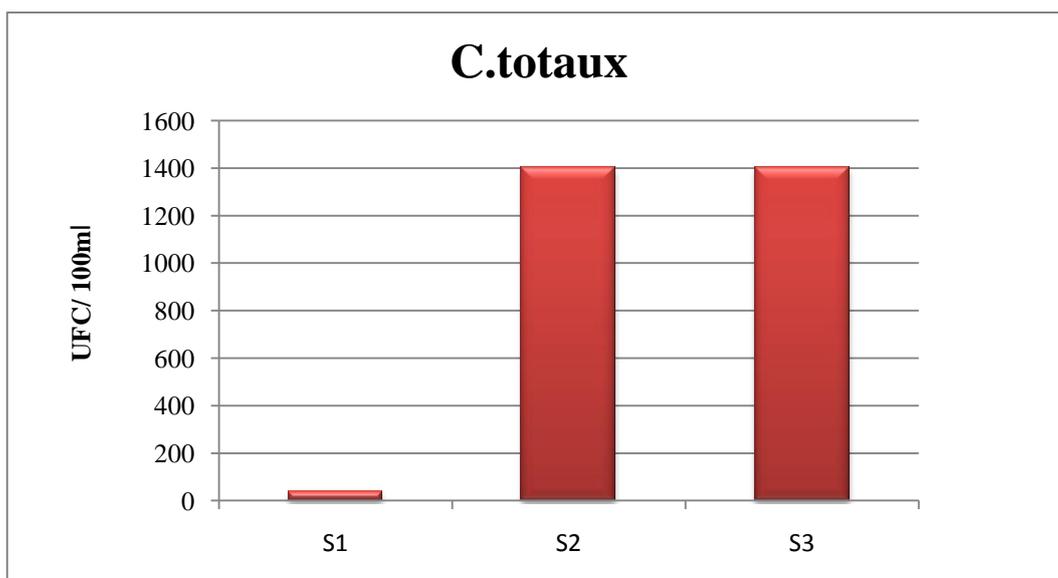


Figure 22: Répartition des coliformes totaux au niveau les trois stations de prélèvement.

Les coliformes totaux sont moins présents au niveau de station S1 par rapport au S2 et S3. Cela pourrait être dû à la présence des matières organiques et l'élévation de la température, favorisant ainsi la multiplication et le développement des bactéries.

3.3. Coliformes fécaux

Le nombre de coliformes fécaux sont de 6 UFC/100 ml dans la station de prélèvement S1 et 15 UFC/100 ml dans les stations S2 et S3 avec une moyenne de 12 UFC/100 ml (Fig.23).

Ces valeurs restent conformes aux normes des eaux de surface fixées par l'OMS (2011) qui est < 2000 UFC/100 ml.

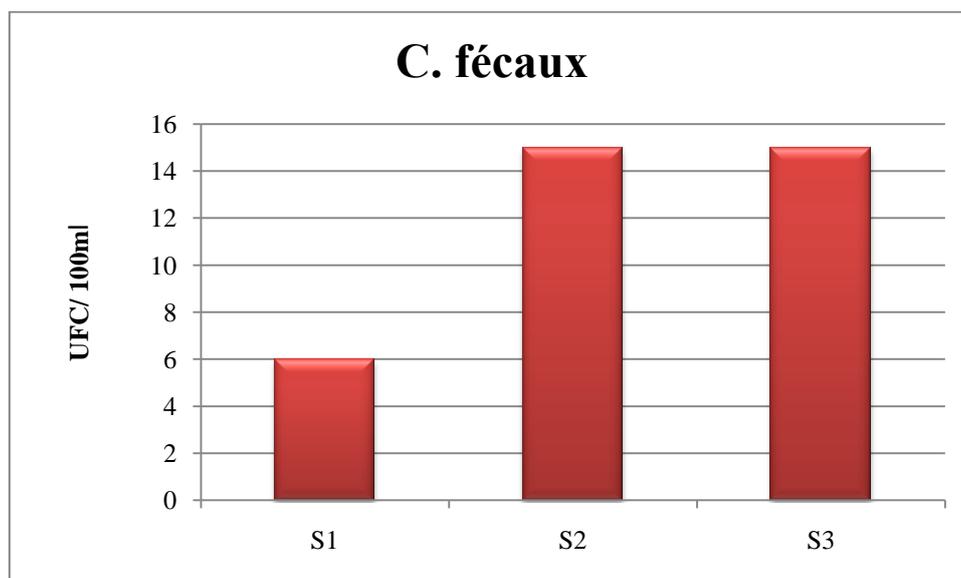


Figure 23: Répartition des coliformes fécaux au niveau les trois stations de prélèvement.

Les coliformes fécaux représentent la flore à rechercher dans le contrôle de la qualité de l'eau, indicatrices d'une contamination fécale d'origine animale ou bien des rejets des eaux usées domestiques versant directement dans le barrage.

3.4. Anaérobies Sulfito-Réducteurs

Les ASR sont témoins d'une pollution ancienne et constituent aussi un bon indicateur de l'efficacité de la désinfection. Elles sont résistantes à certains désinfectants (Georges et Ezin, 2002).

Les résultats de dénombrement des ASR sont négatifs (ne dépassant pas les limites fixées par les normes de la recommandation d'OMS), témoignant que l'échantillon est de qualité microbiologique satisfaisante.

3.5. Moisissures

Les résultats obtenus (Fig.24) montrent une valeur maximale des moisissures, enregistrée dans la station S1 affichant un taux de 8.10^2 UFC/ml et une autre minimale au niveau de la station S2 de l'ordre de 120 UFC/ml, avec une moyenne de 440 UFC/100 ml

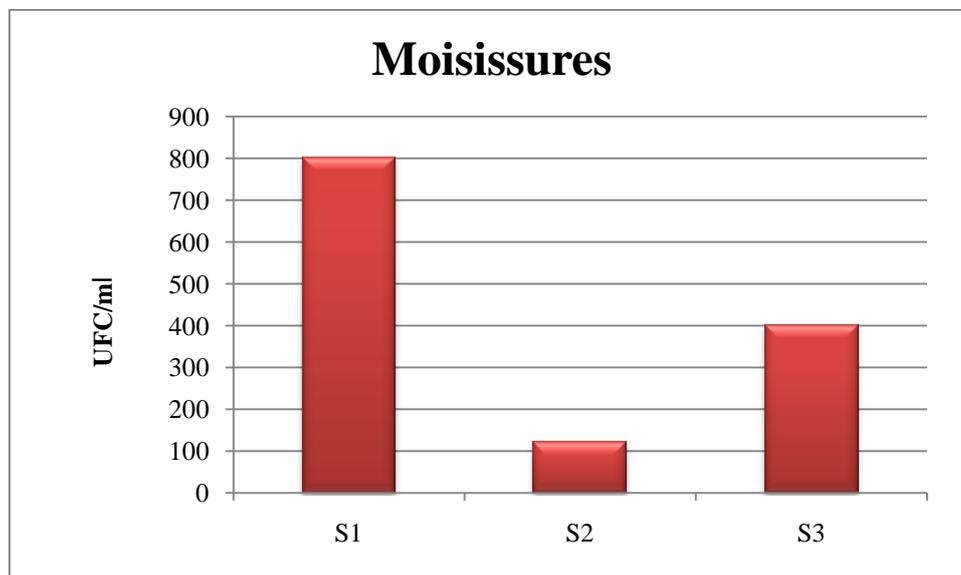


Figure 24: Répartition des moisissures au niveau les trois stations de prélèvement.

3.5. Les germes pathogènes

Les résultats de la recherche de *Staphylocoques aureus*, *Pseudomonas aerogenosa*, *Salmonella*, *Vibrio cholérique* et Levures révèlent l'absence totale de ces germes.

➤ **Synthèse**

Les analyses microbiologiques de l'eau indiquent une charge importante en termes de germes totaux, ainsi pour les germes contaminants d'origine fécale. Ces résultats expliquent la forte présence des bactéries dans les branchies, organe de filtration et d'osmorégulation dans l'appareil respiratoire, étant capable de filtrer les particules ou les micro-organismes. Cette contamination pourrait être liée au fait que de nombreuses espèces des bactéries, y compris celles identifiées sont d'origines aquatiques, restant en contact permanent avec les poissons. En effet, l'activité respiratoire est assurée par des rythmes bucco-operculaires qui aspirent et compriment l'eau au niveau des branchies. L'étude de ces organes ainsi que leurs fonctionnements nous donne une idée sur la qualité du biotope du poisson. Contrairement aux branchies, la chair des poissons est très peu contaminée par les bactéries. Cette faible prévalence est la preuve d'une protection renforcée par le système immunitaire et la barrière assurée par le mucus (**Bourgeois 1988 ; Adingra et al.2010**). La contamination bactérienne de la chair ne survient qu'après la capture. A cet effet, juste après la rigor mortis les bactéries se prolifèrent librement dans la surface de la peau, des branchies et des intestins jusqu'aux muscles.

La contamination des poissons est due aux bactéries endogènes et exogènes (**FAO/NACA/OMS, 1999 ; Bourdin, 2010**). Les bactéries endogènes ou autochtones sont naturellement présentes dans le milieu aquatique, par contre les bactéries exogènes ou allochtones sont : soit d'origine fécale (présentes dans les eaux usées, les rejets d'élevage, etc...), telluriques (contamination du sol par les eaux de ruissèlement) (**Servais, 2000 ; Little et Edwards, 2005**), ou bien introduites dans le produit de pêche durant les opérations de débarquement , manipulation , ou lors de la rupture dans la chaîne de conservation (**Huss, 1999 ; FAO/NACA/OMS, 1999**).

Le poisson comme ressource halieutique, constitue une denrée alimentaire très importante pour le consommateur vue sa grande richesse nutritive en termes de protéine, lipide, et minéraux. Tout de même, cette denrée étant un aliment rapidement putréfiable, reste sensible aux contaminants bactériologiques, fongiques et physico-chimiques, responsables de grave intoxications alimentaires, parfois mortelles.

Le présent travail porte sur l'évaluation à la fois, de la qualité microbiologique des poissons d'eau douce (sandre et barbeau) pêchés au niveau du barrage Bouhamdane (Hammam Debagh) et celle du milieu, ainsi que sur l'impact de ces contaminants sur la santé publique.

Nos résultats montrent que la charge bactérienne de la flore mésophile aérobie totale, coliformes totaux et fécaux, est plus élevée aux niveaux des branchies comparativement à la chair.

Généralement la chair du barbeau se distingue avec une qualité microbienne satisfaisante conformément aux normes nationales et internationales. La chair du sandre montre des résultats satisfaisants en termes de flore mésophile aérobie totale (FMAT), coliformes fécaux, et moisissures, mais non satisfaisants en termes des anaérobies sulfite-réducteurs(ASR). Quant à la recherche des *Staphylococcus aureus*, *Salmonelle*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio cholérique* et levure elle révèle des résultats négatifs.

Les analyses microbiologiques de l'eau du barrage Bouhamdane montre un niveau de contamination élevée très nocifs à la santé publique, nécessitant un traitement bactériologique et chimique avant toute consommation.

Il est à noter également l'absence totale des germes pathogènes que ce soit dans l'eau d'élevage (extensif), ou bien dans le matériels biologique.

Ces résultats montrent que ces poissons sont consommables, mais certaines recommandations doivent être respectées pour éviter les altérations et les contaminations :

- Le respect des bonnes pratiques d'hygiène des produits halieutiques au cours de la capture, manutention, transport, transformation et la vente.
- Réfrigération des produits après la pêche directement.
- La surveillance périodique de ces denrées par les autorités compétentes.

A l'avenir, il serait intéressant de compléter ce travail avec des études écotoxocologiques et biochimiques afin de protéger la santé publique.

1. **Abotchi K., 2010.** Évaluation de la qualité microbiologique des poissons fumés artisanalement au Togo. Mémoire de master en qualité des aliments de l'homme, l'école inter-états des sciences et médecine vétérinaires de Dakar, Sénégal. 25 p.
2. **Adingra A.A., Gore Bi T., Ble M.C., Dosso M., 2010.** Évaluation de la charge bactérienne chez le tilapia oreochromis niloticus (linné 1758) vendus sur les marchés d'Abidjan (côte d'ivoire). *Agronomie Africaine*. 22 (3): 217 – 225.
3. **Agence de bassin hydrographique Constantinois-Seybouse-Mellegue (ABHCSM), 2006.** Rapport sur l'analyse de l'année hydrologique (2015-2016) du barrage Hammam Debagh. 13 p.
4. **Akter M., Islam M.J., Mian S., Shikha F.H., Rahman M.H., Kamal M.D., 2014.** Changes in fillet quality of pangas catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*) during frozen storage. *World Journal of Fish and Marine Sciences*. 6(2): 146-155.
5. **Anihouvi V.B., Sakyi-Dawson E., Ayernor G.S., Hounhouigan J.D., 2009.** Biochemical changes and aroma development during the spontaneous fermentation of cassava fish into lanhouin and their influence on product acceptability. *Aquatic Food Product Technology*. 18: 370-384.
6. **Basto dos Santos A.F., 2016.** Potential of prepupae meal of black soldier fly (*Hermetia illucens*) as potential ingredient for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*): effect on flesh quality. Master of Science of Porto University. 104 p.
7. **Bouazzaoui Y., 2011.** Altération de la qualité des produits de la mer. In : Technologies de transformation des produits de la mer. Altération de la qualité L'Axiale de la formation spécialisée, Maroc. 12 p.
8. **Bourdin G., 2010.** La contamination microbienne des produits de la pêche et plus spécifiquement celle par *Listeria monocytogenes*. *Hygiène des produits de la pêche et de l'aquaculture*.
9. **Bourgeois C.M., Mescle J.F., Zucca J., 1988.** Aspect microbiologique de la sécurité alimentaire : Sciences et technologie Agroalimentaire. Ed. Tec & Doc. Paris. 419 p.
10. **Bruslé M., Quignard J.P., 2001.** Biologie des poissons d'eau douce européens. Ed. Tec & Doc. Paris, France. 740 p.
11. **Bruslé J., Quignard J.P., 2004.** Les poissons et leur environnement : Ecophysiologie et comportement adaptifs. Ed. Tec & Doc. Paris. 1522 p.
12. **Choubert G., 2010.** Procédé de conservation/transformation et qualité sensorielle du poisson. 13^{ème} journée Sciences des Muscles et Technologies des Viandes, Clermont Ferrand, 19-20 Octobre. 91-98 p.

13. **Cowey C.B., 1993.** Some effects of nutrition on flesh quality of cultured fish. In: Fish Nutrition in Practice. Les Colloques. Ed. INRA. Biarritz, France. 61: 228-236.
14. **Da Silva M.V., Pinho O., Ferreira I., Plestilova L., Gibbs P.A., 2002.** Production of histamine and tyramine by bacteria isolated from Portuguese vacuum.-packed cold-smoked fish. Food control. 13(6-7): 457-461.
15. **Degnon G.R., Dougnon T.J., Toussou S., Migan S.Y., 2012.** Évaluation de la qualité microbiologique et physico-chimique des poissons capturés et commercialisés au port de pêche industrielle de Cotonou. Int. J. Biol. Chem. Sci. 6(1): 166-174.
16. **Delolme H., Boutin J.P., Andre L.J., 1992.** Eau douce et pathologie. Médecine d'Afrique Noire. 39 (3) : 165-170.
17. **Djoudad- Kadji H., 2014.** Caractérisation de la reproduction du poisson d'eau douce barbus barbus callensis au niveau de l'oued Soummam dans la région de Bejaia. Thèse de doctorat .Université de Bejaia. Algérie. 259 p.
18. **Dione B.D., 2003.** Etude de la qualité microbiologique et chimique du poisson braisé-sèche. Mémoire de diplôme d'études approfondies de productions animales. Université Chikhanta Diop de Dakar. Sénégal. 30 p.
19. **Dromer C., Reynal L., Etienne M., Mathieu H., Pau C., Eugène S., Régina F., 2015.** Etude de la qualité des produits de la pêche associée aux DCP ancrés. Projet MAGDELESA. Ref. R.INT.RBE/BIODIVENV 2015-2. France. 123 p.
20. **Erkan N.T., Ulusoy S.Y., Uretener S.G., 2011.** The use of thyme and laurel essential oil treatments to extend the shelf life of bluefish (*Pomatomus saltatrix*) during storage in ice. Journal für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit. 6(1): 39-48.
21. **Anonyme, 1999.** Food and Agriculture Organization/Organisation Mondiale de la Santé). Problèmes de salubrité posés par les produits de l'aquaculture. Rapport d'un groupe d'étude mixte FAO/NACA/OMS. Bangkok. Thaïlande. 64 p.
22. **Farzana B.F., Gulshan A. L., Mosarrat N. N., Mohajira B., 2014.** Effect of sun-drying on proximate composition and pH of shoal fish (*C. striatus*; Bloch, 1801) treated with salt and salt-turmeric storage at room temperature (27-30 °C). J. Agricul. Veter. Sci. 7(9): 01-08.
23. **Floret D., 2009.** Immunization: process of elaborating guidelines and their evolution in France. Ann Pharm. 67(3): 219-223.
24. **Geay Y., Bauchard D., Hocquette J.F., Culioli J., 2002.** Valeur diététique et qualités sensorielles des viandes de ruminants. Incidence de l'alimentation des animaux. INRA Production Animale. 15: 37-52.

25. **Georges T., Ezin J.P., 2002.** L'eau, patrimoine mondial commun, Belgique, presses universitaire de Namur. 303 p.
26. **Ghaly A.E., Dave D., Budge S., Brooks M.S., 2010.** Fish spoilage mechanisms and preservation techniques. *American Journal of Applied Sciences*. 7(7): 859-877.
27. **Girard P., 1998.** Le poisson sentinelle des milieux aquatiques : pertinence et optimisation des indicateurs sanitaires. *Bull. fr. pêche piscic.* 443 p.
28. **Girard P., Elie P., 2007.** Manuel d'indentification des principales lésions anatomo morphologiques et des principaux parasites externes des anguilles. Collection étude Cemagref bordeaux n° 110 : 81 p.
29. **Green S.K., Schroth M.N., Cho J., Kominos S.K., Vitanza-jack V.B., 1974.** Agricultural plants and soil as a reservoir for *Pseudomonas aeruginosa*. *Appl Microbiol.* 28: 987-991.
30. **Guiraud J.P., 1998.** Microbiologie Alimentaire. Dunod, Paris. p86-87 : 271-274.
31. **Guiraud J.P., et Rosec J.P., 2004.** Pratique des normes en microbiologie alimentaire. Saint-Denis: Afnor. France. 300 p.
32. **Huss H. H., (1988).** Le poisson frais: qualité et altérations de la qualité, manuel de formation préparé pour le Programme de perfectionnement FAO/DANIDA sur la technologie du poisson et le contrôle de qualité, Rome : FAO. Print book. 43-74 p.
33. **Haard N.F., 1992.** Control of chemical composition and food quality attributes of cultured fish. *Food Research International*. 25: 289-307.
34. **Haard N., 2002.** The role of enzymes in determining seafood color, flavor and texture. In: *Safety and quality issues in fish processing* H.A.Bremuer.Combridge, UK, Woodhead publishing in food science and technology.221-254 p.
35. **Huss H. H., 1999.** La qualité et son évolution dans le poisson frais.FAO document technique sur les pêches 348. Rome. 348 p.
36. **Johnston I.A., 1999.**Muscle development and growth: potential implications for flesh quality in fish. *Aquaculture*. 177: 99–115.
37. **JORA, 2017.** Arrêté interministériel du 2 Moharram 1438 correspondant au 4 octobre 2016 fixant les critères microbiologiques des denrées alimentaires. *JOURNAL OFFICIEL DE LA REPUBLIQUE ALGERIENNE* N° 39. 18 p.
38. **Knockaert C., 2006.** Salmonidés d'aquaculture : de la production à la consommation. Quae, France. 108 p.

39. **Köse S., Erdem M.E., 2001.** Quality changes of whiting (*Merlangius merlangus euxinus*, N. 1840) stored at ambient and refrigerated temperatures. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. (1): 59-65.
40. **La Violette N., Fournier D., Dumont P., et Mailhot Y., 2003.** Caractérisation de communautés de poissons et développement d'un indice d'intégrité biotique pour le fleuve Saint-Laurent, 1995-1997. Société de la faune et des parcs du Québec, Direction de la recherche sur la faune. 237 p.
41. **Lebret B., Picard B., 2015.** Les principales composantes de la qualité des carcasses et des viandes dans les différentes espèces animales. In : Numéro spécial, le muscle et la viande. Picard B., Lebret B. (Eds). INRA. *Production Animale*. 28: 93-98.
42. **Leclerc H., 2002.** Presse therm climat bacteriologie de pseudomonas aeruginosa, Société française d'hydrologie et de climatologie médicales. 139: 9-13
43. **Leduc F., 2011.** Evaluation de la qualité des poissons frais par des approches biochimiques. Thèse de doctorat en biochimie de l'Université Science et Technologie de Lille 1 de l'Ecole doctorale biologie et Santé. 182 p.
44. **Lefèvre F., et Bugeon J., 2008.** Déterminisme biologique de la qualité des poissons in 12^{ème} Sciences du Muscle et Technologies des Viandes. 139-146 p.
45. **Lefèvre F., Bugeon J., 2015.** Quelles exigences de qualités pour les poissons d'élevage et issus de la pêche ? INRA, UR1037 Physiologie et Génomique des Poissons, F-35000 Rennes Courriel INRA Prod. Anim. 28 (2) : 119-124.
46. **Listrat A., Lebret B., Louveau I., Astruc T., Bonnet M., Lefaucheur L., Bugeon J., 2015.** Comment la structure et la composition du muscle déterminent la qualité des viandes ou chairs ? INRA Productions Animales. INRA Editions. 28(2): 125-136.
47. **Little D.C., Edwards P., 2005.** Systèmes agricoles intégrés bétail-poisson. FAO Rome. 97-99 p.
48. **Louamri A., 2010.** Contribution à l'évaluation des transports solides de l'Oued Bouhamdane à la Station de Medjez Ammar II et le Barrage Hammam Debagh, international network environmental management conflits, Santa Catarina, Brasil, 1-7 p.
49. **Love R.M., 1997.** Biochemical Dynamics and the Quality of Fresh and Frozen Fish. In *Fish Processing Technology*, 2nd Edition. Edited by G.M. Hall, Blackie Academic & Professional (Chapman & Hall) London. 1 – 26 p.

50. **Macé S., 2013.** Caractérisation et quantification moléculaires de l'écosystème microbien d'altération du saumon cru et des crevettes cuites. Thèse de Doctorat (PhD) de l'Université de Nantes Angers le Mans. 242 p.
51. **Mairesse G., 2005.** Déterminisme ante mortem et variabilité de la qualité nutritionnelle technologique et organoleptique (couleur et morphologie) de la perche commune *Perca fluviatilis* (L.). Thèse de doctorat de l'Institut National Polytechnique de Lorraine. 189 p.
52. **Marckie I.M., Pirie L., Ritchie A. H., Yamanaka H., 1997.** The formation of non-volatile amine in relation to concentrations of free basic amino-acids during post mortem storage of the muscle of scallop (*Pecten maximus*) and mackerel *Scomber Scombrus*). *Food chemistry* .60 (3):291-295.
53. **Médale F., 2005.** Caractéristiques nutritionnelles des poissons et facteurs de variations. *Aquaculture*. 79: 87-93.
54. **Médale F., 2010.** Pratiques d'élevage et qualité nutritionnelle des lipides des poissons. *Oléagineux, Corps Gras, Lipides*.17(1): 47-51.
55. **Mouokeu R.S., Njinkoue J.M., Tchoumboungang F., Mballa R.N., Matiotsop C.T., Libam P. S., Messi S.B.N., et Kuate J.R., 2018.** Evaluation du niveau de contaminations bactériologique et chimique des poissons pêchés dans les lacs Municipal, Obili et le cours d'eau Mfoundi, Yaoundé-Cameroun. *Journal of Applied Biosciences* 125: 12607-12616.
56. **Özogul Y., Ozuyurt G.F., Ozogul F., Kuley E., Polat A., 2005.** Freshness assessment of European eel (*Anguilla Anguilla*) by sensory, chemical and microbiological methods. *Food chemistry*. 92 (4): 745-751.
57. **Patrick R., et Palavage D.M., 1994.** The value of species as indicators of water quality. *Proceeding of the Academy of Naturel Sciences of Philadelphia*. Vol 145,pp. 55-92
58. **Plesiat P., 2011.** GDR pseudomonas centre national de la recherche scientifique. *Product Technology*. 370-384 p.
59. **Purwaamidjaja E.T., 2010.** Storage quality of frest redfish (*Sebastes marinus*) fillet as affected by different cooling methods. Final Project. Thesis of Master of Jakarta Fisheries University. Fisheries Tranning Programme. 37 p.
60. **Quilici M.L., 2011.** Le diagnostic bactériologique sur cholera. *Revue Francophone des laboratoires*. Institut Pasteur, Paris-France, N°431.p :43-50.
61. **Regost C., 2001.** Effets des lipides sur la qualité nutritionnelle, physique et organoleptique de la chair de la Truite Fario (*Salmo trutta*) et du turbot (*Psetta maxima*).

- Thèse de doctorat de l'Université de Rennes 1 de l'Ecole Doctorale Vie-Agronomie Santé.
222 – 189 p.
62. **Richard Y., Baillargeon J.P., Masse H., 2016.** Guide de classification des anomalies externes des poissons d'eau douce du Québec. ENSEMBLE. 186 p.
63. **Scharperclaus P.W., 1962.** Les maladies des poissons « maladies non parasitaires » BULLETIN FRANÇAIS DE PISCICULTURE TRENTE-CINQUIEME ANNEE N°206 :5-17 p.
64. **Servais P., 2000.** Contamination bactérienne et virale. Programme scientifique Seine-Aval. 4 p.
65. **Shouchun L., Wen F., Saiyi Z., Changwei, M. Pinglan Li., Kang Z., Zhaohui P., Meijun Z., 2010.** Quality evaluation of tray-packed tilapia filets stored at 0C based on sensory, microbiological, biochemical and physical attributes. African Journal of Biotechnology. 9(5): 692-70 p .
66. **Stansby M. E., 1962.** Proximate composition of fish. In: E. Heenans R. Kreuzer (ed) Fish in nutrition, News Books Ltd, London, 55-60 p.
67. **Tekfi K., 2006.** « Étude des performances épuratoires d'une station d'épuration des boues activées », mémoire pour l'obtention de diplôme de DEUA. Option traitement et épuration de l'eau, département hydraulique, université Tlemcen.
68. **Tsamba M., 2010.** Effets du froid sur la qualité bactériologique des filets de sole élaborés dans une industrie de pêche au Sénégal. Mémoire de master. université Chikhanta Diop de Dakar, Sénégal. 2-3 p.
69. **Uhland C., Mikaelian I., Martineau D., 2000.** Maladies des poissons d'eau douce du Québec. Guide de diagnostic. Les presses de l'Université de Montréal. 466 p.
70. **Voile de chine., 2015.** La perte d'écaïlles du poisson rouge - Voile de Chine voile de chine.forumactif.org > ... > MALADIES > Articles sur les maladies.
71. **Zakhia N., 1992.** Le séchage du poisson (tilapia spp.) étude de la relation procédé-qualité du produit application de terrain au mali. Thèse de doctorat. Université de Paris VII, Université de Paris XI et E.N.S.I, France. 23- 24 ; 30 p.
72. **Zang B., Deng S., 2012.** Quality assessment of *Scomber japonicus* during different temperature storage: biochemical, textural and volatile flavor properties. In International conference on artificial intelligence and soft computing. Notes Information Technology 1:1155–116144 p.

Sites internet

[1]http://www.hc-sc.gc.ca/fniah-spnia/pubs/promotion/_safety-salubrite/fish-poisson-fra.php. Consulter le: (12/05/2019).

[2] <https://poissonpecheur.com/anatomie-et-physiologie-des-poissons>(27/04/2019-23:28)

[3]www.fao.org (17/05/2019 21:08)

Annexe I :

Tableau 01 : Table de Mac Grady pour les poissons.

Nombre caractéristique	Nombre de cellules
000	0.0
001	0.3
010	0.3
011	0.6
020	0.6
100	0.4
101	0.7
102	1.1
110	0.7
111	1.1
120	1.1
121	1.5
130	1.6
200	0.9
201	1.4
202	2.0
210	1.5
211	2.0
212	3.0
220	2.0
221	3.0
222	3.5
223	4.0
230	3.0
231	3.5
232	4.0
300	2.5
301	4.0
302	6.5
310	4.5
311	7.5
312	11.5
313	16.0
320	9.5
321	15.0
322	20.0
323	30.0
330	25.0
331	45.0
332	110.0
333	140.0

Annexe II :

Tableau 02 : Table de Mac Grady pour l'eau.

Nombre caractéristique			Nombre de cellules
3 tubes de 10 ml	3 tubes de 1 ml	3 tubes de 0.1	NPP dans 100 ml
0	0	1	3
0	1	0	3
0	1	1	6
0	2	0	6
1	0	0	4
1	0	1	7
1	0	2	11
1	1	0	7
1	1	1	11
1	2	0	11
1	2	1	15
1	3	0	16
2	0	0	9
2	0	1	14
2	0	2	20
2	1	0	15
2	1	1	20
2	1	2	30
2	2	0	20
2	2	1	30
2	2	2	35
2	2	3	40
2	3	0	30
2	3	1	35
2	3	2	40
3	0	0	20
3	0	1	40
3	0	2	65
3	1	0	45
3	1	1	70
3	1	2	115
3	1	3	160
3	2	0	95
3	2	1	150
3	2	2	200
3	2	3	300
3	3	0	250
3	3	1	450
3	3	2	1100
3	3	3	1400

Annexe III : Tableaux de lecture de la galerie biochimique api**Tableau 03** : Tableau de lecture de la galerie miniaturisée API 20E.

Test	Groupements active	Réactions / Enzymes	Résultats	
ONPG	Ortho-nitro-phényle-B-D-Galactopyranoside	Beta-galactosidase	Négative	Positive
			incolore	Jaune
ADH	Arginine	Arginine désahydrolase	Jaune	Rouge/ Orange
LDC	Lysine	Lysine décarboxylase	Jaune	Orangé
ODC	Orthine	Ornithine décarboxylase	Jaune	Rouge/ Orange
 CIT 	Sodium citrate	Utilisation de citrate	vert	Bleu-vert/ Orange
H₂S	Thiosulfate de sodium	Production de H ₂ S	incolore	Noir
URE	Urée	Uréase	Jaune	Rouge/ Orange
TDA	Tryptophane	Tryptophane désaminase	Jaune	Marron
IND	Tryptophane	Production d'indole	incolore	Rose
 VP 	Pyruvate de sodium	Production d'acétoïne	VP1+ VP2	
			Incolore	Rose/ Rouge
 UGEL U 	Gélatine emprisonnant de charbon	Gélatinase	Pas de diffusion de pigment noir	Diffusion de pigment noir
GLU	Glucose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune/ Vert jaune
MAN	Mannitol	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
INO	Inositol	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
SOR	Sorbitol	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
RHA	Rhamnose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
SAC	Sucrose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
MEL	Mlebiose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
AMY	Arabinose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
ARA	Arabinose	Fermentation /oxydation	Bleu/bleu vert	Jaune
NOR3 R- NOR2	GLU tube	Production de NO ₂ réduction N ₂ gaz	NIT 1+NIT 2, 2-3 min	
			Jaune	Rouge

Tableau 04 : Tableau de lecture de la galerie miniaturisée Api Staph.

Tests	substrats	Caractère recherché	Résultats	
			Négatif	Positif
0	aucun	Témoin négatif	Rouge	-
GLU	D-glucose	Témoin positif	Rouge	Jaune
FRU	D-fructose	Acidification à partir du carbohydrate		
MNE	D-mannose			
MAL	Maltose			
LAC	Lactose			
TRE	D-tréhalose			
MAN	D-mannitol			
XLT	Xylitol			
MEL	D-melibiose			
NIT	Nitrate de potassium			
			Incolore/rose	Rouge
PAL	β -naphtylac.phosphate	Phosphatase alcaline	ZYM A + ZYM B / 10 mn	
			jaune	violet
VP	Pyruvate de sodium	Production d'acétyl méthyl-carbonyl	VP 1 + VP 2 / 10 mn	
			Incolore/rose	Violet/rose
RAF	Raffinose	Acidification à partir du carbohydrate	Rouge	Jaune
XYL	Xylose			
SAC	Saccharose			
MDG	α -méthyle-D-glucosamine			
NAG	N-acétyl-glucosamine			
ADH	Arginine	Arginine dihydrolase	Jaune	Orange/rouge
URE	Urée	Uréase	Jaune	Rouge/violet

Tableau 5: Tableau de lecture de la galerie miniaturisée API 20 NE.

Tests	Substrat	Enzymes/Réactions	Résultats	
			Négatif	Positif
NO ₃	Nitrate de potassium	Réduction des nitrates en nitrites	NIT 1 + NIT 2 / 5 mn	
			Incolore	Rose-rouge
		Réduction des nitrates en azote	ZN / 5 mn	
			Rose	Incolore
TRP	Tryptophane	Formation d'indole	TRP / 3-5 mn	
			Incolore	Goutte rouge
GLU	Glucose	Fermentation	Bleu à vert	Jaune
ADH	Arginine	Arginine dihydrolase	Jaune	Orange/rose/rouge
URE	Urée	Uréase	Jaune	Orange/rose/rouge
ESC	Esculine	Hydrolyse	Jaune	Gris/marron/noir
GEL	Gélatine	Hydrolyse	Pas de diffusion du pigment	Diffusion du pigment noir
PNPG	p-Nitro-phényle- β D-Galactopyranoside	B-galactosidase	Incolore	Jaune
GLU	Glucose	Assimilation	Transparence	Trouble
ARA	Arabinose			
MNE	Mannose			
MAN	Mannitol			
NAG	N-acétyl-glucosamine			
MAL	Maltose			
GNT	Gluconate			
CAP	Caprate			
ADI	Adipate			
MLT	Malate			
CIT	Citrate			
PAC	Phényl-acétate			
OX	Tetraméthyl-p-phenylène diamine			

Résumé

Cette étude consiste à évaluer la qualité microbiologique des branchies et de la chair des 2 espèces faisant partie de la faune du barrage Bouhamdane (Hammam Debagh) à savoir le barbeau et le sandre, ainsi que leur biotope (milieu).

Les analyses microbiologiques sont portées sur la recherche et le dénombrement de la flore mésophile aérobie totale, les coliformes totaux et fécaux, les ASR, *Staphylococcus aureus*, les salmonelles, *Vibrio cholériques*, *Pseudomonas aeruginosa* et levures et moisissures.

Les résultats obtenus ont révélé une présence de la flore mésophile aérobie totale, les coliformes totaux et fécaux, et les moisissures dans les deux espèces des poissons (branchies et chair) ainsi que dans l'eau. Quant aux ASR, elles sont présentes dans les branchies et la chair des 2 espèces en question, contrairement aux *Staphylococcus aureus*, les salmonelles, *Vibrio cholériques*, *Pseudomonas aeruginosa* et levures, dont la recherche est négative que ce soit dans les poissons ou l'eau.

Ces résultats montrent que les 2 espèces étudiées du barrage Bouhamdane sont de qualité microbiologique satisfaisante et leur consommation sera confirmée après une analyse éco-toxicologique complémentaire. Par contre l'eau de ce barrage est de qualité microbiologique inacceptable. Sa consommation sans traitement constitue un danger potentiel pour la santé publique.

Mots clés : Poisson, eau, barbeau, sandre, qualité microbiologique, barrage Bouhamdane.

Abstract

This study consists in evaluating the microbiological quality of the gills and the flesh of the 2 species belonging to the fauna of the Bouhamdane (Hammam Debagh) dam namely barbeau and sander as well as their biotope (middle).

Microbiological analyzes are carried out on the search and enumeration of total aerobic mesophilic flora, total and faecal coliforms, ASR, *Staphylococcus aureus*, *Salmonella*, *Vibrio cholera*, *Pseudomonas aeruginosa* and yeasts and molds.

The results revealed a presence of total aerobic mesophilic flora, total and faecal coliforms, and molds in both species of fish (gills and flesh) as well as in water. As for ASR, they are present in the gills and the flesh of the 2 species in question, unlike *Staphylococcus aureus*, *Salmonella*, *Vibrio cholera*, *Pseudomonas aeruginosa* and yeasts, whose research is negative whether in fish or water.

These results show that the 2 studied species of the Bouhamdane dam are of satisfactory microbiological quality and their consumption will be confirmed after a complementary ecotoxicological analysis. On the other hand, the water of this dam is of unacceptable microbiological quality. Its consumption without treatment is a potential danger to public health.

Key words: Fish, water, barbeau, sander, microbiological quality, Bouhamdane dam.

ملخص

تتّكز هذه الدراسة على تقييم الجودة الميكروبيولوجية للخياشيم ولحم النوعين المنتمين إلى حيوانات سد بوحمدان (حمام دباغ) وهما باربوس وساندر وكذلك مياه الوسط الذي تعيش فيه.

تعتمد التحاليل الميكروبيولوجية على البحث والتعداد الخاص بالنباتات الهوائية متوسطة الحجم الكلية والبكتريا القولونية الكلية والبرازية ، ASR ، المكورات العنقودية الذهبية ، السالمونيلا ، ضمة الكوليرا ، والبكتريا الزنجارية والخمائر والعفن.

كشفت النتائج عن وجود مجموعة كاملة من النباتات المتوسطة الهوائية ، والقولون الكلي والبرازي ، والعفن في كلا النوعين من الأسماك (الخياشيم واللحم) وكذلك في الماء .أما بالنسبة إلى ASR، فهي موجودة في الخياشيم ولحم النوعين المذكورين ، على عكس المكورات ال عنقودية الذهبية والسلمونيلا و ضمة الكوليرا والبكتريا الزنجارية والخمائر ، التي تعتبر أبحاثها سلبية سواء في الأسماك أو الماء.

تبين هذه النتائج أن النوعين المدروسين من سد بوحمدان يتمتعان بجودة ميكروبيولوجية مرضية وسيتم تأكيد استهلاكهما بعد إجراء تحليل تكميلي للسمية البيئية .من ناحية أخرى ، فإن مياه هذا السد ذات جودة ميكروبيولوجية غير مقبولة .استهلاكه دون علاج يشكل خطرا محتملا على الصحة العامة.

الكلمات المفتاحية: السمك ، الماء ، باربوس ، ساندر ، الجودة الميكروبيولوجية ، سد بوحمدان.